



SEP

SECRETARÍA DE
EDUCACIÓN PÚBLICA



**TECNOLÓGICO NACIONAL DE MÉXICO
INSTITUTO TECNOLÓGICO DE LA CUENCA DEL PAPALOAPAN**

**POTENCIAL DE LA LÍNEA DE CHILE 41-1 RESISTENTE A
PATÓGENOS DEL SUELO COMO PORTA-INJERTO DE
CHILES COMERCIALES.**

Tesis que presenta

GARCÍA MARTÍNEZ ANA LUCIA

Para obtener el título de:

LICENCIATURA EN BIOLOGÍA

Tuxtepec, Oaxaca.

Diciembre de 2018



INSTITUTO TECNOLÓGICO DE
LA CUENCA DEL PAPALOAPAN



COLEGIO DE POSTGRADUADOS
CAMPUS, MONTECILLO

**POTENCIAL DE LA LÍNEA DE CHILE 41-1 RESISTENTE A
PATÓGENOS DEL SUELO COMO PORTA-INJERTO DE
CHILES COMERCIALES.**

GARCÍA MARTÍNEZ ANA LUCIA

No. de control: 11810085

DIRECTOR INTERNO DE TESIS:

ING. VICENTE VILLAR ZARATE

DIRECTOR EXTERNO DE TESIS:

DR. VICTOR HEBER AGUILAR RINCÓN

COLABORADOR DE TESIS:

M.C. HERNÁN VILLAR LUNA

PERIODO DE REALIZACIÓN:

OCTUBRE, 2017- AGOSTO, 2018

SAN BARTOLO, TUXTEPEC, OAX., DICIEMBRE 2018

El presente proyecto de tesis, de la C. **García Martínez Ana Lucia** denominado **Potencial de la línea de chile 41-1 resistente a patógenos del suelo como porta-injerto de chiles comerciales**, que se desarrolló en el **Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo, Texcoco, estado de México** fue revisado y aprobado por el:

DIRECTOR INTERNO DE TESIS

ING. VICENTE VILLAR ZARATE



FIRMA

DIRECTOR EXTERNO DE TESIS

DR. VICTOR HEBER AGUILAR RINCÓN



FIRMA

COLABORADOR

M.C. HERNÁN VILLAR LUNA



FIRMA

DICIEMBRE DE 2018



SEP
SECRETARÍA DE
EDUCACIÓN PÚBLICA

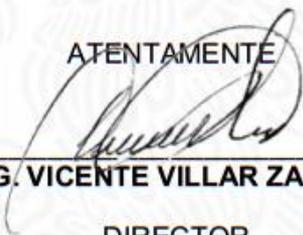
TECNOLÓGICO NACIONAL DE MÉXICO
Instituto Tecnológico de la Cuenca del Papaloapan

San Bartolo, Tuxtepec, Oaxaca a 23/01/2019
ASUNTO: Dictamen de tesis aprobada.

ING. ROBERTO PANUNCIO MORA SOLIS
DEPARTAMENTO ACADÉMICO
PRESENTE.

El comité de Tesis de la **C. Ana Lucía García Martínez**, asignado por la Academia de Biología del Instituto Tecnológico de la Cuenca del Papaloapan, integrado por los **CC: Ing. Vicente Villar Zarate, Ing. Antelmo Prado Leal, Ing. Emanuel Pérez López**, habiéndose reunido a fin de evaluar el trabajo final de la tesis titulada "**Potencial de la línea de chile 41-1 resistente a patógenos del suelo como porta-injerto de chiles comerciales**", que se presenta como requisito parcial para obtener el Título de Licenciada en Biología, y de acuerdo con las Bases para la Elaboración de Tesis de licenciatura y Posgrado, dictaminó su **APROBACIÓN** para ser presentada en el Examen Profesional correspondiente.

ATENTAMENTE



ING. VICENTE VILLAR ZARATE

DIRECTOR



ING. ANTELMO PRADO LEAL

SECRETARIO



ING. EMANUEL PÉREZ LÓPEZ

VOCAL



Av. Tecnológico No. 21 San Bartolo Tuxtepec, Oaxaca, C.P. 68446
Tels. 287 87 53926, 287 87 54015, e-mail: dir_cpapaloapan@tecnm.mx
www.itcuencadelpapaloapan.com



El presente proyecto de tesis, del C. **García Martínez Ana Lucia**, denominado **Potencial de la línea de chile 41-1 resistente a patógenos del suelo como porta-injerto de chiles comerciales**, que se desarrolló en el **Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo**, fue revisado y aprobado para su impresión por el Honorable jurado integrado por:

FIRMA

PRESIDENTE

ING. VICENTE VILLAR ZARATE



SECRETARIO

ING. ANTELMO PRADO LEAL



VOCAL

ING. EMANUEL PÉREZ LOPEZ



DICIEMBRE DE 2018

AGRADECIMIENTOS

Primeramente, doy gracias a Dios por permitirme llegar hasta donde hoy me encuentro y tener otra oportunidad más en esta vida.

A mi institución (Instituto Tecnológico de la Cuenca del Papaloapan) por convertirme en una persona profesional y las facilidades que me brindó para poder culminar mi licenciatura con gran satisfacción.

Al colegio de postgraduados por darme la oportunidad de poder realizar mi tesis, y por haber aprendido nuevas cosas, motivarme para seguir estudiando.

Al Dr. Víctor Heber Aguilar Rincón, mi asesor de tesis, por el apoyo que me brindo para la realización de esta tesis, por el tiempo brindado para la revisión de mi tesis, y estar siempre pendiente de mi investigación, pero también porque aprendí cosas nuevas de un gran doctor.

A mi persona favorita que sin él no habría llegado hasta aquí, por la gran paciencia que me tuvo, también por estar cuando más lo necesitaba, por apoyarme a realizar este trabajo, por enseñarme y explicarme cosas que no entendía, gracias.

Les agradezco a todos por el apoyo brindado, aprendizaje obtenido y poder culminar mi licenciatura, simplemente GRACIAS.

DEDICATORIA

Dedico esta tesis a todas esas personas que siempre estuvieron conmigo, que sin ellos no pude llegar tan lejos con su apoyo y la paciencia que me tuvieron a lo largo de este proceso.

A mí querido dios que siempre estuvo ahí para mí, en todos los años de mi carrera y por no dejarme nunca sola.

A mis padres, Juan García Flatcher y Florencia Martínez Alcalá, gracias a ellos estoy donde me encuentro hoy, por el apoyo, por tantos consejos, por el amor que me tienen, gracias por todo.

A mis hermanas y hermano, Florencia gran persona, de buenos sentimientos, que siempre estuvo ahí para mí y nunca dejarme sola; a mi hermana menor Yoli por ser una gran persona y estar conmigo en todo momento, a mi hermano José Juan, siempre tan bueno y lindo con conmigo y con los demás, por el apoyo incondicional que me brindó, por estar ahí para mí siempre, gracias a mi gran familia por su inigualable amistad.

CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	v
DEDICATORIA	vi
ÍNDICE DE CUADROS	ix
ÍNDICE DE FIGURAS	x
RESUMEN	xii
ABSTRACT	xiii
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Objetivos	5
1.1.1. Objetivo general	5
1.1.2. Objetivos específicos	5
1.2. Hipótesis	6
2. REVISIÓN DE LITERATURA	7
2.1. Origen del chile (<i>Capsicum annuum</i>).....	7
2.1.1. Clasificación taxonómica de <i>C. annuum</i>	10
2.2. Importancia del chile	13
2.3. Problemáticas del cultivo de chile	16
2.4. Manejo de las enfermedades de la raíz del chile	18
2.4.1. Control químico	19
2.4.2. Control biológico	21
2.4.3. Control genético.....	24
2.5 El injerto	28
2.5.1 Uso de porta-injertos para el manejo de enfermedades de la raíz.....	30
3. MATERIALES Y MÉTODOS	33
3.1. Material Vegetal	34
3.1.1. Injertado	34
3.1.2. Condiciones del injerto y aclimatación	36
3.1.3. Trasplante y mantenimiento	37
3.1.4. Experimentos realizados	38
3.2. Variables evaluadas	39
3.2.1. Porcentaje de amarre	39

3.2.2. Variables fenológicas	39
3.2.3. Días a floración.....	40
3.2.4. Variables de rendimiento	41
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	42
4.1. Porcentaje de amarre	42
4.2. Variables fenológicas	44
4.2.1. Altura de la planta y diámetro del tallo	44
4.2.2. Días a floración.....	49
4.3. Variables de rendimiento	51
4.3.1. Pedúnculo	51
4.3.2. Longitud de frutos	52
4.3.3. Diámetro	54
4.3.4. Pericarpio Pimiento.....	55
4.3.5. Número de frutos.....	56
4.3.6. Peso promedio de frutos por planta.....	58
5. CONCLUSIONES	62
6. ITERATURA CITADA	63
7. ANEXOS	84

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Número de plantas sobrevivientes y porcentaje de amarre de variedades injertadas sobre S41-1.	43
Cuadro 2. Días que trascurrieron cuando el 50% de las plantas por tratamientos alcanzaron la floración.	50

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Localización del área de estudio	33
Figura 2. Proceso de injertado.....	36
Figura 3. Comparación de altura de las plantas por cada variedad a los 28 ddt y a los 186 ddt, se muestran las medidas en cm de las plantas injertadas y plantas testigo de cada variedad. Medias con letras comunes no son significativamente diferentes ($p > 0.05$).....	45
Figura 4. Comparación de diámetros a 28 (A) y 186 (B) ddt tomados a 2 cm del sustrato en las plantas testigos y el porta-injertos, en las gráficas se muestran el grado de significancia para cada variedad... ..	47
Figura 5. Comparación de diámetros en las plantas testigos y el diámetro del injerto, en la cual no hay significancia (a), (Tukey $P = 0.05$).	47
Figura 6. Graficas que muestran la diferencias que hay entre el diámetro superior con el inferior en los días 28 y 186 días después del trasplante, medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$).....	48
Figura 7. Gráfica que representa la longitud del pedúnculo en centímetros de los frutos de cada tratamiento realizado, medias con letra común no son significativamente diferentes.....	52
Figura 8. Grafica que muestra la longitud del fruto en centímetros, con las variedades correspondientes injerto y no injerto, medias con letra común no son significativamente diferentes	53

Figura 9. Resultados obtenidos de las evaluaciones del diámetro de las cuatro variedades injertadas y no injertadas, se muestran en cm. Barras con letras similares no muestran diferencias significativas.....	55
Figura 10. Grafica que representa el pericarpio del pimiento en grosor, evaluando el grado de significancia entre ambos tratamientos injertados y no injertados, barras con letras similares no muestran diferencias.....	56
Figura 11. Grafica que muestra el número de frutos de cada variedad injertada y no injertada, mediante el análisis de varianza., evaluando el grado de significancia en ambos tratamientos.....	58
Figura 12. Grafica que representa el peso promedio de frutos por tratamiento en las cuatro variedades evaluadas, injerto-testigo, evaluando el grado de significancia en ambos tratamientos.....	60

RESUMEN

El chile es un cultivo de gran importancia en México y el mundo, incluido entre los principales productos de exportación en nuestro país. Esta hortaliza se enfrenta a una serie de problemas que afectan su rendimiento, como las enfermedades causadas por los patógenos *Phytophthora capsici* y nematodos agalladores. Para el manejo de estos se recurre al uso de productos químicos, nocivos para el ambiente y la salud humana. Un método alternativo, es el uso de genotipos resistentes como porta-injertos. La línea 41-1 es resistente a *P. capsici* y a nematodos agalladores. Por esta razón, se verificó su posible uso como porta-injerto. Se injertaron cuatro variedades de chiles comerciales (Pasilla, Guajillo, Ancho y Pimiento morrón). Se determinó el potencial de 41-1 como porta-injerto, evaluando compatibilidad, fenología, morfología de frutos y rendimiento. Se tomaron datos en plantas injertadas y no injertadas por variedad. La compatibilidad en pasilla fue del 72.2%, guajillo 66.6%, pimiento morrón 33.3% y ancho 16.6% de amarre. El comportamiento fenológico se evaluó en la altura, diámetro del tallo y días a floración, solo en la variedad pimiento morrón resulto significativamente diferente en el diámetro del tallo. Para morfología de frutos, se midió el pedúnculo, longitud, diámetro y pericarpio (solo pimiento morrón), no se encontró diferencias significativas. El rendimiento involucro número y peso de frutos por planta, en el número de frutos la variedad ancho presento diferencia significativa a favor del injerto; para el peso, solo en pimiento morrón injertado se presentó una reducción significativa. La línea 41-1 tiene potencial como porta-injerto para las variedades pasilla y guajillo, por el alto porcentaje de amarre y no afecta el rendimiento.

ABSTRACT

The Chili is a crop of great importance in Mexico and the world, including among the main export products in our country. This vegetable faces a series of problems that affect its yield, such as diseases caused by pathogens *Phytophthora capsici* and root-knot nematodes. For the control of these, the use of pesticides is used, noxious to the environment and human health. An alternative method is the use of resistant genotypes as rootstocks. The 41-1 line is resistant to *P. capsici* and root-knot nematodes. For this reason, its possible use as a rootstocks was verified four varieties of commercial chilies (Pasilla, Guajillo, Ancho and Pimiento) were grafted. 41-1 potential as rootstock was determined by assessing compatibility, phenology, fruit morphology and yield. Data were taken on grafted and ungrafted plants by variety. The compatibility in pasilla was of 72.2%, guajillo 66.6%, pimiento 33.3% and ancho 16.6%. The phenological behavior was evaluated in height, stem diameter and days to flowering, only the variety pimiento resulted in significantly different stem diameter. For fruit morphology, the peduncle, length, diameter and pericarp (only pepper) were measured, no significant differences were found. The yield involved number and weight of fruits per plant, in the number of fruits the ancho variety presented significant difference in favor of the graft. For the weight, only in grafted pimiento showed a significant reduction. The 41-1 line has potential as rootstock for varieties pasilla and guajillo, the high percentage of compatibility and does not affect yield.

1. INTRODUCCIÓN

El chile es uno de los cultivos originarios de México y de gran importancia en el mundo, (Aguirre y Muñoz, 2015). El consumo de esta hortaliza se ha incrementado debido a que es rica en vitaminas (A, C y B6, principalmente), antioxidantes, β -caroteno, flavonoides, anticancerígenos, antimicrobianos, pigmentos, saborizantes, aceites fijos y volátiles, carotenoides, oleorresinas y alcaloides con potencial insecticida (Liu *et al.*, 2013). En México es un elemento básico y forma parte de uno de los principales productos de exportación, situándolo como el principal exportador de chile verde y el segundo productor a nivel mundial (ASERCA, 1998; Caro-Encalada *et al.*, 2014). De las 32 especies del género *Capsicum*, cinco son domesticadas: *Capsicum annum*; *Capsicum baccatum*, *Capsicum Chinense* Jacq, *Capsicum frutescens* L. y *Capsicum pubescens* (Kraft *et al.*, 2014). De estas la más importante desde el punto de vista económico es *C. annum*, y es México donde se encuentra la mayor diversidad, se han consignado más de 60 tipos de chile con variabilidad morfológica, tamaño y color (Aguilar *et al.*, 2013; Pozo *et al.*, 1991; Baltazar 1997). Sin embargo, el cultivo de esta hortaliza se enfrenta a una serie de factores bióticos y abióticos que afectan severamente su rendimiento, dentro de los abióticos están principalmente factores extremos en el ambiente como

temperatura, luz, humedad del suelo y desbalance de nutrientes. Dentro de los factores bióticos se encuentran los daños provocados por plagas y enfermedades. Las enfermedades son causadas por virus, bacterias, nematodos, hongos y oomicetos (Chew, *et al.*, 2008; Pozo-Campodónico, 1983; Velázquez-Valle *et al.*, 2007). El principal problema fitosanitario al que se enfrenta este cultivo es la enfermedad conocida como “marchitez del chile” causada por *Phytophthora capsici* L., el cual causa pudrición en las raíces, necrosis en el tallo, hojas y frutos (Ristaino y Johnston, 1999; Silva-Rojas *et al.*, 2009). Este patógeno tiene la capacidad de provocar pérdidas del 70% al 80% en las principales zonas de producción en México (Erwin y Ribeiro, 1986; González *et al.*, 2004). También, dentro de los factores bióticos destacan los nematodos, los cuales generan pérdidas que van del 15% hasta el 60%. Los principales síntomas que manifiestan los nematodos son achaparramiento, amarillamiento, marchitez, escaso follaje, frutos pequeños y de baja calidad (Velázquez-Valle *et al.* 2007, Verdejo-Lucas *et al.*, 1994). Debido al gran impacto que generan estos patógenos, en la actualidad se emplean diversos métodos para su manejo, uno de estos métodos es el control biológico empleando microorganismos antagonicos.

Existen reportes del uso de diversos productos biológicos, la mayoría formulados con *Trichoderma*, *Gliocadium*, *Pseudomonas* y *Bacillus*

(Martínez, 2009; Alejo-Lozano, 2014). Otro método empleado es el uso de productos químicos, ampliamente utilizado, sin embargo, estos son altamente peligrosos para el medio ambiente, la salud del ser humano y generan resistencias del patógeno. El uso de genotipos de chiles resistentes es un método que puede resultar en una alternativa amigable con el ambiente (Louws *et al.*, 2010; Guigón y González, 2001), introducir esta resistencia a variedades susceptibles resulta algo complejo y difícil ya que se requieren muchos años de selección y evaluación (Sy *et al.*, 2008; Russo, 2012), por esta razón una alternativa novedosa y que resulta rápida de implementar para el control de fitopatógenos del suelo es el uso de injertos sobre patrones resistentes, esta técnica es muy utilizada en jitomate para controlar enfermedades como la causada por *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* entre otras más (Santos y Goto, 2004; Gómez, 1997). En la actualidad no se cuentan con estrategias aceptables para manejar estas enfermedades y el uso de pesticidas es cada vez más frecuente, por ello se necesitan de nuevas estrategias que reduzcan los daños al ambiente y los costos de producción, una de estas alternativas puede ser el uso de porta-injertos resistentes.

En el Colegio de Postgraduados se han colectado y caracterizado morfológicamente alrededor de 600 accesiones de los principales tipos de chiles cultivados en México, así como algunos criollos regionales,

estas colectas han sido evaluadas en su resistencia a *P. capsici* y a nematodos agalladores, de estos experimentos destacaron en su resistencia las líneas criollas tipo huacle de Oaxaca 35-3 y serranillo de Puebla 41-1 (Palma-Martínez *et al.*, 2017; Gómez-Rodríguez *et al.*, 2017), por esta razón surge el interés de determinar el posible uso de una de estas líneas como porta-injertos resistentes para el control de patógenos del suelo, dado lo anterior se plantea los siguientes objetivos.

1.1. Objetivos

1.1.1. Objetivo general

Determinar el potencial que tiene la línea 41-1 como porta-injerto de las variedades comerciales Pasilla, Guajillo, Ancho y Pimiento Morrón.

1.1.2. Objetivos específicos

- Evaluar la compatibilidad de los injertos de variedades comerciales de chile pasilla, guajillo, ancho y pimiento morrón sobre 41-1.
- Determinar el efecto de los injertos en los caracteres, altura de planta, diámetro de tallo, días a floración, morfología de frutos y rendimiento

1.2. Hipótesis

Existe compatibilidad entre el porta-injerto 41-1 y las variedades comerciales de chile ancho, guajillo, pasilla y pimiento morrón, sin afectar significativamente características fenológicas, de fruto y de rendimiento.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Origen del chile (*Capsicum annum*)

El mayor número de especies silvestres de chiles se localiza en América del Sur donde se estima que se originó el género *Capsicum* (SAGARPA, 2015). En estudios recientes, el análisis del ADN cloroplástico (ADNc) ha indicado que el género *Capsicum* pertenece a la tribu Capsiceae de la familia de las Solanáceas (Olmstead *et al.*, 2008; Eshbaugh, 1980, McLeod *et al.*, 1983,).

El estudio de los perfiles electroforéticos de proteínas en la semilla indicaron que el origen es polifilético (Panda *et al.*, 1986), mientras que el análisis del ADNc y ADN nuclear de once especies de *Capsicum* y 18 especies de solanáceas indicaron el origen monofilético del género, las especies de *Capsicum* formaron un grupo aparte constituido a su vez por tres grupos de especies: uno incluyó a *C. ciliatum*, otro a *C. cardenasii* y *C. eximium* y el tercero a *C. tovarii*, *C. pubescens*, *C. chacoense*, *C. bacatum*, *C. galapagoense*, *C. chinense*, *C. frutescens* y

C. annuum (Walsh y Hoot, 2001). Ibiza *et al.* (2011) analizaron más de 200 accesiones en varias especies de *Capsicum* que incluyeron a *C. chinense*, *C. frutescens*, *C. cardenasii*, *C. eximium*, *C. baccatum*, *C. praetermissum*, *C. chacoense*, *C. tovarii* con marcadores moleculares AFLP y detectaron relaciones genéticas estrechas entre *C. chinense* y *C. frutescens*; así como entre *C. cardenasii* y *C. eximium* y, entre *C. baccatum* y *C. praetermissum*, el análisis colocó a *C. chacoense* en el complejo de *C. baccatum* y mostró a *C. tovarii* como una especie aparte. En un análisis citogenético donde se involucraron a 20 especies y cinco variedades de *Capsicum* permitió formar dos grupos: el primero de 13 especies con $2n = 2x = 24$, así como cariotipos simétricos, con pares principalmente metacéntricos (Moscone *et al.*, 2007), en este grupo están las especies *C. chacoense*, *C. parvifolium*, *C. galapagoense*, *C. annuum* (variedades *glabriusculum* y *annuum*), *C. chinense*, *C. frutescens*, *C. baccatum* (variedades *baccatum*, *pendulum* y *umbilicatum*), *C. praetermissum*, *C. eximium*, *C. cardenasii*, *C. pubescens*, *C. tovarii* y *C. flexuosum*; el segundo grupo con siete especies (*C. mirabile*, *C. schottianum*, *C. pereirae*, *C. campylopodium*, *C. recurvatum*, *C. villosum* y *C. rhomboideum*) con $2n = 2x = 26$ y cariotipos asimétricos con cromosomas submetacéntricos y telocéntricos, principalmente. En el estudio la ausencia de secuencias teloméricas en localizaciones ectópicas de las especies $2n = 24$ sugiere que las especies $x = 13$ derivaron de $x = 12$ (Moscone *et al.*, 2007).

En base a los resultados obtenidos en la longitud y asimetría del cariotipo, así como por los contenidos de ADN nuclear y de heterocromatina, en el 2007, Moscone *et al.*, postularon que *C. chacoense* es el taxón más primitivo del género *Capsicum* y que las especies brasileñas $2n=26$ son las más evolucionadas, especialmente *C. campylopodium*; todos estos resultados refuerzan la hipótesis de tres linajes independientes durante la domesticación del chile: el complejo *C. annuum*, *C. baccatum* y *C. pubescens*. El género, *C. annuum* es ampliamente conocido y sus especies de mayor importancia económica (Pickersgill, 1971).

La domesticación de *C. annuum* probablemente se inició en el noreste o en centro-este de México, los restos de chiles más antiguos, con 7 a 9 mil años de antigüedad, se obtuvieron del estrato pre-cerámico de las cuevas de Coxcatlán, en el valle de Tehuacán, Puebla y las cuevas de Romero y Valenzuela, en Ocampo, Tamaulipas, junto con restos de otros cultivos como maíz (*Zea mays* L.), frijol (*Phaseolus* spp.) y calabaza (*Cucurbita* sp.) (Kraft *et al.*, 2014). Los restos de chile en los estados de Tamaulipas y Puebla se consideran más antiguos que los de maíz, frijol y calabaza (Hernández-López *et al.*, 2013), además, las evidencias indican que ocurrieron múltiples eventos de domesticación

independientes a partir de progenitores ampliamente distribuidos en el centro de origen y de la diversidad de *Capsicum* (Kraft *et al.*, 2014).

En el germoplasma de la Península de Yucatán se ha encontrado el mayor número de haplotipos, lo que sugiere que dicha región es un importante centro de domesticación y diversificación del chile (Aguilar-Meléndez *et al.*, 2009).

2.1.1. Clasificación taxonómica de *C. annuum*

La taxonomía del género *Capsicum* es muy compleja, por la gran variabilidad de tipos existentes en las formas cultivadas y a la diversidad de criterios utilizados en su clasificación, primeramente el género fue establecido por Tournefort, con 27 especies, en 1700; en 1754, Miller describió 18 especies; por otra parte Linneo en su obra *Species Plantarum*, en 1753, reconoce solamente dos especies (*C. annuum* y *C. frutescens*), posteriormente en *Mantissa Plantarum*, en 1767, añadió dos especies más (*C. baccatum* y *C. grossum*); en 1798, Willdenow describe una especie de Sudamérica que la nombra *C.*

pendulum; al siguiente año, en 1799, Ruíz y Pavón describieron a *C. pubescens*; en el año 1852, Dunal reconoció 50 especies, mientras que en 1898, Irish sólo reconoció las dos primeras especies reconocidas por Linneo (Montes, 2010; Smith y Heiser, 1951).

En 1923, Bailey reconoció sólo una especie y utilizó el nombre de *C. frutescens* sobre el de *C. annuum*. Estas clasificaciones fueron hechas con materiales procedentes de cultivares de Estados Unidos y de Europa. En México, Bravo, en 1934, aceptó la propuesta de Irish y agrupó a los chiles mexicanos en *C. annuum* y *C. frutescens*. El número de especies reconocidas dentro del género *Capsicum* se ha modificado en las clasificaciones recientes por la exclusión de especies o la fusión de dos especies en una sola (Montes, 2010; Smith y Heiser, 1951).

El género *Capsicum* perteneciente a la familia Solanaceae incluye diferentes tipos de chiles que se reconocen fácilmente por sus diferentes formas y tamaños, color y grado de pungencia, con base al grado de pungencia los chiles se han clasificado en picantes y dulces (Pozo *et al.*, 1991). Del género se conocen 33 especies, estas especies se han diferenciado principalmente basándose en características

fenotípicas como la morfología de la flor o del fruto (Latournerie *et al.*, 2002, Pérez-Castañeda *et al.*, 2008, Alonso *et al.*, 2008, Castañón-Nájera *et al.*, 2010).

De las 33 especies se cultivan cinco especies, las cuales son: *C. annuum* L., *C. baccatum* L., *C. chinense* Jacq., *C. frutescens* L. y *C. pubescens*. (Kraft *et al.*, 2014), de estas la más distribuida es *C. annuum* principalmente en México, esta especie presenta una gran variabilidad morfológica en la forma, tamaño y color de frutos.

En México se conocen 64 tipos diferentes de chiles (Pozo *et al.*, 1991; Baltazar 1997; Aguilar *et al.*, 2013). La clasificación Taxonómica de *C. annuum* se muestra a continuación.

Reino: Plantae

Subreino: Viridiplantae

Infrareino: Streptophyta

Superdivisión: Embryophyta

División: Tracheophyta

Subdivisión: Spermatophytina

Clase: Magnoliopsida

Superorden: Asteranae

Orden: Solanales

Familia: Solanaceae

Género: Capsicum

Especie: *Capsicum annuum* L.

Clasificación tomada de la base de datos del Integrated Taxonomic Information System (ITIS, 2018)

2. 2. Importancia del chile

El cultivo de chile ha cobrado gran importancia a nivel mundial debido a la creciente demanda de este producto tanto para el consumo directo como para su uso en la industria (SAGARPA, 2012).

Los frutos de esta hortaliza se consumen tanto frescos, deshidratados o procesados; además la producción a nivel mundial se ha

incrementado debido a que es rico en vitaminas (A, C y B6, principalmente), antioxidantes, β -caroteno, flavonoides, anticancerígenos, antimicrobianos, pigmentos, saborizantes, aceites fijos y volátiles, carotenoides, oleorresinas y alcaloides con potencial insecticida (Reifschneider *et al.*, 2009; Liu *et al.*, 2013).

El chile es utilizado por el ser humano de diferentes formas por ejemplo los capsacinoides responsables del picor se emplean ampliamente en cuestiones medicinales (Bosland y Votava, 2000). Este funciona principalmente como un estimulante, conirritante, y en el tratamiento de malestares digestivos y respiratorios, además en fresco contiene una alta concentración de vitamina C superando a los cítricos, también se le atribuyen propiedades anticancerígenas debido a que se ha observado que induce apoptosis, en estudios hechos con líneas celulares de cáncer de páncreas (López, 2003; Reyes-Escogido *et al.*, 2011; Cedrón, 2013).

Otro producto de valor industrial: presente en los chiles son los carotenoides capsantina y capsorrubina responsables de la coloración roja. Este pigmento natural es ampliamente utilizado en la industria de

alimentos procesados para colorear productos cárnicos, cereales, frutas y hortalizas, quesos madurados, concentrados de animales, gelatina; en la industria cosmética, para producir colorantes para lápices labiales y polvos faciales. Las principales variedades de las que se extrae el pigmento son: mulato, pasilla, ancho y mirasol (Aguirre y Muñoz, 2015).

En Mesoamérica el chile no ha sido necesariamente consumido por su valor nutritivo o terapéutico sino por el placer de su sabor y pungencia (López, 2003). En México es un elemento básico en la dieta de los mexicanos, además forma parte de uno de los principales productos de exportación, situándolo como el principal exportador de chile verde y el segundo productor a nivel mundial, (ASERCA, 1998; FAO, 2016; Caro-Encalada *et al.*, 2014).

México en el año 2017 alcanzó una producción de 3 millones de toneladas; dentro del país el principal productor de esta hortaliza es el estado de Chihuahua, le siguen los estados de Sinaloa y Zacatecas (SIAP, 2018; SAGARPA, 2017). Además, México se caracteriza por poseer una alta diversidad del género *Capsicum*, del cual se conocen 64

tipos de chiles diferentes, en el país se cultivan 4 especies (*C. annuum*, *C. chinense*, *C. pubescens*, *C. frutescens*), sobresaliendo *C. annuum* (Aguilar *et al.*, 2010; Aguilar *et al.*, 2013).

2.3. Problemáticas del cultivo de chile

Como los diferentes cultivos que existen, el cultivo de chile se enfrenta a una serie de problemas que afectan potencialmente su rendimiento, dentro de estos se encuentran numerosas enfermedades y el ataque de plagas (Goldberg, 1995; Sanogo, 2003).

El chile es susceptible a factores bióticos y abióticos en cualquier etapa de desarrollo, las enfermedades bióticas son causadas por hongos, bacterias, nematodos y virus. Las enfermedades abióticas son causadas por factores extremos como temperatura, luz, humedad del suelo y por desbalance nutricional (Chew *et al.*, 2008).

En México se han detectado diferentes tipos de enfermedades afectando este cultivo como lo son: el tizón, la cenicilla, la virosis, la marchitez y el agallamiento por nematodos (Guigón-López y González-González,

2004; Velázquez-Valle *et al.*, 2007). Dentro de la más importantes esta la marchitez, comúnmente causada por tres hongos patógenos del suelo (*Rhizoctonia spp.*, *Verticillium spp.* y *Phytophthora spp.*) que provocan pudrición de la raíz. Estos hongos pueden causar síntomas similares, especialmente marchitamiento severo hasta la muerte de la planta (Albañil *et al.*, 2015; Goldberg, 1995). La enfermedad conocida como “marchitez del chile” es el principal problema fitosanitario al que se enfrenta este cultivo, la enfermedad es causada por *Phytophthora capsici* L., ésta causa pudrición en las raíces, necrosis en el tallo, hojas y frutos (Ristaino y Johnston, 1999; Silva-Rojas *et al.*, 2009); otros síntomas que se asocian son defoliación, cambio de color y rizado del follaje, daño a estructuras reproductivas, maduración adelantada e irregular (Velásquez *et al.*, 2001).

Este patógeno tiene la capacidad de provocar pérdidas del 70% al 80% en las principales zonas de producción en México (Erwin y Ribeiro, 1986; González *et al.*, 2004). Por otro lado, los nematodos agalladores también destacan como patógenos en este cultivo, pueden llegar a generar pérdidas considerables que van del 15% al 60%. Los principales síntomas que se manifiestan son achaparramiento, amarillamiento, marchitez, escaso follaje, frutos pequeños y de baja calidad (Velázquez-Valle *et al.*, 2007, Verdejo-Lucas *et al.*, 1994), en

México, *Meloidogyne* spp y *Nacobbus aberrans* causan daños significativos en las solanáceas como chile, papa y jitomate (Sasser, 1980; Khan y Haider, 1991).

2.4. Manejo de las enfermedades de la raíz del chile

Desde hace mucho tiempo, la multitud de problemas fitosanitarios se combaten con pesticidas químicos, considerándoles como la única solución, pero el uso indiscriminado de estos productos ha causado graves problemas a la salud humana y al medio ambiente. Por esta razón se ha conducido a la búsqueda y desarrollo de alternativas ecológicas, como los son el control biológico y las prácticas culturales (Brechelt, 2004; Zavaleta-Mejía, 1999).

Desde el descubrimiento de *P. capsici* las estrategias de manejo se han enfocado solamente en el control químico, biológico y cultural (Pérez *et al.*, 1990; Parra y Ristaino, 1998; Ezziyyani *et al.*, 2005; Chávez *et al.*, 1995); también se ha puesto interés en la búsqueda de resistencia genética a este patógeno (Gil-Ortega *et al.*, 1991).

2.4.1. Control químico

Para el manejo de las enfermedades de la raíz en el cultivo de Chile son de carácter preventivo, como es el caso de la “marchitez” causada por *P. capsici* ya que en la actualidad se desconoce de algún fungicida eficientemente para este patógeno (Velásquez-Valle *et al.*, 2013). Muchas de las herramientas que la humanidad ha desarrollado para protegerse contra los hongos fallan cuando se enfrentan *P. capsici*, la razón es que este pertenece al grupo de los oomicetos, conocidos como "mohos acuáticos", estos agrupan cientos de organismos que incluyen algunos de los patógenos más devastadores, parecidos a los hongos, tanto morfológicamente como fisiológicamente pero en realidad son primos filogenéticos de las diatomeas y las algas pardas, demostrado que están lejanamente relacionados con los hongos. (Fry *et al.*, 2010; Tyler, 2001).

Para el manejo de este patógeno se emplea ampliamente el control químico, altamente peligroso para el medio ambiente y la salud del ser humano (Gordon y Marrugo, 2018; Damalas y Eleftherohorinos, 2011; Del Puerto Rodríguez *et al.*, 2014). Por ejemplo, por muchos años se utilizó el mefenoxam, esto generó que muchas poblaciones de *P. capsici* resultaran en parcial o totalmente resistentes a este fungicida. De igual

forma se han empleado algunos productos con efectos similares, como el dimetomorf, zoxamida, fluopocolide, ametoctradin, mandipropamid y cymoxanil en combinación con famoxadona (Kousik *et al.*, 2011; Jackson *et al.*, 2010).

En México para el control de *P. capsici* se recomienda que en la parcela se aplique el fumigante biocida Metam Sodio previo a establecer el cultivo para reducir los niveles de inóculo, la acción es similar al bromuro de metilo (González *et al.*, 2009; Macías *et al.*, 2010). También productos químicos como el etridiazol, fosetilaluminio, clorotalonil, metalaxyl, azoxystrobin, y propamocarb se han implementado (Pérez y Vazquez, 2004; Chew *et al.*, 2008).

Por otra parte, se encuentran los nematodos agalladores, microorganismos formadores de nódulos en las raíces que a la larga pueden ocasionar serios problemas. Para el manejo de estos, se implementa también la aplicación de productos químicos frecuentemente (Fe, 2002), actualmente están disponibles en el mercado algunos nematicidas que han proporcionado excelentes resultados en el combate de los nematodos, por ejemplo Furadan (Carbofuran), Vidate (Oxamil) y Nimitz (Fluensulfone), efectivos contra

Meloidogyne incognita y muchas otras especies de nematodos, la época óptima de aplicación es durante los primeros 45 días después del trasplante (Peláez-Arroyo *et al.*, 2015; Kearn *et al.*, 2014; Velásquez-Valle *et al.*, 2013).

2.4.2. Control biológico

El control biológico ha tomado una gran relevancia en los últimos años, en donde el género *Bacillus* se encuentra entre los agentes más adecuados para el control biológico debido a sus cualidades tanto morfológicas como fisiológicas que permiten su propagación en la naturaleza (Smith y Couche, 1991; Meadows *et al.*, 1992). Para prevenir enfermedades causadas por hongos este género ha tenido gran éxito (Turner y Backman, 1991; Osburn *et al.*, 1995). Para el control de *P. capsici* y otros hongos causantes de enfermedades de la raíz, *Bacillus spp.* ha resultado ser buen antagonistas contra *Rhizoctonia solani*, *Phytophthora capsici* y *Fusarium oxysporum* (Mojica-Marín *et al.*, 2009; Guillén-Cruz *et al.*, 2006).

De igual forma se ha documentado que especies de *Trichoderma* tienen potencial antagónico sobre *P. capsici* y funciona además como promotor del crecimiento de las plantas, estas especies ofrecen una alternativa efectiva para el control biológico de la marchitez del chile y también como un biofertilizante (Guigón-López y Gonzalez-Gonzalez, 2004).

La capacidad del genero *Trichoderma* para actuar como micoparásito natural, es por la habilidad de producir diversos metabolitos y adaptación a diversas condiciones ambientales, confiriendo a *Trichoderma* la posibilidad de ser utilizado en la industria biotecnológica. Actualmente se han elaborado productos biológicos amigables con el ambiente, como: Natucontrol® (*T. harzianum*) y Fus out® (*T. harzianum*), estos logran reducir la severidad de la enfermedad causada por *P. capsici* (Martínez *et al.*, 2013; Lozano *et al.*, 2015).

Trichoderma spp. también es antagónico de nematodos, se especula que las quitinasas y proteasas que este produce son muy similares a las de los hongos nematófagos, las cuales poseen potencial para atacar a estos invertebrados, el proceso parasítico, el efecto de las enzimas y metabolitos de *Trichoderma* sobre nematodos pueden ocurrir en el

suelo, en el interior de las raíces o sobre la superficie de estas (Martínez *et al.*, 2013). Mendoza (2013) demostró que tres especies de *Trichoderma* (*T. atroviride*, *T. harzianum* y *T. viride*) tienen un efecto negativo sobre la evolución de los huevos de *Meloidogyne sp.* en condiciones de laboratorio, de igual forma en otro estudio se demostró el antagonismo de filtrados de *Trichoderma spp.* contra juveniles de segundo estadio de *M. incognita* obteniéndose resultados positivos (Candelerio *et al.*, 2015).

Muchos otros organismos biológicos se han estudiado para evaluar su antagonismo hacia nematodos tal es el caso de *Pochonia chlamydosporia* que logra un parasitismo exitoso de huevos del nematodo agallador *Nacobbus aberrans* (Flores-Camacho *et al.*, 2008). También el hongo *Purpureocillium lilacinum* ha sido reportado para el control del fitonematodo *N. aberrans* donde las plantas tratadas presentan una mínima presencia de agallas (Gortari y Roque, 2016). El hongo micorrízico arbuscular *Glomus intraradices* reduce el agallamiento por *M. incognita* (Cristóbal *et al.*, 2010), de igual forma el ácaro *Sancassania mycophagus* se le ha considerado como un antagonista potencial de nematodos fitopatógenos (Aguilar-Marcelino *et al.*, 2017). Extractos de plantas como *Ocimum basilicum*, *Ricinus*

communis, *Chenopodium ambrosioides* y *Carya illinoensis*, también tienen potencial nematicida (Curimilma, 2015; Garrido *et al.*, 2014).

2.4.3. Control genético

Dentro de las diferentes formas de control de enfermedades de plantas, se encuentra el control genético, este se implementa mediante variedades resistentes, se debe tener presente que, en efecto, este es el método más eficiente de control, pero la selección e incorporación de resistencia genética en un cultivo es un proceso que toma varios años o ciclos de selección y evaluación de dicha resistencia (De León, 2018).

La resistencia es la capacidad de la planta para reducir el crecimiento y desarrollo de un patógeno o parásito después que ha habido contacto entre el hospedante y el patógeno o después que este ha iniciado su desarrollo o se ha establecido; la resistencia es una característica heredable y es controlada principalmente por el sistema genético nuclear y en algunos casos por el citoplasmático (cloroplastos y mitocondria) (Niks, *et al.*, 1993; Smith y White, 1988).

Desde hace tiempo se conoce que moléculas presentes en las células del patógeno o secretadas por estas activan las reacciones de defensa en las plantas, estas moléculas pueden ser de diferente naturaleza química, por ello surge la necesidad de desarrollar nuevas estrategias para la protección de los cultivos que conducen a explorar los mecanismos moleculares de la resistencia en las plantas (García-Pineda y Lozoya-Gloria, 2004).

La resistencia en Chile se encuentra presente en plantas criollas o silvestres, estas poseen un gran número de genes que confieren resistencia o tolerancia a patógenos como *P. capsici* (Hernández *et al.*, 1998). En las solanáceas en general, la resistencia es asociada con una reacción de hipersensibilidad (RH) y la acumulación de metabolitos secundarios, la primera consiste en una muerte celular rápida y localizada en la planta infectada, que suprime el avance de los patógenos y la segunda en la acumulación de compuestos tóxicos que bloquean el desarrollo de estos (Fernández-Pavía, 1997; Paulson y Webster, 1972; Pegard *et al.*, 2005; Candela *et al.*, 2000).

En el año 1980 en México, el Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas, se enfocó en la búsqueda de fuentes de resistencia en chiles

cultivados y silvestres, investigación que concluyo en algunas líneas con resistencia a *P. capsici*. (Pozo-Campodónico, 1983; Pérez *et al.*, 1986), entre los que sobresalía el chile tipo serrano Criollo de Morelos 334 (CM-334) en todas sus generaciones, también las accesiones BG 102 y BG 107 procedentes del estado de Morelos, mostraron resistencia a *P. capsici* y a la inoculación en mezcla de *Fusarium spp.*, *Rhizoctonia spp* y *P. capsici* (Candole *et al.*, 2010; Anaya-López, *et al.*, 2011). CM-334 exhibe un alto grado de resistencia a múltiples aislamientos de *P. capsici*, la cual se expresa como una reacción de hipersensibilidad en raíz, tallo y follaje y con una elevada acumulación de la fitoalexina capsidiol (Candela *et al.*, 2000; Ueeda *et al.*, 2006; Fernández-Pavia, 1997; Egea *et al.*, 1996).

La resistencia a *P. capsici* en CM334 es conferida por tres genes presentes de forma independiente en raíz, tallo y follaje (Sy *et al.*, 2005), de igual forma se ha reportado que CM334, posee resistencia a las tres principales especies del nematodo agallador *Meloidogyne* (*M. Incognita*, *M. javanica* y *M. arenaria*), la resistencia se expresa como una RH y con la acumulación de ácido clorogénico, esta resistencia es conferida por el gen *Me7*, que bloquea la migración y el establecimiento del nematodo (Pegard *et al.*, 2005).

En general, en genotipos de chiles resistentes a los nematodos agalladores la resistencia es conferida por los genes *Me1*, *Me3*, *Me7*, y *N*, estos genes R destacan por su alta efectividad (Fazari *et al.*, 2012; Barbary *et al.*, 2015). Los principales metabolitos secundarios que se acumulan durante la infección por el oomiceto *P. capsici* y nematodos agalladores son la fitoalexina capsidiol y el ácido clorogénico respectivamente (Pegard *et al.*, 2005; Villar-Luna *et al.*, 2015; Candela *et al.*, 2000; Chappell *et al.*, 1991). CM334 es la principal fuente de resistencia, si bien es muy utilizado como modelo de resistencia en los estudios genéticos, pero no se ha podido utilizar en programas de mejoramiento por la complejidad de la resistencia, además este genotipo es susceptible a *Nacobbus aberrans* y a *M. enterolobii*. (Minamiyama *et al.*, 2007; Chavarro-Carrero *et al.*, 2017; Villar-Luna *et al.*, 2015; Villar-Luna *et al.*, 2017).

En la actualidad se continúa con la búsqueda de fuentes de resistencia en Chile, por lo que en el Colegio de Postgraduados se han colectado y caracterizado morfológicamente alrededor de 600 accesiones de los principales tipos de chiles cultivados en México, así como algunos criollos regionales. Estas colectas han sido evaluadas en su resistencia a *P. capsici* y nematodos agalladores, de estas accesiones destacaron significativamente en su resistencia las líneas criollas tipo Huacle de

Oaxaca 35-3 y Serranillo 41-1 cuando fueron infectadas con cuatro patógenos diferentes: *P. capsici*, *M. incognita*, *N. aberrans* y *M. enterolobii*. (Palma-Martínez *et al.*, 2017; Chavarro-Carrero *et al.*, 2017; Gómez-Rodríguez *et al.*, 2017).

2.5 El injerto

En la actualidad las habituales prácticas agrícolas intensivas que involucran rotaciones de cultivos limitados conducen a una gran acumulación de patógenos del suelo y otros factores nocivos, como el aumento de la salinidad, entre otros, debido a la presencia continua de estos problemas se continúa con la búsqueda de alternativas viables para la solución de estos. El injerto puede ser una alternativa factible para evitar las grandes pérdidas de los cultivos a causa de las enfermedades y condiciones ambientales adversas (King *et al.*, 2010; Lee *et al.*, 2010).

El injerto es un método de propagación que consiste en unir la parte de una planta a otra planta, este proceso logra la unión física creciendo como una sola planta, la planta injertada está constituida por un

patrón o porta-injerto que es la planta que recibe a la porción de tejido superior llamada injerto o púa (Osuna-Ávila *et al.*, 2012; Lee y Oda, 2003; Aparecido-Gaion *et al.*, 2018).

El injerto es una herramienta que se usa normalmente en cultivos de hortalizas para mejorar la producción, este consiste en el uso de una planta vigorosa para reemplazar el sistema de raíces de un cultivar de interés económico pero que es susceptible a uno o más factores de estrés (Aparecido-Gaion *et al.*, 2018).

La producción de injertos en hortalizas se inició en los años 1920 en Japón y Corea cuando la sandía (*Citrullus lanatus*) fue injertada sobre el patrón de calabaza (*Lagenaria siceraria*), el objetivo principal fue reducir el descenso del rendimiento asociado al problema de cultivos continuos que generó la contaminación del suelo por patógenos, el problema inicial fue el marchitamiento por *Fusarium* (Lee y Oda, 2003; Lee *et al.*, 2010; Aparecido-Gaion *et al.*, 2018; King *et al.*, 2010).

Actualmente la implementación de esta técnica está creciendo enormemente, el uso de portainjertos puede mejorar el rendimiento

mediante el logro vigoroso por la mejor absorción de nutrientes del porta-injerto, aunque el proceso de injertado es simple, este requiere de atención para la selección de los porta-injertos, fechas de siembra, el proceso de recuperación y la técnica de injerto (Martínez Ballesta *et al.*, 2010; Trinchera *et al.*, 2013).

2.5.1 Uso de porta-injertos para el manejo de enfermedades de la raíz

El uso de porta-injertos puede mejorar las respuestas al estrés biótico de las plantas mejorando el vigor de esta, evitando la infección de patógenos del suelo y diversos factores abióticos, por esta razón se ha utilizado ampliamente en vegetales, particularmente en cultivos de solanáceas y cucurbitáceas, de estos cultivos incluyen el melón (*Cucumis melo* L.), el pepino (*Cucumis sativus* L.), el tomate (*Solanum lycopersicon* L.), la berenjena (*Solanum melongena* L.) y el chile (*Capsicum annuum* L.) debido a sus grandes ventajas (Huang *et al.*, 2015; King *et al.*, 2010).

El porta-injerto pueden manifestar una excelente tolerancia a enfermedades transmitidas por el suelo, como las causadas por *Fusarium spp.*, *Verticillium spp.*, *Pseudomonas spp.*, *Didymella bryoniae*, *Monosporascus cannonballus*, *Phytophthora spp.* y nematodos (Lee *et al.*, 2010). Entre los métodos alternativos para controlar *P. capsici* destaca el injerto sobre patrones resistentes, cuyo uso ha aumentado debido a su eficacia. (Santos y Goto, 2004; Sánchez *et al.*, 2015), de igual forma se ha implementado el uso de portainjertos para el manejo de los nematodos agalladores (González *et al.*, 2008; Aparecido-Gaion *et al.*, 2018).

En México el chile CM334 es una de las más eficaces fuentes de resistencia genética a *P. capsici* y a nematodos agalladores aunque la resistencia es de carácter dominante, su herencia es compleja debido a su naturaleza poligénica y a la probable existencia de efectos epistáticos (Pegard *et al.*, 2005; Egea-Gilabert *et al.*, 2008; Minamiyama *et al.*, 2007). Esto limita la generación de cultivares resistentes a estos patógenos, por esta razón se busca implementar el injerto como una alternativa que permite usar variedades resistentes a *P. capsici* para la producción de chile, esquivando la dificultad de incorporar los genes de resistencia a las variedades de interés económico.

Actualmente existen muchos estudios donde se demuestra la compatibilidad de CM334 con diferentes variedades comerciales de chiles, que se han injertado. Recientemente Pintado-López *et al.*, (2017), obtuvo buenos resultados cuando utilizó a CM334 como portainjerto sobre chile serrano, donde el rendimiento no fue afectado significativamente, también en otros estudios demuestran el potencial de CM334 para su uso como portainjertos en la producción de chile ancho, chiles tipo cayene, jalapeño, chilaca (García-Rodríguez *et al.*, 2010; Osuna-Ávila *et al.*, 2012).

Se han hecho pruebas con la variedad pimiento morrón donde se ha demostrado que la compatibilidad con CM334 no es buena ya que hay reducciones significativas en el rendimiento y el porcentaje de amarre (Martínez *et al.*, 2013; Santos, 2010). Sin embargo, CM334 es susceptible a los nematodos agalladores *N. aberrans* y *M. enterolobii* que también representan un problema serio en suelos altamente infestados.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

El trabajo de investigación se realizó en el Colegio de Postgraduados Campus Montecillo, Texcoco de Mora, ubicado en la región oriente del estado de México. Sus coordenadas geográficas son de 19.30° N, 98.53° O, colinda al norte con los municipios de Tepetlaoxtoc, Papalotla, San Andrés Chiautla, y Chiconcuac, al sur con Chimalhuacán e Ixtapaluca; al oeste con Atenco y Nezahualcóyotl y al este con los estados de Tlaxcala y Puebla.



Figura 1. Localización del área de estudio.

Fuente: Google Maps

3.1. Material Vegetal

Las variedades de chiles comerciales, susceptibles que se utilizaron como injertos fueron, chile pasilla, guajillo, pimiento y ancho, como porta injerto se utilizó la línea de chile tipo serranillo 41-1 el cual fue proporcionado por el Dr. Víctor Heber Aguilar Rincón profesor-investigador del Colegio de Postgraduados Campus Montecillo. Las semillas se sembraron en charolas de poliuretanos, 30 semillas de cada una de las variedades comerciales y de la línea 41-1 para la cual se usó suelo estéril, y se cubrió con plástico negro en total oscuridad por 10 a 14 días hasta su germinación. Las plántulas se mantuvieron a una temperatura estable bajo invernadero hasta que adquirieron un diámetro de tallo aproximado de 2 mm para que fueran injertadas.

3.1.1. Injertado

El injerto (Figura 2) se realizó utilizando plántulas de 92 días que presentaban de cinco y seis hojas verdaderas con una altura de 15 a 20 cm y diámetro de 1.8 a 2mm. El día 31 de enero del 2018 se realizó el injerto de 72 plántulas utilizando la técnica de empalme con clips de

silicón basada en la descripción hecha por Lee y Oda (2003), se realizó de la siguiente manera:

1.- Se realizó el corte de forma diagonal sobre el tallo, con un ángulo aproximado de 45°, utilizando una navaja Gillette© previamente desinfectada (Figura 2a).

2.- Se colocaron los clips de silicón de 1.8 y 2 mm de diámetro, sobre los patrones ajustándolos muy bien (Figura 2b).

3.- Para evitar la deshidratación a cada injerto se les retiraron las hojas, dejando solo dos pares cercanos al ápice (Figura 2c).

4.- Posteriormente se colocó el tallo del injerto deslizándolo sobre el clip de silicón hasta que quedara bien sujetado y en contacto con el porta injerto.

5.- Después que las dos superficies de los tallos quedaran en contacto, las plantas injertadas fueron colocadas dentro de una cámara de ambiente controlado. La cámara contó con dos humidificadores ultrasónicos (Vitallys plus®), una data logger digital marca (Hobo®), lámparas de luz LED blancas, para mantener las condiciones controladas de luz, humedad y temperatura (Figura 2d).

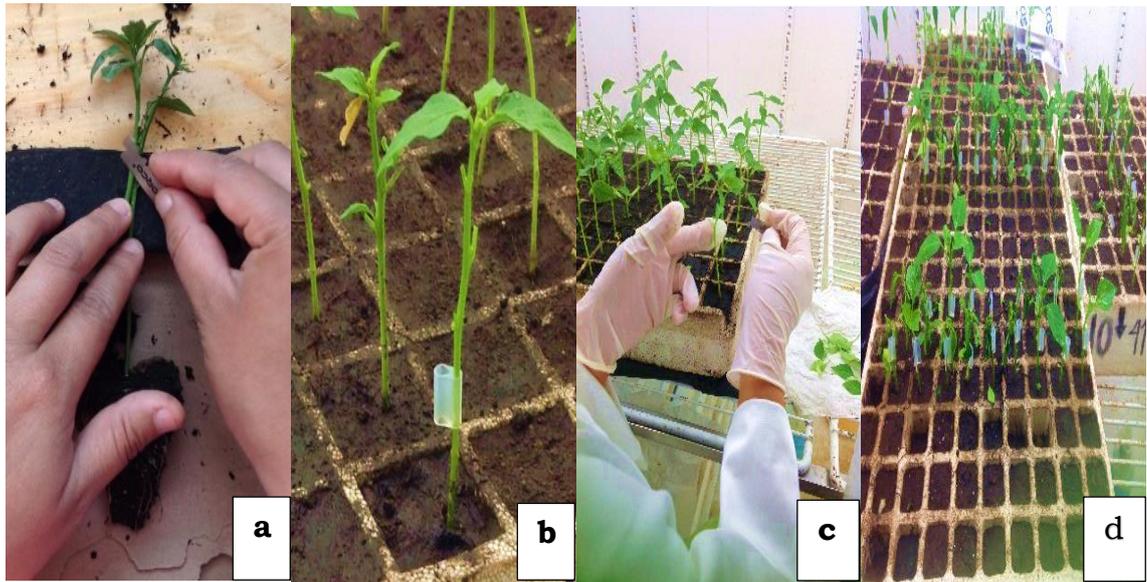


Figura 2. Proceso de injertado

3.1.2. Condiciones del injerto y aclimatación

Durante los primeros cinco días después del injerto, las plantas se mantuvieron en oscuridad total en la cámara de ambiente controlado a una temperatura de $25\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 26\text{ }^{\circ}\text{C}$, y humedad relativa del 90-100%. A partir del sexto día, se inició el proceso de aclimatación, en el cual se aumentó la exposición a la luz, disminuyó el porcentaje de humedad y se controló las condiciones de temperatura. Al cumplir los quince días las plantas fueron adaptadas a las condiciones normales de luz, humedad y temperatura, a continuación, se describen los pasos:

A partir del sexto y séptimo día se comenzó a exponer las plantas a la luz durante un periodo de cinco horas en intervalos de 30 minutos luz y 30 minutos oscuridad, programando la cámara para que los cambios se realizaran automáticamente. Durante el octavo y noveno día se expusieron a la luz gradualmente durante un periodo de cuatro horas.

Los días 10, 11 y 12 la exposición a la luz regreso a la normalidad con una duración de 13 horas luz y 11 horas oscuridad; al mismo tiempo se redujo la humedad gradualmente de 95% a 80% y de 80% a 60%.

A los días 13 y 14 se le retiro los humidificadores y las plantas permanecieron a una temperatura de 26°C y una humedad relativa del 60% dentro de la cámara de ambiente controlado. Del día 15 al 22 las plantas se mantuvieron en la cámara hasta ser llevadas al invernadero y ser trasplantadas.

3.1.3. Trasplante y mantenimiento

Veintidós días después del injerto las plantas fueron trasplantadas en bolsas de plástico negro de 10 kg, utilizando suelo estéril. Los riegos al inicio se realizaban cada 72 horas y posteriormente cada 24 horas conforme las plantas se iban desarrollando. La fertilización se realizó

cada semana utilizando 150g de fertilizante Triple 16 YaraMila® disuelto en 20L de agua, aplicando en un inicio 500ml por planta, posteriormente cuando las plantas ya estaban desarrolladas se aplicó 1L por planta.

3.1.4. Experimentos realizados

Se realizó un diseño experimental completamente al azar con un arreglo factorial de cuatro factores y dos niveles. Los tratamientos evaluados fueron: 1) Plantas de pasilla injertadas, 2) Plantas de pasilla no injertadas, 3) Plantas de guajillo injertadas, 4) Plantas de guajillo no injertadas, 5) Plantas de ancho injertadas, 6) Plantas de ancho no injertadas, 7) Plantas de pimiento morrón injertadas, 8) Plantas de pimiento morrón no injertadas.

Los datos fueron analizados mediante Análisis de Varianza (anova) y la prueba de comparación de medias de Tukey ($p > 0.05$), utilizando el programa estadístico R (The R Project for Statistical Computing 3.5.1)

3.2. Variables evaluadas

3.2.1. Porcentaje de amarre

Esta variable se calculó con el porcentaje de plantas vivas que había a los 22 días después del injerto

3.2.2. Variables fenológicas

Una vez realizado el trasplante se empezaron a tomar las medidas de altura y diámetro del tallo por planta de cada tratamiento (testigo-injerto) cada quince días.

3.2.2.1. Altura de la planta. La altura de la planta se midió desde la base del tallo hasta el ápice de la planta, mediante un flexómetro marca Truper®.

3.2.2.2. Diámetro del tallo. El diámetro se tomó mediante un vernier digital marca Truper®, esto se realizó midiendo entre el suelo y la primera bifurcación de cada planta, y para el injerto se tomó el grosor del tallo de la parte inferior (porta-injerto) y de la parte posterior (injerto). Se compararon de tres diferentes formas, las cuales fueron. 1) diámetro del tallo tomados a 2 cm del sustrato en las plantas testigo e injertadas, 2) diámetros de las plantas testigo comparadas con el diámetro de la parte superior del punto de unión en plantas injertadas, y 3) diámetros de la planta injertada inferior (porta-injerto) y superior (injerto).

3.2.3. Días a floración

La fecha para el inicio de la floración se tomó cuando al menos el 50% de las plantas presentaran antesis, es decir, cuando el periodo de floración está completamente desarrollado, se descartaron los botones.

3.2.4. Variables de rendimiento

El corte de frutos se realizó cuando presentaban signos de maduración, un cambio ligero de color rojo-oscuro, posteriormente se tomaron datos de peso fresco de los frutos, largo, ancho, pedúnculo y pericarpio. Para el peso fresco se realizó mediante una balanza digital Scout pro Ohaus®. El largo se midió utilizando una cinta, desde la base del pedicelo hasta la parte inferior de este. Para el ancho se utilizó un vernier digital marca Truper ® tomando la parte central más ancha del fruto.

El pedúnculo se midió de la misma forma que el largo del fruto, desde donde inicia el tallo que sostiene al fruto hasta donde termina. El pericarpio se midió en la parte central del fruto mediante una regla de 30 cm, aclarando que esta última variable solo se realizó para frutos de pimiento morrón. A cada planta se le evaluó el total de frutos cosechados.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Porcentaje de amarre

El porcentaje de amarre se calculó tomando como referencia las plantas injertadas que sobrevivieron de cada variedad hasta los 22 días después del injerto (ddi), tiempo transcurrido hasta que éstas fueron trasplantadas en invernadero. De las variedades injertadas sobre la línea 41-1, el chile pasilla y guajillo, presentaron el mayor porcentaje de sobrevivencia con 72.2% y 66.6% respectivamente, en estas plantas se observó una formación uniforme de callo en la unión del injerto, lo que concuerda con lo observado por Johkan *et al.* (2008), que el injerto exitoso está relacionado con la alta formación de callo (Cuadro 1).

Por otra parte, las variedades con las tasas más bajas de amarre fueron el pimiento morrón que logro un 33.3% y en último lugar la variedad chile ancho con 16.6% de amarre (Cuadro 1), las diferencias en la compatibilidad con el porta-injerto en estas variedades puede deberse a que los grosores de los tallos fueron desproporcionales, ya que si los

tallos no son uniformes la unión del injerto con el porta-injerto se dificulta (Katoh *et al.*, 2004).

Cuadro 1. Número de plantas sobrevivientes y porcentaje de amarre de variedades injertadas sobre S41-1.

Variedad injertada	Total, de plantas injertadas	Plantas sobrevivientes A los 21 ddi	Porcentaje de amarre
Pasilla	18	13	72.2%
Guajillo	18	12	66.6%
Ancho	18	3	16.6%
Pimiento Morrón	18	6	33.3%

Fuente: Creación propia.

No obstante que, el éxito en la supervivencia se debe en parte a la habilidad del injertador, el genotipo y la técnica que se implementa (Andrews y Márquez 1993; Osuna-Ávila *et al.*, 2012). En el caso particular de pimiento morrón la baja compatibilidad, se ha relacionado con una baja formación de callo (Johkan *et al.*, 2008). Rojas y Rivero (2001) observaron diferencias en los porcentajes de supervivencia de dos variedades de melón cuando se injertaron por diferentes técnicas, las cuales fueron aproximación, empalme y de púa con 82.5, 70 y 32.5% respectivamente. La cantidad de plantas sobrevivientes se podría incrementar si se cambia de técnica o el injertador adquiere más habilidad, ya que en este caso la práctica se adquirió a la par del desarrollo del experimento.

4.2. Variables fenológicas

4.2.1. Altura de la planta y diámetro del tallo

Las medidas de altura y diámetro del tallo de las plantas se tomaron a los 28 días después del trasplante (ddt) y al final del experimento (186 ddt). Para la altura, los resultados mostraron ligeras diferencias entre las plantas injertadas y no injertadas (testigos), en ambas fechas de muestreo, pero estadísticamente no fueron significativas. Las plantas testigo presentaron una altura mayor a los 28 ddt.

Para los 186 ddt, en las variedades guajillo, ancho y pimiento morrón la tendencia de las plantas testigo fue hacia una altura mayor comparada con las plantas injertadas, en la variedad pasilla las plantas injertadas resultaron tenuemente más altas, sin embargo, el análisis estadístico (prueba de Tuckey) arrojó que, entre ambos tratamientos de cada variedad, no existen diferencias significativas (Figura 3) Se ha descrito que el injertado provoca cambios en los niveles de hormonas (giberelinas, citoquininas y auxinas) relacionadas con el crecimiento de las plantas (Amiri, 2014), tal vez esa sea la razón de las pequeñas

reducciones del crecimiento. Pero en este caso las reducciones del crecimiento de las plantas no fueron significativas, de igual forma Pintado-López (2017) no encontró diferencias significativas en la altura cuando injertó chile serrano sobre “Criollo de Morelos” (CM334) en las mismas condiciones que se manejaron en este estudio.

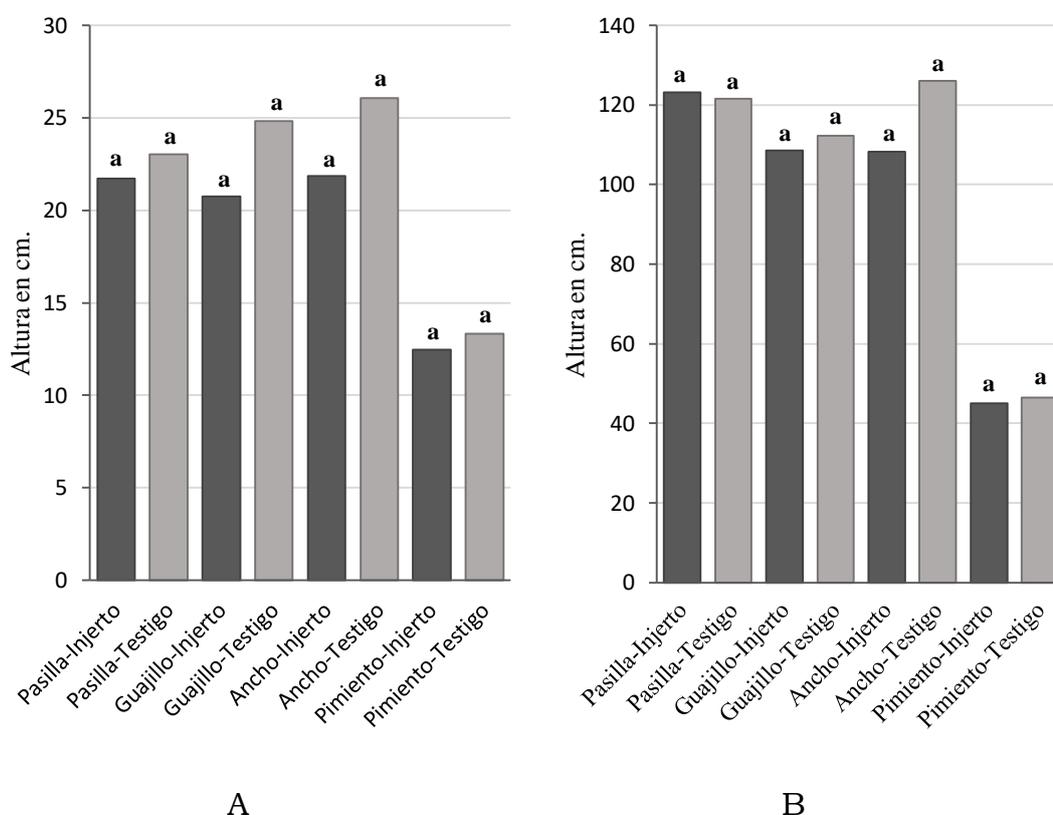


Figura 3. Comparación de altura de las plantas por cada variedad a los 28 ddt (A) y a los 186 ddt (B), se muestran las medidas en cm de las plantas injertadas y plantas testigo de cada variedad. Medias con letras comunes no son significativamente diferentes ($p > 0.05$).

En algunos casos se han reportado diferencias significativas para esta variable, por ejemplo, Martínez-Vera (2013) encontró variaciones significativas en la altura de plantas de pimiento morrón cuando estas fueron injertadas sobre la línea CM334, resultados similares reportaron

Santos y Goto (2004) para la misma variedad, en chile ancho injertado sobre CM334, García-Rodríguez *et al.*, (2010) también reportaron diferencias significativas en altura.

Para el primer caso los diámetros de ambos tratamientos en las variedades pasilla, guajillo y ancho no se observan diferencias significativas. En tanto que en pimiento morrón si existió diferencias significativas entre el injerto y el testigo en las dos fechas de muestreo, la cual el pimiento-testigo fue mayor al pimiento-injerto (Figura 4). Para el segundo caso los diámetros de las cuatro variedades injertadas, así como las no injertadas no presentan diferencias estadísticamente significativas, en los dos tratamientos de cada variedad para ambas fechas de muestreo (Figura 5) en las mediciones a los 28 (A) y 186 (B) ddt. En la tercera comparación los diámetros superiores e inferiores de plantas injertadas en las variedades pasilla, guajillo y ancho no hubo diferencia significativa, excepto en la variedad pimiento morrón donde el pimiento-superior fue mayor al pimiento-inferior en los dos muestreos realizados (Figura 6). Situación similar se encontró cuando plantas de chile pasilla fueron injertadas en el porta-injerto CM334 (Osuna-Ávila *et al.*, 2012).

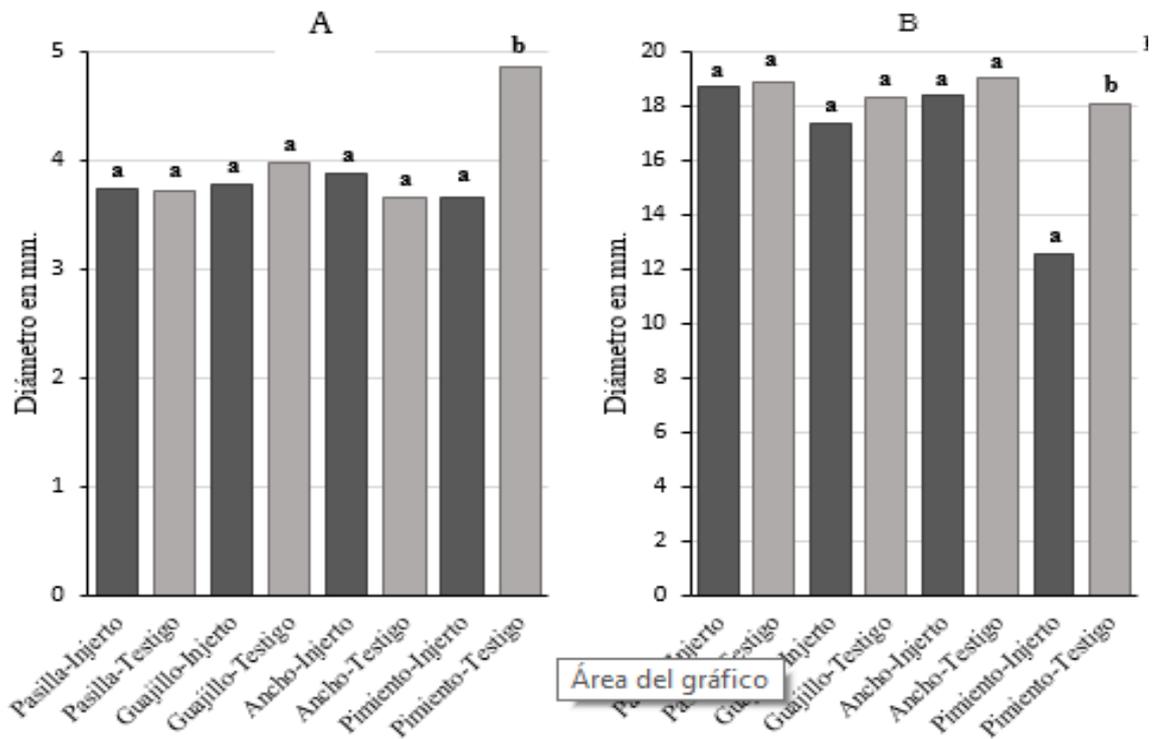


Figura 4. Comparación de diámetros a 28 (A) y 186 (B) ddt tomados a 2 cm del sustrato en las plantas testigos y el porta-injertos, en las gráficas se muestran el grado de significancia para cada variedad.

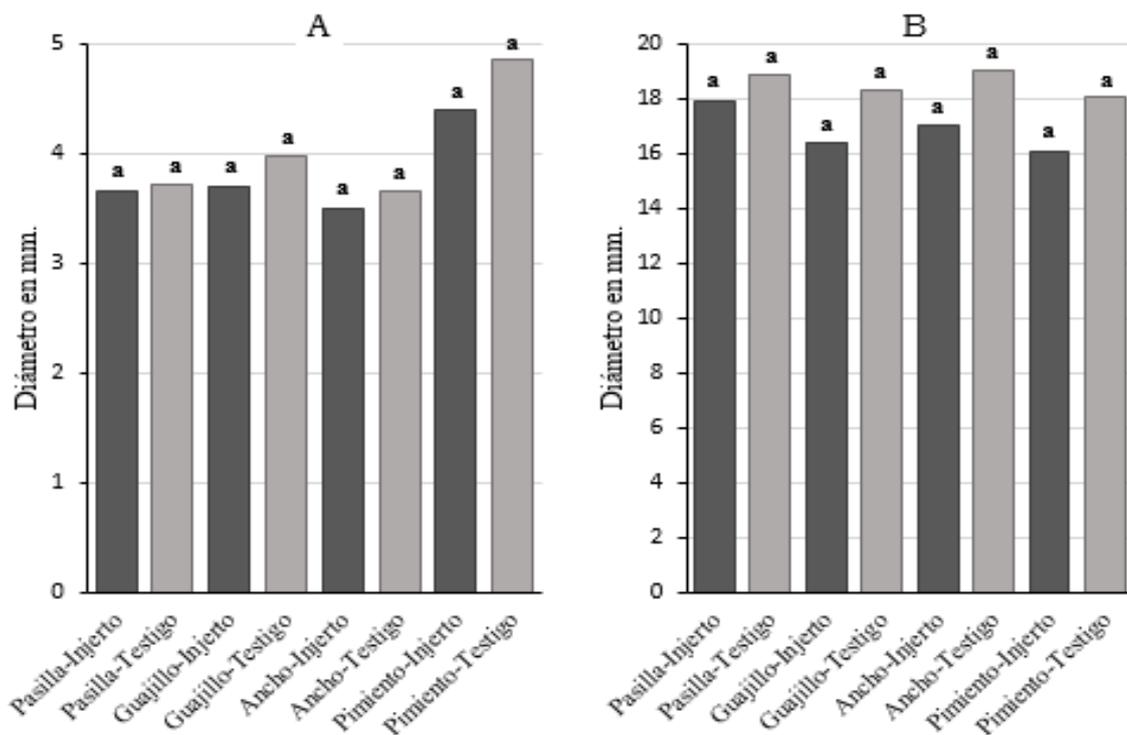


Figura 5. Comparación de diámetros en las plantas testigos y el diámetro del injerto, en la cual no hay significancia (a), (Tukey $P = 0.05$).

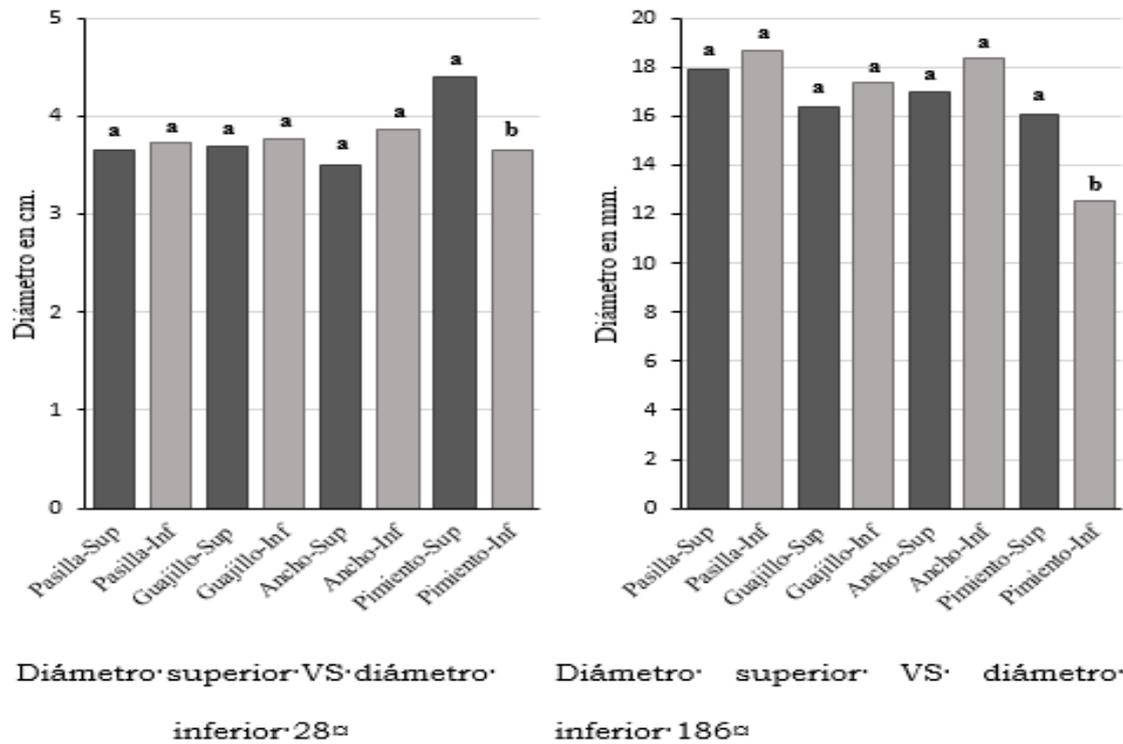


Figura 6. Graficas que muestran la diferencias que hay entre el diámetro superior con el inferior en los días 28 y 186 días después del trasplante, medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$).

Por otra parte, García-Rodríguez *et al.* (2010) reportaron cambios significativos en el grosor de los tallos de plantas injertadas y no injertadas de chile ancho cuando estas se injertaron en CM334. Se ha reportado que cuando existen diferencias significativas en el diámetro del tallo es un indicativo de cambios fisiológicos debido a las interacciones celulares entre dos genotipos, sin embargo, el cambio en el diámetro depende del genotipo utilizado y éste no siempre se relaciona con efectos negativos en el rendimiento (Kokalis-Burelle *et al.*, 2009; Cürük *et al.*, 2009).

En este estudio, para las variedades pasilla, guajillo y ancho, las alteraciones fisiológicas a causa de las interacciones celulares entre los dos genotipos injertados no produjeron cambios considerables al no haber diferencia significativa cuando fueron injertadas con 41-1.

4.2.2. Días a floración

De acuerdo a los muestreos realizados en cada variedad cuando el 50% de las plantas florecieron por tratamiento, se encontraron ligeras diferencias, de acuerdo a los datos, las primeras plantas en alcanzar la floración fueron los injertos de las variedades guajillo y ancho con 34 ddt, seguidas por los testigos de estas mismas con 35 y 36 ddt respectivamente, en seguida los 37 ddt completaron el 50% de floración las plantas injertadas de la variedad pasilla, y de los testigos a los 38 ddt, a los 39 ddt los injertos de la variedad pimiento morrón completaron la floración y los testigos con 4 días de diferencia (43 ddt). De acuerdo a estos resultados se observa que en todas las variedades evaluadas los injertos se adelantaron en la floración, con diferencias mínimas (Cuadro 2). En otros trabajos se ha reportado que el injerto retrasa la floración, como lo reporta Pintado-López, (2017) donde injertos de chile serrano sobre CM334 se retrasaron en comparación con sus testigos, de igual forma en injertos de otras especies como es

el caso de las cucurbitáceas (sandía y pepino) se ha reportado que la floración llega a retrasarse hasta una semana por efecto del injerto (Xu *et al.*, 2005; Lee y Oda, 2003; Yamasaki *et al.*, 1994). Lo contrario ocurrió en el presente experimento donde las plantas injertadas en todas las variedades evaluadas se adelantaron de 1 a 4 días con respecto a los testigos.

Cuadro 2. Días que trascurrieron cuando el 50% de las plantas por tratamientos alcanzaron la floración.

Variedades/Tratamientos	50% de Floración (ddt)
Pasilla-Injerto	37
Pasilla-Testigo	38
Guajillo-Injerto	34
Guajillo-Testigo	35
Ancho-Injerto	34
Ancho-Testigo	36
Pimiento-Injerto	39
Pimiento-Testigo	43

Fuente: Creación propia.

4.3. Variables de rendimiento

4.3.1. Pedúnculo

De las medidas tomadas del pedúnculo de cada fruto por planta en cada variedad los promedios por tratamiento resultaron en lo siguiente. De la variedad pasilla, en las plantas injertadas el pedúnculo presentó un tamaño mayor, si bien fue mínimo, en comparación con el pedúnculo de los frutos en las plantas testigo, para las demás variedades evaluadas la tendencia fue hacia una longitud mayor en las plantas testigo. Todas estas diferencias observadas de acuerdo al análisis estadístico no son significativas (Figura 7).

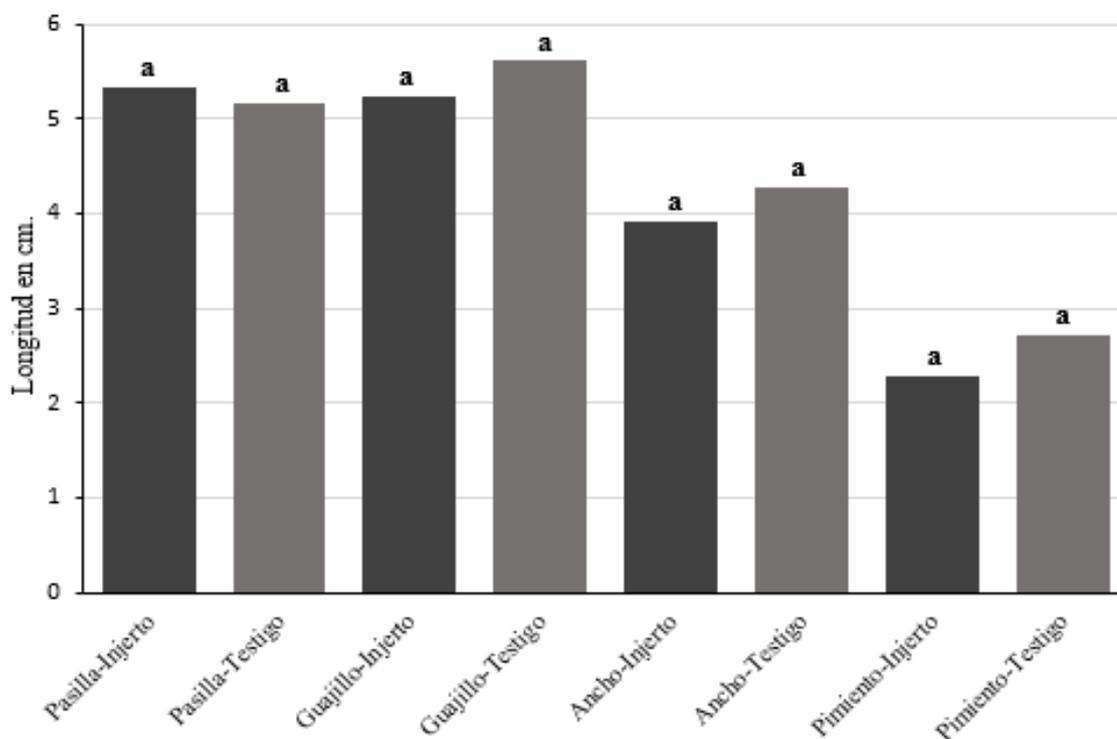


Figura 7. Gráficas que representa la longitud del pedúnculo en centímetros de los frutos de cada tratamiento realizado, medias con letra común no son significativamente diferentes.

4.3.2. Longitud de frutos

Para esta variable al igual que en las anteriores las diferencias en cada tratamiento para cada variedad no se encontró significancia alguna (Figura 8). No obstante, la tendencia es a frutos de longitud mayor en las plantas testigos para todas las variedades. En pimiento morrón también se reportan casos similares donde la longitud del fruto de los injertos no representa significancia con respecto al testigo, y también reducciones significativas de esta variable (Góngora-Corral, 2012).

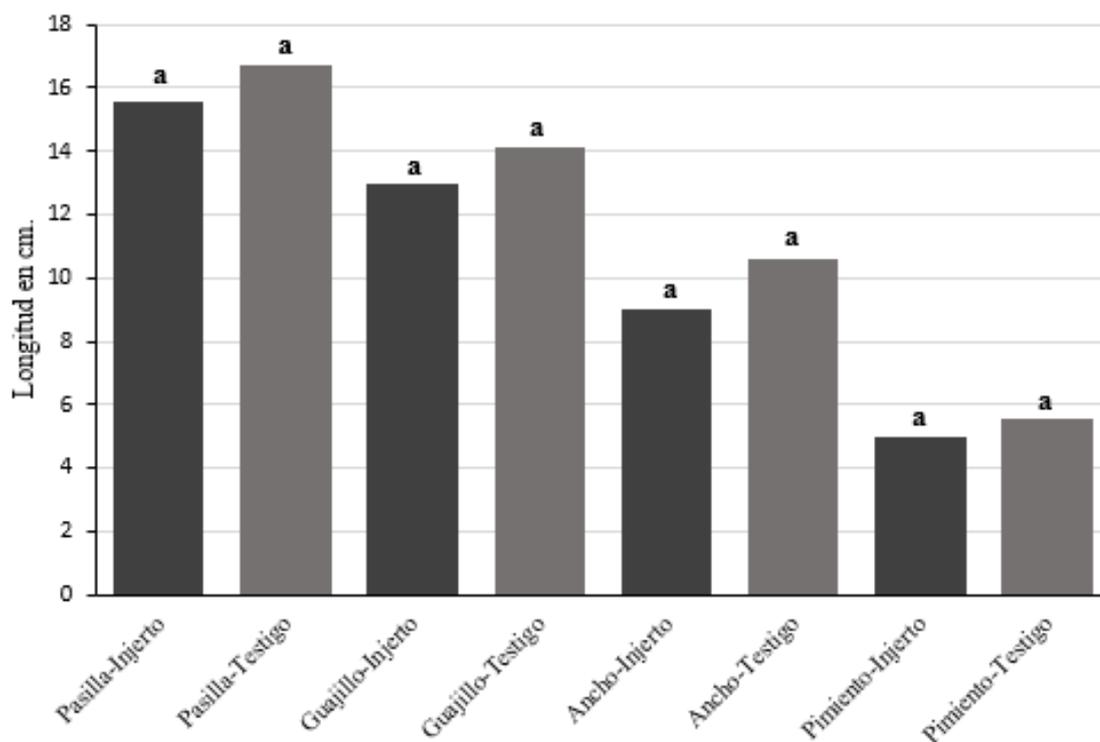


Figura 8. Grafica que muestra la longitud del fruto en centímetros, con las variedades correspondientes injerto y no injerto, medias con letra común no son significativamente diferentes.

En algunos casos se ha reportado que las plantas injertadas desarrollan frutos de mayor tamaño en contraste con los testigos como lo reporta Pintado-López, (2017) en injertos de chile serrano/CM334, y de igual forma Sánchez *et al.* (2015) en pimiento morrón reportaron aumentos de la longitud. Además, se ha reportado que el injerto puede ocasionar cambios en la calidad de frutos; sobre todo en largo y ancho, y hasta provocar deformaciones en los frutos (Gisbert *et al.*, 2011), en nuestro caso no se presentaron tales deformaciones.

4.3.3. Diámetro

Para el diámetro de los frutos en casi todas las variedades los más grandes son los del tratamiento testigo excepto en la variedad pasilla donde los frutos del tratamiento injerto son ligeramente de mayor diámetro, estas mínimas diferencias que se presentan, de acuerdo al análisis estadístico no son significativas, por lo que se considera que todos los tratamientos para todas las variedades son iguales (Figura 9).

En Chile serrano injertado Pintado-López (2017) no encontró diferencias significativas en el diámetro de los frutos, caso similar reportan Sánchez *et al.* (2015) en una de las dos variedades de pimiento morrón que injertaron sobre un mismo patrón. También Palacio y Sánchez (2017) documentan que en la mayoría de las diferentes fechas de cosecha de plantas injertadas no encontraron diferencias significativas en el diámetro de frutos de pimiento morrón.

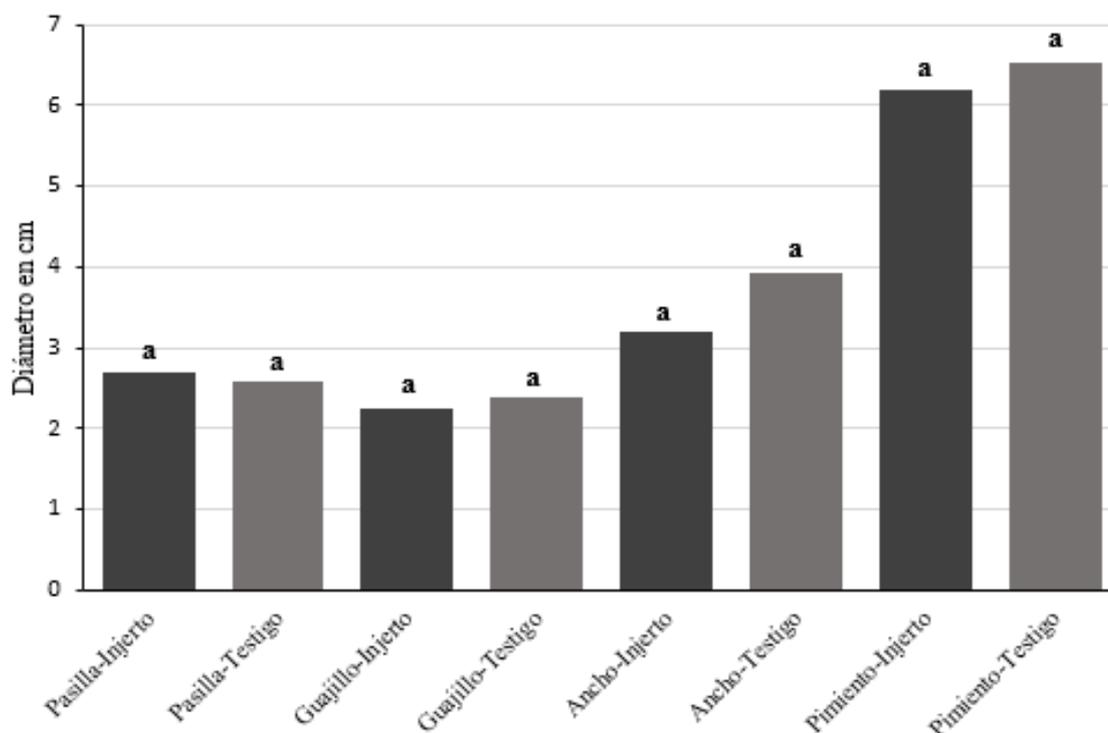


Figura 9. Resultados obtenidos de las evaluaciones del diámetro de las cuatro variedades injertadas y no injertadas, se muestran en cm. Barras con letras similares no muestran diferencias significativas.

4.3.4. Pericarpio Pimiento

El grosor del pericarpio se evaluó únicamente en la variedad pimiento morrón, el análisis de varianza, arrojó que no existen diferencias significativas en los dos tratamientos, aunque en los testigos se obtuvo un grosor ligeramente mayor, con estos datos se demostró que el grosor del pericarpio de los frutos se mantiene igual cuando la variedad es injertada sobre S41-1 (Figura 10). Estos resultados son similares a los reportados por Góngora (2012), cuando injertó una variedad de

pimiento morrón, donde no hubo diferencias significativas respecto al testigo.

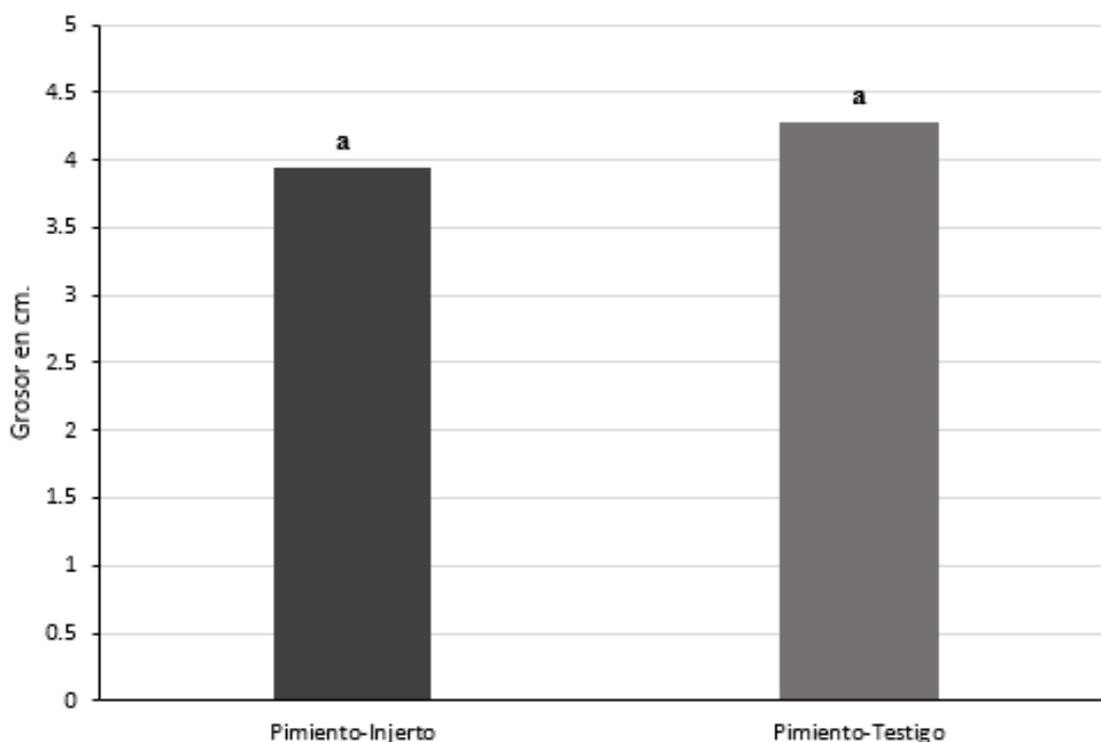


Figura 10. Grafica que representa el pericarpio del pimiento en grosor, evaluando el grado de significancia entre ambos tratamientos injertados y no injertados, barras con letras similares no muestran diferencias.

4.3.5. Número de frutos

El número de frutos por planta concluyó que en algunas variedades no existen diferencias significativas entre los tratamientos como es el caso de pasilla y guajillo. En el injerto de la variedad pasilla se puede ver que se obtuvo un ligero aumento en la cantidad de frutos, en contraste con el testigo, para la variedad guajillo el testigo presento un pequeño

aumento en la cantidad de frutos en comparación con el injerto, estas diferencias estadísticamente no son significativas (Figura 11).

En la variedad ancho, se encontraron diferencias significativas, donde la tendencia fue mayor hacia el injerto (Figura 11). Para la última variedad que fue del pimiento morrón se observa que no son significativamente diferentes, aunque se distingue que el testigo presentó una cantidad de frutos ligeramente mayor. Resultados similares se han documentado en otros estudios como es el caso de Pintado-López *et al.* (2017) donde al final del experimento de plantas de la variedad serrano injertadas con CM334 obtuvo resultados estadísticamente iguales en contraste con los testigos.

En otros estudios se reportan disminución significativa en el número de frutos de las plantas injertadas a diferencia de las no injertadas, tal es el caso de García- Rodríguez *et al.* (2010), describen que el número de frutos de las plantas sin injertar fue significativamente mayor que el de las plantas injertadas, cuando injertaron chile ancho sobre el genotipo CM334.

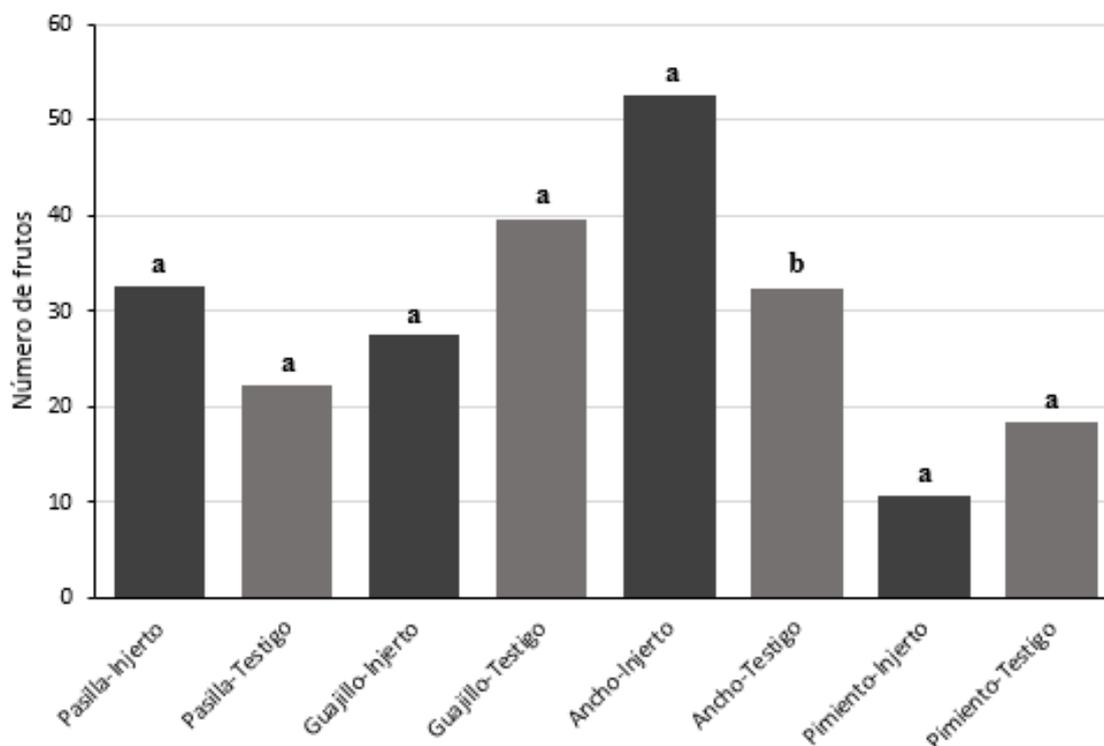


Figura 11. Grafica que muestra el número de frutos de cada variedad injertada y no injertada, mediante el análisis de varianza., evaluando el grado de significancia en ambos tratamientos.

4.3.6. Peso promedio de frutos por planta

De acuerdo al análisis de varianza, los pesos de las variedades pasilla, guajillo y ancho no presentaron significancia alguna, aunque en la variedad pasilla se puede observar que el injerto es ligeramente mayor al testigo, en la variedad guajillo se observa también una ligera diferencia entre el injerto y testigo a favor de este último, la variedad ancho, mostro una escasa diferencia entre el injerto y el testigo, por último en la variedad pimiento morrón, se presentaron altas diferencias

significativas en el peso promedio de frutos por planta a favor del testigo (Figura 12), esta variedad fue la que presento ligeras discrepancias en casi todas las variables evaluadas, en este caso fue mayor.

En las variedades pasilla, guajillo y ancho los resultados estadísticamente fueron iguales a los testigos, esto se ha descrito en estudios anteriores mencionando que el porta-injerto no modifica el peso y tamaño de los frutos (Góngora, 2012), coincidiendo con lo obtenido por Pintado-López (2017) donde sus resultados al final del experimento no muestran diferencias significativas en el peso de frutos por planta de chile serrano injertado sobre CM334.

Por otra parte, García-Rodríguez (2010) reporto reducciones significativas de plantas de chile ancho injertadas con CM334 caso similar a los encontrados en este estudio para la variedad pimiento morrón.

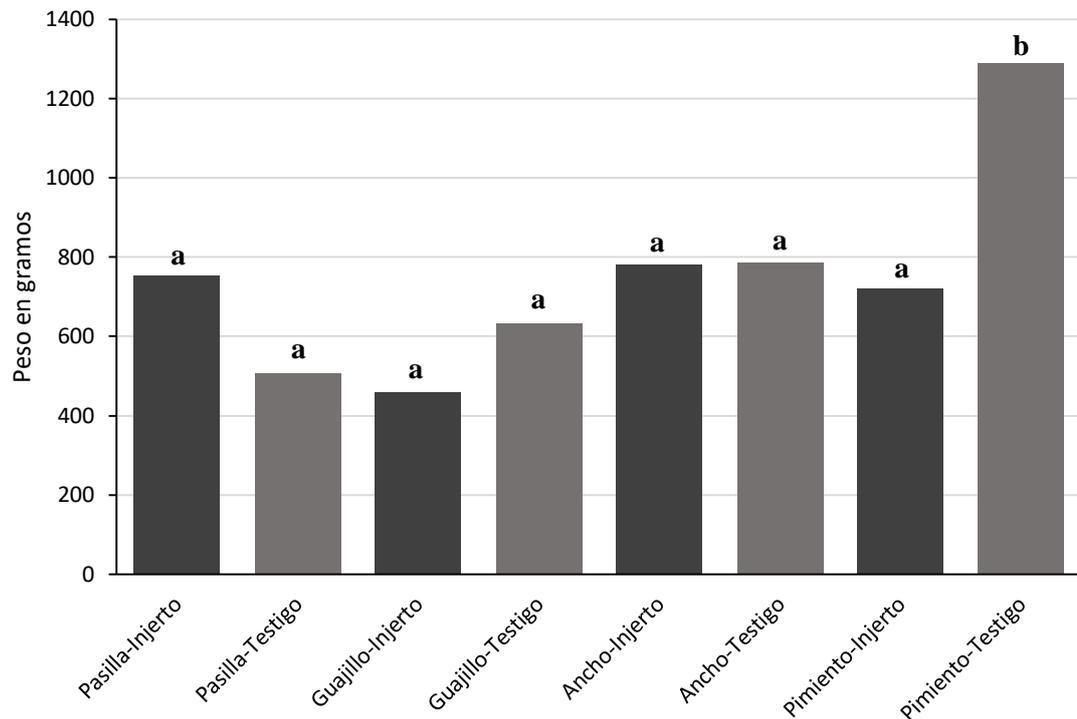


Figura 12. Grafica que representa el peso promedio de frutos por tratamiento en las cuatro variedades evaluadas, injerto-testigo, evaluando el grado de significancia en ambos tratamientos.

También se ha reportado que algunos porta-injertos poseen sistemas radicales fuertes, con el cual logran mayor absorción de nutrientes y aumento de la fotosíntesis, mejorando la calidad de los frutos que se traduce en un incremento del rendimiento (Gisbert *et al.*, 2011; Davis *et al.*, 2008). Sánchez, *et al.* (2015) reportaron que el peso de frutos de las variedades de pimiento Fascinato y Janette incrementaron considerablemente, cuando fueron injertados sobre el porta-injerto Terrano esto en comparación con las plantas no injertadas, resultados similares se encontraron en otro estudio con las mismas variedades (Palacio y Sánchez, 2017). García-Bañuelos *et al.*, 2016 reportan una

buena eficiencia del injerto para el rendimiento de frutos de la variedad Fascinato cuando se injerta con Terrano, donde la ganancia de peso por planta fue de hasta 2.95 veces mayor, con respecto al testigo. En nuestro caso solo en la variedad pasilla se observó un ligero aumento en el peso de los frutos, aunque este no fue significativo.

5. CONCLUSIONES

La línea criolla 41-1 tiene compatibilidad con todas las variedades utilizando la técnica de empalme.

El injerto no afecto la fenología de las plantas a excepción de la variedad pimiento morrón.

El injerto no afecto la morfología de frutos al no presentarse diferencias significativas entre variedades injertadas y no injertadas.

El injerto no impacto negativamente el rendimiento, en las variedades pasilla, ancho y guajillo, solo para la variedad pimiento morrón el rendimiento se vio afectado en los injertos.

La línea 41-1 tiene potencial como porta-injerto en las variedades pasilla y guajillo, ya que presento mayor porcentaje de amarre y no afectó el rendimiento.

6. ITERATURA CITADA

- Albañil J. A., L. A. Mariscal, T. O. Martínez, J. L. Anaya, H. C. Cisneros, H. A. Pérez. 2015. Estudio regional de fitopatógenos asociados a la secadera del chile en Guanajuato, México Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas. 11. 2191-2197.
- Aguilar R., V.H., T. Corona., P. López., L. Latournerie., M. Ramírez., H. Villalón., J. A. Aguilar., H. López., A. Aguilar. 2010. Los chiles de México y su distribución. SINAREFI, Colegio de Postgraduados, INIFAP, IT-Conkal, UANL, UAN. Montecillo, Texcoco, Estado de México. 114 p.
- Aguilar R., V.H., T. Corona., P. López., L. Latournerie., M. Ramírez., H. Villalón., J. A. Aguilar., H. López., A. Aguilar. 2013. Mapa Diversidad de chiles en México. SINAREFI, Colegio de Postgraduados, INIFAP, IT-Conkal, UANL, UAN. 2da edición. México.
- Aguilar-Marcelino, L., E. Villar-Luna., O. Gómez-Rodríguez., J. A. Pineda., I. M. S. Alegría., y P. Mendoza-de Gives. 2017. Depredación in vitro del ácaro *Sancassania mycophaga* = *Caloglyphus mycophagus*, *Berleseii* Acari: acaridae contra el nematodo Fitopatógeno *Nacobbus aberrans*, J2. Entomología Mexicana. 4. 144-149.
- Aguilar-Melendez A., P.L. Morrel-Roose., and M.L. K. Seung-Chul. 2009. Genetic diversity and structure in semiwild and

- domesticated chiles. *Capsicum annuum*; Solanaceae from Mexico. American Journal of Botany. 96. 1190-1202.
- Aguirre H., Eva., y V. O. Muñoz. 2015. El chile como alimento. Revista Ciencia. 66 (3), p. 16.
- 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.
- Alonso R.A., C. Moya., A. Cabrera., P. Ponce., R. Quiroga., M.A. Rosales., y J.L. Zuart. 2008. Evaluación in situ de la variabilidad genética de los chiles silvestres *Capsicum spp.* en la región Frailesca del estado de Chiapas, México. Cultivos Tropicales. 29. 29-55.
- Amiri, M. E., E. Fallahi and M. Safi-Songhorabad. 2014. Influence of rootstock on mineral uptake and scion growth of 'golden delicious' and 'royal gala' apples. Journal of plant nutrition, 37:1. 16-29.
- Anaya-López, J. L., M. M. González-Chavira., E. Villordo-Pineda, R., Rodríguez-Guerra., R. Rodríguez-Martínez, R. G. Guevara-González and I. Torres-Pacheco. 2011. Selección de genotipos de chile resistentes al complejo patogénico de la marchitez. Revista mexicana de ciencias agrícolas. 2:3. 373-383.
- Andrews, P. K., and C. S. Márquez. 1993. Graft incompatibility. Hort. Rev. 15. 183-232.
- Aparecido-Gaion, L., L. Trevisan-Braz., and R. Falleiros-Carvalho. 2018. Grafting in Vegetable Crops: A Great Technique for

- Agriculture. *International Journal of Vegetable Science*. 24:1. 85-102.
- ASERCA. 1998. El chile y su trascendencia cultural. *Claridades agropecuarias*. 56. 3-40.
- Baltazar B. 1997. Diversidad genética del cultivo del chile *Capsicum spp.* determinada por isoenzimas y RFLPs tipos: serrano, jalapeño, manzano y silvestre en su área de distribución. CONABIO proyecto No. G026. México. 26 p.
- Barbary, A., C. Djian-Caporalino., A. Palloix., and P. Castagnone-Sereno. 2015. Host genetic resistance to root-knot nematodes, *Meloidogyne spp.*, in Solanaceae: from genes to the field. *Pest Management Science*, 71:12. 1591-1598.
- Bosland, P.W., E.J. Votava. 2000. Peppers: Vegetable and Spice Capsicums. CAB International, Wallingford, Oxon, United Kingdom.
- Brechelt, A. 2004. Red de acción en plaguicidas y sus alternativas para América Latina. Fundación Agricultura y Medio Ambiente. Manejo Ecológico del Suelo.
- Candela, M. E., C. Egea., M. D. García-Pérez, J. Costa and M. Candela. 2000. Breeding papryka type peppers resistant to *Phytophthora capsici*. *Acta Horticulturae*. 522,79-86.
- Candelerio, D., A. J. Cristóbal. R. A. Reyes. S. J. M. Tun. A. M. Gamboa y E. Ruíz. 2015. *Trichoderma spp.* promotoras del crecimiento en plántulas de *Capsicum chinense Jacq.* y antagónicas contra *Meloidogyne incognita*. *Phyton (Buenos Aires)*. 84:1. 113-119.
- Candole, B. L., C. Patrick J., J. Pingsheng. 2010. Screening *Capsicum annum* Accessions for Resistance to Six Isolates of *Phytophthora capsici*. *HortScience*. 45:2. 254-259.

- Caro-Encalada, M., C. Leyva-Morales, y J. Ríos-Santana. 2014. Competitividad mundial de la producción de chile verde de México. *Rev. de Econ.* 31:95-128.
- Castañón-Nájera G., L. Latournerie-Moreno, J.M. Lesher-Gordillo, E. de la Cruz-Lázaro y M. Mendoza-Elos. 2010. Identificación de variables para caracterizar morfológicamente colectas de chile (*Capsicum spp*) en Tabasco, México. *Universidad y Ciencia.* 26. 225-234.
- Cedrón, J. C. 2013. La capsaicina. *Revista de Química.* 27:1-2. 7-8.
- Chappell, J., C. VonLanken., and U. Vögeli. 1991. Elicitor-inducible 3-hydroxy-3-methylglutaryl coenzyme A reductase activity is required for sesquiterpene accumulation in tobacco cell suspension cultures. *Plant physiology.* 97:2. 693-698.
- Chavarro-Carrero, E. A., G. Valdovinos-Ponce., O. Gómez-Rodríguez., C. Nava-Díaz., V.H. Aguilar-Rincón., y E. Valadez-Moctezuma. 2017. Respuesta de la línea 35-3 de chile tipo huacle (*Capsicum annuum*) a dos poblaciones de *Nacobbus aberrans*. *Nematropica,* 47:1. 74-85.
- Chávez. J. J., E. Zavaleta., D. Téliz O. 1995. Control integrado de la marchitez del chile (*Capsicum annuum* L.) ocasionado por el hongo *Phytophthora capsici* L. en la región de Valsequillo, Puebla, México. *Fitopatología.* 30. 47-55.
- Chew, M. Y. I., A. Vega, M. Palomo, y F. Jiménez. 2008. Principales enfermedades del chile (*Capsicum annuum* L.). Folleto Técnico no. 15. 42 p.
- Cristóbal Alejo, J., E. Herrera-Parra, V. Reyes Oregel, E. Ruiz Sánchez, T. Suárez, J. María, y T. Celis Rodríguez. 2010. *Glomus intraradices* para el control de *Meloidogyne incognita* (Kofoid &

White) Chitwood en condiciones protegidas. *Fitosanidad*. 14:1. 25-29.

Curimilma, S. S. 2015. Control del nematodo agallador de las raíces del tomate *Meloidogyne incognita* (kofoid and white, 1919) con extractos estandarizados de tres plantas nativas con propiedades nematocidas. Tesis de licenciatura. Universidad Nacional de Loja. Ecuador. 58 p.

Çürük, S., H. Y. Dasgan, S. Mansuroğlu, Ş. Kurt, M. Mazmanoğlu, Ö. Antaklı, and G. Tarla. 2009. Grafted eggplant yield, quality and growth in infested soil with *Verticillium dahliae* and *Meloidogyne incognita*. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*. 44:12. 1673-1681.

Damalas, C. A., and I. G. Eleftherohorinos. 2011. Pesticide exposure, safety issues, and risk assessment indicators. *International journal of environmental research and public health*, 8:5. 1402-1419.

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.

De León C. Manejo de Resistencia Genética a Enfermedades Parte I: Los Casos de Trigo y Papa disponible en INTAGRI S.C., (<https://www.intagri.com/articulos/fitosanidad/manejo-de-resistencia-genetica-a-enfermedades-parte-uno>). Fecha de consulta: 22 de agosto de 2018.

Del Puerto Rodríguez, A. M., S. Suárez Tamayo, y D. E. Palacio Estrada. 2014. Efectos de los plaguicidas sobre el ambiente y la

- salud. *Revista Cubana de Higiene y Epidemiología*. 52:3. 372-387.
- Egea, C., P. M. D. García., and M. E. Candela., 1996. Capsidiol accumulation in *Capsicum annuum* stems during the hypersensitive reaction to *Phytophthora capsici*. *Journal of Plant Physiology*. 149: 762–764.
- Egea-Gilabert, C., G. M. E. Bilotti., M. Requena., J. M. Ezziyyani., V. Molina, and M. E. Candela. 2008. Pepper morphological traits related with resistance to *Phytophthora capsici*. *Biol. Plantarum* 52: 105-109.
- Erwin, D. C., and O. K. Ribeiro. 1986. *Phytophthora diseases worldwide*. The American Phytopathological Society St. Paul Minnesota. 562 p.
- Eshbaugh, WH. 1980. The taxonomy of the genus *Capsicum* (Solanaceae). *Phytologia*. 47. 153-166.
- Ezziyyani, M., M. E. Requena, C. P. Sánchez, y M. E. C. Castillo. 2005. Efecto del sustrato y la temperatura en el control biológico de *Phytophthora capsici* en pimiento (*Capsicum annuum* L.). In *Anales de Biología*. No. 27. 119-126. *Fitopatología* 22. 414-422.
- FAO. 2016. Food and agriculture organization of the United Nations (FAO) <http://www.fao.org/statistics/es-FAOSTAT-2014-2016>, <http://www.fao>.
- Fazari, A., A. Palloix., L. Wang., M. Yan Hua., A. M. Sage-Palloix., B. X. Zhang., and C. Djian-Caporalino. 2012. The root-knot nematode resistance *N-gene* co-localizes in the *Me-genes* cluster on the pepper (*Capsicum annuum* L.) P9 chromosome. *Plant breeding*, 131:5, pp. 665-673.

- Fe, A. 2002. Estrategias en el control y manejo de nematodos fitoparasitarios. *Ciencia y medio ambiente*. 221-227.
- Fernández-Pavia, S. 1997. Host pathogen interaction in the root *Phytophthora capsici*-*Capsicum annuum* resistant CM-334 pathosystem. Ph.D. Thesis. New Mexico State University. 109 p.
- Flores-Camacho, R., S. D. Atkins, R. H. Manzanilla-López, I. C. Prado-Vera, y Á. Martínez-Garza. 2008. Caracterización de aislamientos mexicanos de *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia* *Goddard Gams* y *Zare* para el control biológico de *Nacobbus aberrans* *Thorne* y *Allen*. *Revista mexicana de fitopatología*, 26:2. 93-104.
- Fry, W., N. Grünwald, y J. M. Ocotlán. 2010. Introducción a los Oomicetes. Editado por Alberto Valencia. *The Plant Health Instructor*. 1-19.
- García-Bañuelos, M. L., E. Sánchez-Chávez., A. A. Gardea-Béjar., J. M. Parra., E. Muñoz-Márquez., y M. García-Carrillo. 2016. Cultivares injertados de pimiento morrón con uso eficiente de nitrógeno para mejorar la producción. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 17: 3491-3507.
- García-Pineda E., y E. Lozoya-Gloria. 2004. Genes de Resistencia a Enfermedades en Plantas. *Revista Mexicana de Fitopatología*. 22:3. 414-422.
- García-Rodríguez, M. A., E. Chiquito-Almanza, P. D. Loeza-Lara, H. Godoy-Hernández, E. Villordo Pineda, J. L. Pons-Hernández, y J. L. Anaya-López. 2010. Producción de chile ancho injertado sobre criollo de Morelos 334 para el control de *Phytophthora capsici*. *Agrociencia*. 44:6. 701-709.

- Garrido Cruz, F., M. Cepeda Siller, F. D. Hernández Castillo, Y. M. Ochoa Fuentes, E., Cerna Chávez, y D. M. Morales Adame. 2014. Efectividad biológica de extractos de *Carya illinoensis*, para el control de *Meloidogyne incognita*. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas. 5:7. 1317-1323.
- Gil-Ortega, R., E. C. Palazon, and Z. J. Cuartero. 1991. Genetics of Resistance to *Phytophthora capsici* in the Pepper Line "SCM-334". Plant Breeding. 107:1. 50-55.
- Gisbert, C., J. Prohens, M. D. Raigón, J. R. Stommel, and F. Nuez. 2011. Eggplant relatives as sources of variation for developing new rootstocks: Effects of grafting on eggplant yield and fruit apparent quality and composition. Scientia Horticulturae. 128:1. 14-22.
- Goldberg, N. P. 1995. Chile pepper diseases. Cooperative Extension Service, College of Agriculture and Home Economics, New Mexico State University. Disponible en: http://aces.nmsu.edu/pubs/_circulars/CR549_welcome.html. Fecha de consulta: 19 de agosto de 2018.
- Gómez A.M. 1997. Injerto en hortalizas. España: Generalidad Valenciana Cancillería de Agricultura. Pesca y Alimentación. p.222.
- Gómez-Rodríguez, O., T. Corona-Torres., and V. H. Aguilar-Rincón. 2017. Differential response of pepper (*Capsicum annuum* L.) lines to *Phytophthora capsici* and root-knot nematodes. Crop Protection, 92. 148-152.
- Góngora-Corral. 2012. Influencia del portainjertos en la calidad del pimiento " tipo ramiro" en invernadero. Tesis de Licenciatura. Universidad de Almería. España. 96 p.

- González, E., M. J. Yáñez., V. Santiago., y Á. Montero. 2004. Biodiversidad fungosa en la marchitez del chile y algunos factores involucrados, en Tlacotepec de José Manzo, el Verde, Puebla. *Agrociencia*. 38:6. 653-661.
- González, F. M., A. Hernández, A. Casanova, T. Depestre, L. Gómez, y M. G. Rodríguez. 2008. El injerto herbáceo: alternativa para el manejo de plagas del suelo. *Revista de Protección Vegetal*. 23:2. 69-74.
- González, M. M., E. Villordo, J.L. Pons, F. Delgadillo, R. Paredes, H. Godoy, J. L. Anaya, F. P. Gámez, T. Medina, R. Rodríguez, E. Ruiz, A. Ruiz, R. Cárdenas, J. R. Cárdenas. I. Torres. E. Rendón, J. Martínez, F. Mojarro, O. M. Villaseñor y B. Z. Guerrero. 2009. Guía para el manejo de la marchitez del chile en Guanajuato. Primera Edición. Prometeo Editores, S. A. de C. V. CEPROCH-Guanajuato. México, D. F. 34 p.
- Gordon. C. y J. L. Marrugo. 2018. Prácticas Agrícolas Y Riesgos A La Salud Por El Uso De Plaguicidas En Agricultores Subregión Mojana-Colombia. *Revista de Investigación Agraria y Ambiental*, 9:1. 1-9.
- Gortari, María C., y A. Roque. 2016. *Purpureocillium lilacinum* LPSC # 876. Producción de conidias en cultivos sobre sustratos sólidos y evaluación de su actividad sobre *Nacobbus aberrans* en plantas de tomate. *Revista de la Facultad de Agronomía*. Vol. 115:2. 239-249.
- Guigón L. C., y P. A. González. 2001. Estudio regional de las enfermedades del chile (*Capsicum annuum* L.) y su comportamiento temporal en el sur de Chihuahua, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*. 19. 49-56.

- Guigón-López, C., y P. A. González-González. 2004. Selección de cepas nativas de *Trichoderma* spp. con actividad antagónica sobre *Phytophthora capsici* Leonian y promotoras de crecimiento en el cultivo de chile (*Capsicum annuum* L.). *Revista Mexicana de Fitopatología*. 22. 117-124.
- Guillén-Cruz, R., F. D. Hernández-Castillo, G. Gallegos-Morales, R. Rodríguez-Herrera, C. N. Aguilar-González, E. Padrón-Corral, y M. H. Reyes-Valdés. 2006. *Bacillus* spp. como Biocontrol en un Suelo Infestado con *Fusarium* spp. *Rhizoctonia solani* Kühn y *Phytophthora capsici* Leonian y su Efecto en el Desarrollo y Rendimiento del Cultivo de Chile (*Capsicum annuum* L.). *Revista*
- Hernández-López V. M., M. L. P. Vargas-Vázquez, JS. Muruaga-Martínez, S. Hernández-Delgado, y N. Mayek-Pérez. 2013. Origen, domesticación y diversificación del frijol común. Avances y perspectivas. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 36. 95-104.
- 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, W., S. Liao, H. LV, A. B. M. Khaldun and 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.
- Ibiza V. P., J. Blanca, J. Cañizares, and F. Nuez. 2011. Taxonomy and genetic diversity of domesticated *Capsicum* species in the Andean region. *Genetic Resources and Crop Evolution*. 59. 1077-1088.

- ITIS. 2018. Integrated Taxonomic Information System: *Capsicum annuum* L. Taxonomic Serial No.: 30492. https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=30492#null. Fecha de consulta: 15 de agosto de 2018.
- Johkan, M., M. Oda, and G. Mori. 2008. Ascorbic acid promotes graft-take in sweet pepper plants (*Capsicum annuum* L.). *Sci. Hortic.* 116:343-347.
- Katoh, N., M. Yui., S. Sato., T. Shirai., H. Yuasa., and M. Hagimori. 2004. Production of virus-free plants from virus-infected sweet pepper by in vitro grafting. *Scientia horticultrae.* 100:1-4. 1-6.
- Kearn, J., Ludlow, E. Dillon, J. O'Connor, V. and Holden-Dye, L. 2014. Fluensulfone is a nematicide with a mode of action distinct from anticholinesterases and macrocyclic lactones. *Pesticide biochemistry and physiology.* 109. 44-57.
- Khan, M. W., and Haider, S. H. 1991. Comparative damage potential and reproduction efficiency of *Meloidogyne javanica* and races of *M. incognita* on tomato and eggplant. *Nematologica* 37. 293-303.
- King, S. R., A. R. Davis, X. Zhang, and K. Crosby. 2010. Genetics, breeding and selection of rootstocks for Solanaceae and Cucurbitaceae. *Scientia horticultrae,* 127:2. 106-111.
- Kokalis-Burelle, N., M. G. Bausher, and E. N. Roskopf. 2009. Greenhouse evaluation of *Capsicum* rootstocks for management of *Meloidogyne incognita* on grafted bell pepper. *Nematropica.* 39:1. 121.
- Kousik, C. S., M. L. Adams, W. R. Jester, R. Hassell, H. F. Harrison, and G. J. Holmes. 2011. Effect of cultural practices and

fungicides on *Phytophthora* fruit rot of watermelon in the Carolinas. *Crop Protection*. 30:7. 888-894.

Kraft K. H., C. H. Brown, G. P. Nabhan, E. Luedeling, J. J. Luna-Ruiz, G. Coppens dEeckenbrugge, R. J. Hijmans, and P. Gepts. 2014. Multiple lines of evidence for the origin of domesticated chili pepper, *Capsicum annuum*, in Mexico. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*. 111. 6165-6170.

Latournerie L., J. L. Chávez, M. Pérez, G. Castañón, S. A. Rodríguez, L. M. Arias, y P. Ramírez. 2002. Valoración in situ de la diversidad morfológica de chiles (*Capsicum annuum* L. y *Capsicum chinense* Jacq.) en Yaxcabá, Yucatán. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 25. 25-33.

Lee, J. M., C. Kubota, S. J. Tsao, Z. Bie, P. H. Echevarría, L. Morra, and M. Oda. 2010. Current status of vegetable grafting: Diffusion, grafting techniques, automation. *Scientia Horticulturae*. 127:2. 93-105.

Lee, J.M., y M. Oda. 2003. Grafting of herbáceos vegetables and ornamental crops. *Hortc. Rev.* 28. 61-124.

Liu S., W. Li, Y. Wu, C. Chen, and J. Lei. 2013. De novo transcriptome assembly in chili pepper (*Capsicum frutescens*) to identify genes involved in the biosynthesis of capsaicinoids. *PLOS One*. 8. 1-8.

López, G. O. 2003. Chilli. *Especia del nuevo mundo*. *Ciencias*. 69. 66-75.

Louws, F. J., C. L. Rivard, and C. Kubota. 2010. Grafting fruiting vegetables to manage soilborne pathogens, foliar pathogens, arthropods and weeds. *Scientia Horticulturae*, 127:2. 127-146.

- Lozano Alejo N., RA. Guzmán-Plazola, E. Zavaleta Mejía, VH. Aguilar Rincón, y V. Ayala Escobar. 2015. Etiología y evaluación de alternativas de control de la Marchitez del chile de árbol (*Capsicum annuum* L.) en La Vega de Metztlán, Hidalgo, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 33. 31-53.
- Macías, L. M., E. Baltazar, E. González, C. Serrano, M.A. Galindo, L. H. Maciel, F. J. Robles. 2010. Nueva tecnología de manejo para el control de la marchitez del chile en Aguascalientes. Primera Edición. Litográfica Central, S. A. de C. V. CEPAB-Aguascalientes. México. 53 p.
- Martínez, B., D. Infante, y Y. Reyes. 2013. *Trichoderma spp.* y su función en el control de plagas en los cultivos. *Revista de Protección Vegetal*. 28:1. 1-11.
- Martínez-Ballesta, M. C., C. Alcaraz-López, B, Muries, C. Mota-Cadenas, and M. Carvajal. 2010. Physiological aspects of rootstock–scion interactions. *Scientia Horticulturae*, 127:2. 112-118.
- Martínez, M. R. 2009. Interacción de los hongos micorrízicos arbusculares para el biocontrol del patógeno *Phytophthora capsici* en plantas de chile *Capsicum annuum* L. variedad. Mulato. Universidad, Michoacana. San Nicolás de Hidalgo, Michoacan. 78 p.
- Martínez-Vera A. 2013. CM-334 como portainjerto de pimiento morrón: compatibilidad, resistencia a *Phytophthora capsici* L. y desempeño agronómico. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma Chapingo. México. 70 p.

- McLeod M., J. S. I. Guttman, W.H. Eshbaugh, and R. E. Rayle. 1983. An electrophoretic study of the evolution in *Capsicum* (Solanaceae). *Evolution*. 37. 562-574.
- Meadows, M.P., D.J. Ellis, J. P. Butt Jarret, and H.D. Burges. 1992. Distribution, frequency, and diversity of *Bacillus thuringiensis* in animal feed mill. *Applied and Environmental Microbiology* 58. 1344-1350.
- Mendoza, G. A. 2013. Efecto de *Trichoderma atroviride*, *Trichoderma harzianum* y *Trichoderma viride* sobre huevos de *Meloidogyne sp.* en condiciones de laboratorio. *Revista REBIOLEST*. 1:2. 65-71.
- Minamiyama, Y., M. Tsuru., T. Kubo., and M. Hirai. 2007. QTL analysis for resistance to *Phytophthora capsici* in pepper using a high density SSR-based map. *Breeding Sci.* 57:129-134.
- Mojica-Marín, V., H. A. Luna-Olvera, C. F. Sandoval-Coronado, B. Pereyra-Alfárez, L. H. Morales-Ramos, N. A. González-Aguilar, y O. G. Alvarado-Gómez. 2009. Control biológico de la marchitez del chile (*Capsicum annum L.*) por *Bacillus thuringiensis*. *Phyton*. Buenos Aires 78:2. 105-110.
- Montes, H. S. 2010. Recopilación y análisis de información existentes de las especies del género *Capsicum* que crecen y se cultivan en México. 1-82.
- Moscone E. A., M. A. Scaldaferrro, M. Grabiele, N. M. Cecchini, R. Sánchez-García, J. R. Jarret, D. A. Daviña, G. E. Ducasse, Barboza, F. Ehrendorfer. 2007. The evolution of chilli peppers (*Capsicum Solanaceae*): a cytogenetic perspective. *Acta Horticulturae*. 745: 137-169.
- Niks, R.E., P.R. Ellis, and J.E. Parlevliet. 1993. Resistance to parasites. In M.D. Hayward, N.O. Bosemark and I. Romagosa, eds. *Plant*

- breeding: principles and prospects. London, Chapman & Hall. 422-447 p.
- Olmstead R. G., L. Bohs, H.A. Migid, E. Santiago-Valentín, V. F. García, and S. M. Collier. 2008. A molecular phylogeny of the Solanaceae. *Taxon*. 57. 1159-1181.
- Osburn, R. M., Milner, J. L. Oplinger, E. S. Smith, R. S. and Handelsman, J. 1995. Effect of *Bacillus cereus* UW85 on the yield of soybean at two field sites in Wisconsin. *Plant Dis.* 79. 551-556.
- Osuna-Ávila, P., J. Aguilar-Solís, S. Fernández-Pavía, H. Godoy-Hernández, B. Corral-Díaz, J. P. Flores-Margez, y E. Olivas. 2012. Injertos en chiles tipo Cayene, jalapeño y chilaca en el noroeste de Chihuahua, México. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*. 3:4. 739-750.
- Palacio, A., y E. Sánchez. 2017. Influencia de la variedad, portainjerto y época de cosecha en la calidad e índices de madurez en pimiento morrón. *Nova scientia*, 9:19. 1-23.
- Palma-Martínez, E., Aguilar-Rincón, V.H. Corona-Torres, T. y Gómez-Rodríguez, O. 2017. Resistencia a *Phytophthora capsici* Leo. En líneas de chile huacle. *Capsicum annuum* L. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 40:3. 359-363.
- Panda R. C., O. Aniel-Kumar, and K. G. Raja-Rao. 1986. The use of seed protein electrophoresis in the study of phylogenetic relationships in chili pepper (*Capsicum* L.). *Theoretical and Applied Genetics*. 72. 665-670.
- Parra, G., and J. Ristaino. 1998. Insensitivity to Ridomil Gold (mefenoxam) found among field isolates of *Phytophthora capsici* causing Phytophthora blight on bell pepper in North Carolina and New Jersey. *Plant Disease*, 82:6. 711-711.

- Paulson, R. E., and J. M. Webster. 1972. Ultrastructure of the hypersensitive reaction in roots of tomato, *Lycopersicon esculentum* L., to infection by the root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*. *Physiol. Plant Pathol.* 2:2. 27-234.
- Pegard, A., G. Brizzard, A. Fazari, O. Soucaze, P. Abad, and C. Djian-Caporalino. 2005. Histological characterization of resistance to different root-knot nematode species related to phenolics accumulation in *Capsicum annuum*. *Phytopathology.* 95:158-165.
- Peláez-Arroyo, A., S. Ayvar-Serna, O. G. Alvarado-Gómez, J. F. Díaz-Nájera. 2015. Control químico del nematodo *Meloidogyne spp.* en el cultivo de papayo (*Carica papaya* L.). *Revista de Sistemas Experimentales.*, 2:4 139-143.
- Pérez, M. L., J. G. Salinas, y J. O. Medina. 1990. Control genético y químico de la marchitez del chile *Capsicum annuum* causada por el hongo *Phytophthora capsici* Leo. *Revista Mexicana de Fitopatología.* 8:1. 71-76.
- Pérez, M. L., J. Salina., M. Rodríguez. 1986. Herencia de la Resistencia de *Phytophthora capsici* LEO. En cuatro materiales de chile *Capsicum annum* L. *Agrociencia.* 66:127-139.
- Pérez, N. y Vázquez, L. L. 2004. Manejo Ecológico de Plagas. *In: Transformando el campo cubano. Avances de la Agricultura Sostenible.* CEDAR: La Habana. Cuba. 296p.
- Pérez-Castañeda L. M., G. Castañón-Nájera, N. Mayek-Pérez. 2008. Diversidad morfológica de chiles (*Capsicum spp.*) de Tabasco, México. *Cuadernos de Biodiversidad.* 27. 11-22.

- Pickersgill B. 1971. Relationships between weedy and cultivated forms in some species of chili peppers (*genus Capsicum*). *Evolution*. 25. 683-691.
- Pintado-López, L. M., R. A. Guzmán-Plazola, V. Ayala-Escobar and V. H. Aguilar-Rincón. 2017. Grafting on CM-334 controls serrano chili wilting caused by *Phytophthora capsici* and changes phenology but does not affect fruit yield. *Journal of Phytopathology*, 165:7-8. 494-499.
- Pintado-López, L. M. 2017. Compatibilidad, fenología, rendimiento y tolerancia de cultivares de chile serrano susceptibles a *Phytophthora capsici* injertados sobre cm-334. Tesis de maestría. Colegio de Postgraduados. México. 78 P.
- Pozo O., Montes, S. Redondo, E. 1991. Chile (*Capsicum spp.*) In: Ortega P.R.; G. Palomino, F. Castillo, V.A. González y M. Livera (Eds.) *Avances en el Estudio de los Recursos Fitogenéticos en México*. SOMEFI, Chapingo, México. 217-238 p.
- Pozo-Campodónico O. 1983. Logros y Aportaciones de la Investigación Agrícola en el Cultivo del Chile. INIA-SARH. México. 20 p.
- Reifschneider, F. J., G. P. Henz, and C. S. Ribeiro. 2009. Brazilian capsicums: early history and future prospects. *Chronica Horticulturae*, 49:3, 19-21.
- Reyes-Escogido, M. D. L., E. G. González-Mondragon, and E. Vázquez-Tzompantzi. 2011. Chemical and pharmacological aspects of capsaicin. *Molecules*. 16:2. 1253-1270.

- Ristaino J. B., A. Johnston. 1999. Ecologically based approaches to management of *Phytophthora* blight on bell pepper. Plant dis. 83. 1080-1089.
- Rojas, L., y F. Riveros. 2001. Efecto del método y edad de las plántulas sobre el prendimiento y desarrollo de injertos en melón (*Cucumis melo*). Agricultura Técnica. 61:3.
- Russo, V. M. 2012. Peppers: botany, production and uses. CABI. Cambridge, Massachusetts, USA. 279 p.
- SAGARPA. 2012. Mejoramiento integral de la productividad en el cultivo de chile en México para aumentar la competitividad, mediante el incremento del rendimiento y calidad. Convocatoria 2012-2.
- SAGARPA. 2015. Breve pero picante historia del chile. <https://www.gob.mx/sagarpa/articulos/breve-pero-picante-historia-del-chile>. Consultado el 10 de Agosto del 2018.
- SAGARPA. 2017. Crece 42 por ciento producción de chile verde “Hecho en México”. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Comunicado. Disponible en: <https://www.gob.mx/sagarpa/>
- Sánchez, E., A. Torres., M. A. Flores., P. Preciado., y C. Márquez. 2015. Uso de portainjerto sobre el rendimiento, calidad del fruto y resistencia a *Phytophthora capsici* Leonian en pimiento morrón. Nova scientia, 7:15. 227-244.
- Sanogo, S. 2003. Chile pepper and the threat of wilt diseases. Online. Plant Health. Vol. 10. 1-5.
- Santos, H., y R. Goto. 2004. Enxertia em plantas de pimentão no controle da murcha de fitóftora em ambiente protegido. Hort. Bras. 22:1. 45-49.

- Santos, P. 2010. Estrategias para el control de *Phytophthora capsici* Leo y *Fusarium solani* Mart. En el cultivo de chile (*Capsicum annuum* L.). Tesis de maestría. Colegio de Postgraduados. México. 51 p.
- Sasser, J. N. 1980. Root-knot nematodes: a global menace to crop production. *Plant disease*, 64:1. 36-41.
- SIAP. 2018. Servicio de información agroalimentaria y pesquera Disponible en: http://infosiap.siap.gob.mx:8080/agricola_siap_gobmx/
- Silva-Rojas, H.V., S.P Fernández-Pavía, C. Góngora-Canul, B.C. Macías-López y G.D. Ávila-Quezada. 2009. Distribución espacio temporal de la marchitez del chile (*Capsicum annuum* L.) en Chihuahua e identificación del agente causal *Phytophthora capsici* Leo. *Revista Mexicana de Fitopatología* 27.134-147.
- Smith, D.R. and White, D.G. 1988. Diseases of corn. In G.F. Sprague & J.W. Dudley, eds. *Corn and corn improvement*. 3rd ed. Madison, WI, USA, American Society of Agronomy. 687-766 p.
- Smith, P. G., and C. B. Heiser Jr. 1951. Taxonomic and genetic studies on the cultivated peppers, *Capsicum annuum* L. and *C. frutescens* L. *American Journal of Botany*. 38:5. 362-368.
- Smith, R.A. y G.A. Couche. 1991. The phylloplane as source of *Bacillus thuringiensis* variants. *Applied and Environmental Microbiology* 57: 311-315.
- Sy, O., P. W. Bosland., and R. Steiner. 2005. Inheritance of phytophthora stem blight resistance as compared to *phytophthora* root rot and phytophthora foliar blight resistance in *Capsicum annuum* L. *Journal of the American Society for Horticultural Science*. 130:1. 75-78.

- Sy, O., R. Steiner., and P. Bosland. 2008. Recombinant inbred approaches to management of *Phytophthora* blight of bell pepper. *Plant Disease*. 83. 1080-1089.
- Trinchera, A., G. Pandozy., A. Temperini., F. Caprio., E. Rea., and S. Rinaldi. 2013. Grafting of globe artichoke plants onto wild and cultivated cardoon: agronomical and physiological aspects. *Acta horticulturae*. 983: 231-235.
- Turner, J.T. y P.A. Backman. 1991. Factors relating to peanut yield increases after seed treatment with *Bacillus subtilis*. *Plant Disease* 75. 347-353.
- Tyler, B. M. 2001. Genetics and genomics of the oomycete–host interface. *Trends in Genetics*. 17:11. 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.
- Velásquez R. M.M Medina, J. de J. Luna. 2001. Sintomatología y Géneros de Patógenos Asociados con las Pudriciones de la Raíz del Chile (*Capsicum annuum* L.) en el Norte-Centro de México. *Revista Mexicana de Fitopatología*. 19:2. 175-181.
- Velázquez-Valle, R., L. R. Reveles-Torres, y M. Reveles-Hernández. 2013. Manejo de las principales enfermedades del chile para secado en el norte centro de México. Folleto Técnico. Núm. 50. Campo Experimental Zacatecas. CIRNOC-INIFAP. 57 p.
- Velázquez-Valle, R., M.D. Amador-Ramírez, M.M. Medina-Aguilar, y F. Lara-Victoriano. 2007. Presencia de patógenos en almácigos y

- semilla de chile (*Capsicum annuum L.*) en Aguascalientes y Zacatecas, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 25. 75-79.
- Verdejo Lucas, S., J. Sorribas y P. Puigdomènech. 1994. Pérdidas de producción en lechuga y tomate causada por *Meloidogyne javanica* en invernadero. Instituto Nacional de Investigación y Tecnología Agraria y Alimentaria. Madrid, España. *Journal of Nematology* 26:4S. 731-736.
- Villar-Luna, E., R. I. Rojas-Martínez, B. Reyes-Trejo, O. Gómez-Rodríguez, & E. Zavaleta-Mejía. 2017. Mevalonate pathway genes expressed in chilli CM334 inoculated with *Phytophthora capsici* and infected by *Nacobbus aberrans* and *Meloidogyne enterolobii*. *European Journal of Plant Pathology*, 148:4. 867-881.
- Villar-Luna, H., B. Reyes-Trejo, O. Gómez-Rodríguez, E. Villar-Luna and E. Zavaleta-Mejía. 2015. Expression of defense genes and accumulation of capsidiol in the compatible interaction CM334/*Nacobbus aberrans* and incompatible CM334/*Meloidogyne incognita*. *Nematropica* 45:9-19.
- Xu, C.Q., L. Li, 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.
- Zavaleta-Mejía, E. 1999. Alternativas de manejo de las enfermedades de las plantas. *Terra Latinoamericana*, 17:3. 201-207.

7. ANEXOS

