

Universidad Autónoma de Querétaro
Facultad de Ciencias Naturales
Escuela de Biología.

“PORTA INJERTO DE CHILE TOLERANTE A PATOGENOS DE SUELO”

Que como parte de los requisitos para obtener título de Licenciado en Biología

Presenta:

ISMAEL URRUTIA ANAYA

Dirigido por:

DR. IRINEO TORRES PACHECO

Co-dirección

DR. GUADALUPE XOCHITL MALDA BARRERA

SINODALES

Dr. Ramón Gerardo Guevara González

Firma

Dr. Humberto Suzán Aspíri

Firma

Bíol. Jaime Ángeles Ángeles
Director de la Facultad de Ciencias
Naturales

Dr. Luis Gerardo Hernández Sandoval
Director Investigación y Posgrado

Centro Universitario Querétaro, Qro. México

18 de Noviembre de 2010

La presente obra está bajo la licencia:
<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/deed.es>



CC BY-NC-ND 4.0 DEED

Atribución-NoComercial-SinDerivadas 4.0 Internacional

Usted es libre de:

Compartir — copiar y redistribuir el material en cualquier medio o formato

La licenciante no puede revocar estas libertades en tanto usted siga los términos de la licencia

Bajo los siguientes términos:



Atribución — Usted debe dar [crédito de manera adecuada](#), brindar un enlace a la licencia, e [indicar si se han realizado cambios](#). Puede hacerlo en cualquier forma razonable, pero no de forma tal que sugiera que usted o su uso tienen el apoyo de la licenciante.



NoComercial — Usted no puede hacer uso del material con [propósitos comerciales](#).



SinDerivadas — Si [remezcla, transforma o crea a partir](#) del material, no podrá distribuir el material modificado.

No hay restricciones adicionales — No puede aplicar términos legales ni [medidas tecnológicas](#) que restrinjan legalmente a otras a hacer cualquier uso permitido por la licencia.

Avisos:

No tiene que cumplir con la licencia para elementos del material en el dominio público o cuando su uso esté permitido por una [excepción o limitación](#) aplicable.

No se dan garantías. La licencia podría no darle todos los permisos que necesita para el uso que tenga previsto. Por ejemplo, otros derechos como [publicidad, privacidad, o derechos morales](#) pueden limitar la forma en que utilice el material.

RESUMEN

La injertación en plantas se ha usado para conferir tolerancia a patógenos de suelo y a factores adversos en el mismo, así como para aumentar productividad. En este trabajo se identificó un porta injerto de chile (*Capsicum annuum* L.) tolerante a patógenos de suelo y se determinó la compatibilidad de éste con cuatro variedades de pimiento dulce comercial. Se sembraron 2540 semillas de chile (*C. annuum* L.) en sustrato vermiculita y las plántulas obtenidas se sembraron en bancales con 1000 UFC de patógenos de suelo como *Fusarium*, *Phytophthora*, *Pythium* y *Rhizoctonia*. Se obtuvieron 65 planta tolerantes. Las semillas de las plantas tolerantes se sembraron en sustrato vermiculita al igual que las variedades Gretzky RZ, María, Sartep 36 y Triple Star para la elaboración de los injertos. Los injertos se hicieron con la técnica de tubo de silicón (Oda, 1999) y se mantuvieron en alta humedad relativa (90%) y poca luz (2 watts). Se evaluó el porcentaje de prendimiento a partir de 100 plantas injertadas. El porcentaje de prendimiento para cada variedad fue Sartep 36 (47%) Gretzky RZ (51%), María (73%) y Triple Star (80%). El diseño experimental fue de dos factores (plantas injertadas y no injertadas) des balanceado y con 4 tratamientos (variedades). Se evaluó a los 50 días después de la aclimatación el diámetro del porta injerto y el injerto, el área foliar y el número de frutos. Se hizo un Análisis de varianza y no se encontró diferencia significativa entre las plantas injertadas con respecto al área foliar, sin embargo, fueron diferentes en el diámetro del porta injerto e injerto así como en la producción de frutos. Por otro lado, se encontraron diferencias significativas entre las plantas injertadas y los controles con respecto al calibre del tallo y área foliar siendo mayores en las plantas control, no obstante, no se encontraron diferencias significativas en el número de frutos producidos por las plantas injertadas y las plantas control. Para validar tolerancia, se inoculó medio kilo de suelo infectado a todos los injertos. El porta injerto identificado mostró tolerancia y compatibilidad con las variedades María, Gretzky Rz y Triple Star principalmente.

(Palabras clave: Injerto, Porta injerto, Tolerancia, compatibilidad, incompatibilidad).

SUMMARY

Grafting has been used to give tolerance against soil pathogens and adverse factors, as well as to increase productivity. In this work there has been identified a soil pathogenic chili root stock (*Capsicum annuum* L.), and it has been determined the compatibility of this in four varieties of sweet pepper. There were sown 2540 chili seeds in a vermiculite substrate, the obtained plants were sown on windows boxes with 1000 CFU of soil pathogens as *Fusarium*, *Phytophthora*, *Pythium* and *Rhizoctonia*. There were obtained 65 tolerant plants. The seeds of the tolerant plants were sown in the vermiculite substrate in the same way as the Gretsky RZ, María, Sartep 36 and Triple Star varieties for the production of the root stock. These were made by employing silicone tube techniques (Oda, 1999) and were maintained on high relative humidity (90%) and low light (2 watts). The grafting percentage was evaluated on the basis of 100 grafted plants. The grafting results for each variety were Sartep 36 (47%) Gretzky RZ (51%), María (73%) and Triple Star (80%). The experimental design was based on two factors (grafted and ungrafted plants) unbalanced and with 4 treatments (varieties). The diameter of the root stock, the scion, the foliar area and the number of fruits were evaluated after 50 days of acclimatation. A analysis of variance (ANOVA Test) was made and there was not found a meaningful difference between the grafted plants on the foliar area, but there was a difference between the diameters of the root stock and the scion and in the fruit production. In another respect, there was found a difference between the control and grafted plants in the stem caliber and foliar area, the control plants had higher dimensions, although there was not found a significative difference on the produced fruits in either case. To validate the tolerance, half a kilogram of infected soil to all the scions was inoculated. The identified root stock showed mainly resistance and compatibility with the varieties María, Gretzky Rz and Triple Star.

(Keywords: Scion, root stock, resistance, compatibility, incompatibility).

 **A mi madre, la señora Teresa Anaya Granados.**

AGRADECIMIENTOS

- ✿ A la facultad de Ciencias Naturales, escuela de Biología por haberme formando.
- ✿ A la facultad de Ingeniería por haberme brindado el apoyo e infraestructura necesarios para lograr la terminación de este trabajo.
- ✿ Al Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias del Bajío (INIFAP-Bajío) por facilitar el material biológico básico para hacer este trabajo.

ÍNDICE

	Página
Resumen	2
Summary	3
Dedicatorias.	4
Agradecimientos.	5
Índice	6
Índice de cuadros	8
Índice de figuras	9
Índice de gráficas	10
I. INTRODUCCIÓN	11
II. REVISIÓN DE LITERATURA	13
Algunos aspectos históricos y biogeográficos del chile.	13
Algunos aspectos taxonómicos y morfológicos del chile.	15
Producción de chile en México.	16
Patógenos de suelo importantes en el cultivo de plantas de interés económico.	16
Problemas fitosanitarios del chile en México.	24
Injertación en hortalizas.	25
De plantas silvestres a porta injerto efectivo.	27
Identificación de cultivares resistentes a patógenos de suelo en México.	28
Fisiología del injerto.	29
Incompatibilidad e interacción entre injerto y porta injerto.	31
Tipo de injertos en hortalizas.	33

	Injerto de púa.	34
	Injerto de aproximación.	34
	Injerto en tubo de silicón.	35
III.	HIPÓTESIS.	36
IV.	OBJETIVOS.	37
V.	METODOLOGIA.	38
	5.1. Fase 1: Identificación de plantas tolerantes a patógenos de suelo.	38
	5.1.2.1 Resultados y discusión de la primera fase.	41
	5.1.3.1. Trasplante de plantas tolerantes y obtención de frutos.	43
	5.2. Fase 2: Siembra de semillas del porta injerto identificado en este estudio	44
	5.2.1. Descripción y siembra de las variedades de pimiento dulce usadas en este estudio.	45
	5.2.2. Elaboración de Injertos.	47
	5.2.3. Aclimatación.	50
	5.2.4. Trasplante de injertos aclimatados.	50
	5.2.5. Determinación del porcentaje de prendimiento.	51
	5.2.6. Inoculación del porta injerto tolerante a patógenos de suelo.	51
	5.2.7. Determinación de compatibilidad entre porta injerto e injerto.	52
	5.2.8. Resultados y discusión de la segunda fase.	52
VI.	CONCLUSIONES.	64
	LITERATURA CITADA	65
	ANEXO 1	70
	ANEXO 2	72

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
Cuadro 5.2.8.1	Porcentaje de prendimiento a partir de 100 plantas de pimiento injertadas con la técnica de tubo.	52
Cuadro 5.2.8.3	Análisis de varianza. P=0.05	53
Cuadro 5.2.8.5	Análisis de varianza. P=0.05	54
Cuadro 5.2.8.7	Análisis de varianza. P=0.05	56
Cuadro 5.2.8.8	Análisis de varianza. P=0.05	57
Cuadro 5.2.8.10	Análisis de varianza. P=0.05	58
Cuadro 5.2.8.12	Análisis de varianza. P=0.05	59
Cuadro 5.3.1	Número de unidades formadoras de colonias por gramo de suelo de tres de los patógenos de suelo más importantes en el sustrato usado en este estudio.	60

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página
Figura. 1.	Injerto en púa.	33
Figura. 2.	Injerto de aproximación	34
Figura. 3..	Injerto en tubo	34
Figura 5.1.1.	Emergencia de plántulas en la primera fase de la obtención de plantas con potencial para uso como porta injerto.	38
Figura 5.1.2	Plántulas trasplantadas a bancales consuelo procedente del INIFAP-Bajío con presencia de los patógenos de suelo <i>Fusarium</i> , <i>Rhizoctonia</i> , <i>Phytophthora</i> causantes de la marchitez del chile (<i>C. annuum</i>).	39
Figura. 5.1.2.3	Daños presentados por las plantas de chile (<i>C. annuum</i>) usadas en este experimento.	41
Figura 5.I.3.2	Planta tolerante a patógenos de suelo trasplantada y procedente de la accesión accesión M-69.	43
Figura 5.2.1.1.	Plántulas de variedades comerciales usadas como injerto en este estudio.	45
Figura 5.2.2.1	Injertos hechos con la técnica de tubo de silicón	47
Figura 5.2.2.2.	Planta injertada y trasplantada a maceta con peatmoss y libre de patógenos	48
Figura 5.2.2.3.	Injertos de variedades comerciales (Gretz ky RZ, María, Startep 36 y Triple Star) sobre el porta injerto obtenido de la fase 1 en etapa de prendimiento con poca luz y alta humedad.	49
Figura 5.2.8.2	Cicatriz y unión completa en la interfase del injerto y el porta injerto.	52
Figura 5.3.2.	Plantas de las variedades no injertadas y susceptibles a patógenos de suelo. Comparadas con el porta injerto.	61

ÍNDICE DE GRÁFICAS

Gráfica		Página
Gráfica 5.1.2.2.	Número de plantas de chile (<i>C. annuum</i> L.) sobrevivientes a los patógenos de suelo <i>Fusarium</i> , <i>Rhizoctonia</i> , <i>Phytophthora</i> en un periodo de seis meses después de su trasplante.	40
Gráfica 5.1.2.4.	Número de plantas de chile (<i>C. annuum</i> L.) tolerantes a patógenos de suelo con denominación procedentes del INIFAP-Bajío.	42
Gráfica 5.2.8.4.	Calibre del porta injerto presentado en cada una de las variedades injertadas en este estudio.	54
Gráfica 5.2.8.6.	Diámetro obtenido de las plantas injertadas en comparación de las plantas no injertadas en el experimento.	55
Gráfica 5.2.8.9.	Producción de área foliar obtenida por las plantas injertadas con respecto a las plantas control no injertadas.	57
Gráfica. 5.2.8.11.	Producción de frutos por cada una de las cuatro variedades injertadas en este experimento.	58
Gráfica. 5.2.8.13.	Producción de frutos por las variedades injertadas en este experimento y las plantas control no injertadas.	59

I. INTRODUCCIÓN

El chile (*Capsicum annuum*) es uno de los cultivos de mayor importancia a nivel mundial al igual que otras hortalizas como el tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). En México, existen varias zonas de producción de chile seco y fresco principalmente Sinaloa, Chihuahua, Sonora, Zacatecas y el Bajío (Galindo y Cabañas, 2006).

La problemática más importante que se presenta en este cultivo es el ataque de hongos fitopatógenos como *Fusarium*, *Phytophthora*, *Pythium* y *Rhizoctonia* que provocan la enfermedad de la marchitez del chile que se caracteriza principalmente por clorosis, marchitamiento, defoliación y necrosis en la base del tallo generalmente en la base de este y finalmente la muerte de la planta (Apodaca et al., 2004; Velázquez et al., 2003; Velásquez, et al., 2004). Esta situación genera grandes pérdidas económicas ya que estos hongos atacan desde la etapa de plántula hasta la etapa adulta (Agrios, 1996; Velázquez y Amador, 2007; Velázquez et al., 2007).

Para combatir este ataque se ha optado por el uso de fungicidas como el Bromuro de etilo, entre otros para controlar la infestación de estos patógenos, sin embargo estas sustancias pueden ir en detrimento del suelo ya que eliminan los microorganismos benéficos para las plantas como algunas bacterias y otros hongos formadores de micorrizas (Bojorques, 2007; Contreras et al., 2009)

El uso de sustancias químicas para controlar las enfermedades de suelo puede generar resistencia entre los fitopatógenos provocando así diferentes variaciones en susceptibilidad y aumento de la virulencia de estos siendo así más perjudiciales y difíciles de controlar ya que estos hongos producen estructuras de resistencia como clamidosporas y oosporas que les permiten permanecer en estado de latencia por tiempo indefinido hasta que las condiciones sean favorables para su desarrollo (Agrios, 2006;).

En Asia y Europa el uso del injerto se ha hecho para obtener cualidades distintas en plantas y frutos en cultivos de hortalizas de familias como Cucurbitáceas y Solanáceas además de otros injertos hechos en árboles frutales como la pera, el durazno, naranja y limón. El injerto además de modificar algunas características también es una herramienta para contrarrestar enfermedades de las plantas por patógenos de suelo como *Fusarium*, *Phytophthora*, *Pythium* y *Rhizoctonia* que atacan a los cultivos de hortalizas como la calabaza, sandía, melón, berenjena, tomate y chile (Oda, 1999; Kubota y McClure, 2008).

En ensayos hechos sobre algunas hortalizas para probar la tolerancia de los individuos a altas concentraciones de patógenos de suelo no se ha encontrado una respuesta muy favorable, ya que la mayoría o todas las plantas mueren por la enfermedad al poco tiempo de la inoculación (Guerrero y col., 2007)

En algunas colectas de semillas de planta de chile se han encontrado ejemplares que son tolerantes al marchitamiento causado por patógenos, comprobándose así que algunos individuos de origen silvestre pueden responder de forma eficiente a estrés causado por agentes biológicos y que son una buena alternativa en México para su uso como porta injertos para el control de la sanidad vegetal dentro de invernadero y en campo abierto (Ortega, 1991; Andrés et al, 2005; Luna y Moreno; 2005).

Se debe considerar que para el uso de una planta como porta injerto debe haber compatibilidad o afinidad con la otra parte, es decir, que en el transcurso del tiempo se vuelva a restaurar el flujo de nutrientes y sustancias orgánicas entre ambas partes del injerto para el óptimo desarrollo de la planta como un solo individuo (Oda, 2002; Schöning & Kolimann, 2007).

En este trabajo se hizo un ensayo que consta de dos fases: en la fase 1 se identificó una planta tolerante a los patógenos como *Fusarium*, *Phytophthora* y *Rhizoctonia* para usarla como porta injerto. Fase 2: determinación de compatibilidad del porta injerto identificado con cuatro variedades de pimiento dulce comercial (Gretzky RZ, María, Startep 36 y Triple Star)

II. REVISIÓN DE LITERATURA

Algunos aspectos históricos y biogeográficos del chile

Desde tiempos antiguos el chile (*Capsicum annuum*) es uno de los alimentos más populares en el mundo, encontrado en América y llevado al “viejo mundo” por algunos personajes como Cristóbal Colón que en sus viajes de exploración enviaba las novedades halladas en las tierras desconocidas a los reyes católicos Fernando e Isabel de España (Andrews, 1995), sin embargo en la fitogeografía, México es considerado uno de los centros de origen de especies domesticadas y una de las más representativas es el chile (*C. annuum*. L) (Harlan, 1971).

El chile (*C. annuum*. L) es uno de los íconos que representan el folclor y la cultura del México antiguo y es motivo de innovaciones en el presente; desde sus primeros hallazgos en el periodo posclásico (900-1521) hasta la Época incipiente (7000-2555 a.C.), en las cuevas de Tehuacán, Puebla; Centros ceremoniales en Monte Albán y Teotihuacán el chile (*C. annuum*. L) fue objeto de pago de tributo, impuesto y de uso ceremonial en la época prehispánica; en la actualidad se usa para obtención de colorantes y cosméticos a partir de las oleorresinas que se extraen del fruto seco además del uso farmacéutico en la obtención de analgésicos y estimulantes estomacales y por ello es de un gran valor cultural y económico en el mundo (Andrews, 1995).

Es importante resaltar que el chile (*C. annuum*. L) posee propiedades importantes, pues es una fuente de vitaminas A y un nivel aún más alto de contenido en vitamina C en comparación con los cítricos. Los chiles son útiles para prevenir los problemas de la vista, mucosas, encías y dientes como lo menciona Fray Bernardino de Sahagún como remedio para la boca entre los Mexicas. Por otro lado, actualmente se usa el extracto de chile (*C. annuum*. L) como anti inflamatorio muscular por acción de la capsaicina; la que además es un antioxidante y previene el envejecimiento prematuro (Long-Solís, 1986; Vela, 2009).

El género *Capsicum* contiene cerca de 20 especies (Pikersgill, 1971) aunque algunos autores afirman que hay de 25 (Andrews, 1995) hasta 30 (Eshbaugh, 1975) las cuales se originaron en el nuevo mundo. Algunas de estas son especies silvestres, las cuales

se encuentran en una vegetación sin disturbios, aunque sus frutos pueden ser colectados y usados por el hombre. Cuatro especies (*C. annuum*, *C. baccatum*, *C. chinense* y *C. pubescens*) son cultivadas ampliamente en Latino América (Pickersgill, 1971).

Cada una de estas especies es característica de un área aunque actualmente se sobrelapan. *C. annuum* se distribuye ampliamente en México y América Central, pero estas formas cultivadas se ha visto que alcanzan una distribución aún en Sur América, posiblemente después de la conquista de los españoles. *C. baccatum* es un chile comúnmente cultivado en Perú y Bolivia y además se ha visto que se extiende hacia el norte de Ecuador, el sur de Colombia y sur-este de Brasil (Pickersgill, 1971).

En el Oeste de la India, hacia el norte de Sur América y en el Amazonas comúnmente se cultiva *C. chinense*, el cuál es común de igual forma en Perú y Bolivia sobrelapandose con la distribución de *C. baccatum*. (Pickersgill, 1971)

C. pubescens es más tolerante a bajas temperaturas que los otros chiles cultivados y se ha encontrado en altitudes como los Andes y a lo largo de las montañas de Bolivia hacia Colombia y México. *C. pubescens* es simpátrica con *C. annuum*, *C. baccatum* y *C. chinense* en las partes más bajas de este rango altitudinal aunque es morfológicamente distinto y aislado reproductivamente con respecto a las otras especies. (Pickersgill, 1971)

C. annuum y *C. baccatum* producen frutos alargados en los tipos cultivados y han perdido la capacidad natural para dispersarse; por otra parte las plantas de chile no cultivadas producen frutos pequeños, erectos y deciduos, los cuáles puede ser dispersados por aves y otros agentes. Las plantas de chile cultivadas se denominan *C. annuum* var. *annuum* y *C. baccatum* var. *Pendulum*; en el caso de *C. chinense* no hay algún reporte que mencione algún tipo silvestre perteneciente a esta especie. Se han encontrado especies cercanamente relacionadas con *C. frutescen* que cuenta con varias colectas en las cuales se observa pequeños frutos deciduos y que se han encontrado de forma silvestre. (Pickersgill, 1971)

En Latinoamérica *C. annuum*, *C. baccatum* y *C. chinense* son de interés comercial, por ejemplo la salsa Tabasco, es una selección de chiles pertenecientes a la

especie *C. baccatum*, la cuál es cultivada comercialmente en Norteamérica. (Pickersgill, 1971)

Una característica en las plantas de chile silvestre es que poseen frutos rojos, mientras que las variedades cultivadas presentan una variación en el color pues van del amarillo, tonos naranjas y marrones (Pickersgill, 1971)

Algunos aspectos taxonómicos y morfológicos del chile

Botánicamente el chile (*C. annuum*) se clasifica en el reino Plantae, División Magnoliophyta; clase Magnoliopsida, Orden Solanales; familia Solanaceae, género *Capsicum* (Vela, 2009).

El chile (*C. annuum*. L) está cercanamente relacionado al tomate, papa y tabaco, descritos por primera vez por Joseph Pitton de Tournefort en 1700 (Andrews, 1995). Las características morfológicas a simple vista presentes en cada una de las variedades de *Capsicum* son importantes pues los frutos erectos y fácilmente desprendibles representan una característica ancestral, pues muy probablemente favorece la accesibilidad y la dispersión; por otro lado, los frutos pendientes representan una característica que probablemente fue adquirida por la domesticación y la selección artificial, ya que sus frutos son menos susceptibles de robo por aves y otros organismos encontrándose más fijos al pedúnculo por lo que se requiere de recolección para obtenerlos (Andrews, 1995).

C. annuum puede distinguirse por su cáliz dentado, una inflorescencia solitaria y blanca en cada nodo. *C. chinense* a menudo se distingue por la ausencia de cáliz dentado, la presencia de una corola blanca lobada, usualmente frutos pendientes son persistentes, carnosos y firmes, las flores tiene un estilo exertado y una constricción entre la base del cáliz y el pedicelo cuando hay fruto. *C. chinense* y *C. frutescens* son difíciles de distinguir una de otra, pues no hay caracteres suficientes para separar estos taxa. *C. frutescens* posee una corola blanca verdosa, frutas erectas y deciduas las cuales son suaves y no tan carnosos, las flores tiene un gran estilo exertado y no hay una constricción entre la base del tallo y el pedicelo. *C. baccatum* var. *Pendulum* conocido como ají, se reconoce por un cáliz

corto, una corola dentada blanco- amarillenta o simplemente blanca con pares de puntos verdes o amarillos en cada lóbulo de dicha corola (Eshbaugh, 1975).

C. pubescens presenta un pequeño cáliz dentado, la flor es de un color morado profundo a un tono violeta y el centro es color blanco. El fruto tiene semillas negras o café (Eshbaugh, 1975).

Producción de chile en México

En el mundo, los principales países productores de chile son China, España, Turquía, Nigeria y la India, juntos alcanzan 16´600,000 toneladas aproximadamente. México ocupa el sexto lugar en producción y en este país a demás, el chile es el segundo cultivo hortícola más importante después del tomate ya que este cultivo es uno de los alimentos principales de la población mexicana (Galindo y Cabañas, 2006).

En México son cinco entidades en donde se encuentra más del 50% de la superficie de chile plantada, así como el 60% de la producción. Las entidades son: Sinaloa, Chihuahua, Guanajuato, Sonora y Zacatecas (Galindo y Cabañas, 2006).

En El Bajío (Guanajuato, Hidalgo, Michoacán, Querétaro, San Luis Potosí) se cultiva en estado fresco principalmente chile Jalapeño, Serrano, Poblano, Chilaca y Morrón; en estado seco chile Pasilla, Ancho y Guajillo (SIACON, 2008).

La nominación de los chiles, en las diferentes zonas del país depende si se encuentra seco o en estado fresco (Anexo 1) (Vela, 2009).

Patógenos de suelo importantes en el cultivo de plantas de interés económico.

Los hongos fitopatógenos forman un grupo diverso y pasan una parte de su ciclo de vida en las plantas hospederas y otra parte en el suelo o materia orgánica que se encuentra en el mismo. Algunos hongos pasan su ciclo de vida en el hospedero y sólo sus esporas están en el suelo, en la mayoría de los casos las esporas se producen en el tejido del hospedero, lo cual asegura una rápida y eficiente diseminación (Agrios, 1996).

Las plantas pueden ser resistentes a patógenos, es decir, puede que sean inmunes pueden poseer genes que le confieran resistencia directa ante los genes que determinan la virulencia del patógeno en particular (resistencia verdadera) o que la planta por alguna razón tolera al agente infeccioso, es decir que, esta permite que el patógeno se desarrolle y propague en ella, esto puede suceder siempre y cuando se tenga conferida la tolerancia ya sea por falta de receptores de las sustancias irritantes de los patógenos o inactivación de las mismas por parte de la planta. Sin duda puede haber susceptibilidad, sin embargo, una planta tolerante no es destruida por el patógeno o muestran pocos daños causados el mismo (Agrios, 1996).

La supervivencia y acción de los hongos fitopatógenos depende de las condiciones ambientales (humedad y temperatura) y características intrínsecas de las plantas (resistencia). El micelio de un hongo sobrevive en un rango de temperatura de -5°C a más de 45°C , sin embargo las esporas de los hongos resisten intervalos bastante amplios de humedad y temperatura lo que les permite sobrevivir en estado de latencia por tiempo indefinido. Las esporas de los hongos requieren de condiciones especiales para poder germinar, y en este caso, los hongos antes mencionados producen zoosporas que requieren de agua en abundancia para producción, movimiento y germinación de las estructuras reproductoras (Agrios, 1996).

Los hongos que producen enfermedades en las plantas constituyen un grupo diverso que debido a su abundancia y diversidad, solo se presenta en este trabajo algunos de los géneros más importantes así como la clasificación taxonómica propuesta por Agrios (2006).

HONGOS INFERIORES

DIVISION: EUMICOTA (hongos verdaderos)

SUBDIVISIÒN 1: MASTIGOMYCOTINA (producen zoosporas)

CLASE 2: OOMYCETES (Mohos acuáticos, royas blancas y mildius)

Tienen un micelio alargado, producen zoosporas con dos flagelos. Las esporas de reposo (oosporas) se forman por la fusión de gametos morfológicamente distintos (anisogamia)

ORDEN: PERONOSPORALES

Los esporangios (zoosporangios) se forman en las puntas de las hifas.

FAMILIA: *Pythiaceae*

Las esporas se forman en hifas somáticas (no sexuales) o en esporangióforos de crecimiento indeterminado. Son parásitos facultativos.

GÉNEROS:

Pythium: genera el ahogamiento de las plántulas, pudrición de semillas, raíces y el tizón algodonoso de los pastos.

Phytophthora: *P. infestans*, ocasiona el tizón tardío de la papa y pudrición de raíz otras solanáceas.

HONGOS SUPERIORES

SUBDIVISIÓN 4: DEUTEROMYCOTINA

Hongos asexuales (carecen de estructuras de reproducción sexual)

CLASE 2: HYPHOMYCETES

ORDEN: HYPHALES (moniliales)

Las esporas asexuales se forman sobre hifas o dentro de ellas. Las esporas están expuestas al ambiente.

GÉNEROS

Fusarium: ocasiona la marchitez y pudrición de la raíz de las plantas anuales, así como la canchrosis de árboles forestales.

Verticilium: provoca la marchitez de plantas anuales y perennes.

CLASE 3: AGONOMYCETES (*Mycelia Sterilia*)

ORDEN: AGONOMYCETALES

No se ha observado la producción de esporas sexuales o asexuales en las hifas de este grupo de hongos.

GÉNEROS:

Rhizoctonia: origina la pudrición de la raíz y de la corona de los frutos de las plantas anuales y la mancha negra de los pastos.

A continuación se describen con más detalle las características principales y sintomatología general de los hongos patógenos como *Phytophthora*, *Pythium*, *Rhizoctonia* y *Fusarium*, los cuales han sido los principales agentes que causan la muerte de muchas plantas a nivel mundial y en México de acuerdo con Agrios (2006), Rodríguez (2001) y Velázquez et al. (2004).

Phytophthora: La mayoría de las especies de *Phytophthora* producen pudriciones de la raíz, ahogamiento de plántulas y pudriciones de tubérculos, cormos, bases de los tallos y otros órganos. Algunas especies son específicas al hospedero, es decir, que solo atacan a una o dos especies de plantas, sin embargo otras especies de este patógeno tiene un amplio rango de hospederos. La especie que mejor se conoce es *Phytophthora infestans* que causa el tizón tardío de la papa y del tomate. A continuación se mencionan las especies más importantes y más conocidas dentro del género *Phytophthora*:

P. cactorum origina la pudrición de del tronco o collar del manzano, pudrición del pie y tallo del lirio (*Iris* L.), el tizón de *Paeonia*, muerte descendente de *Azalea*, la pudrición del tallo y el marchitamiento de *Antirrhinum*; la pudrición del trébol dulce (*Melilotus officinalis* (L.) Lam.) y el tizón de la inflorescencia del tulipán (*Tulipa* L.)

P. capsici genera la pudrición de la raíz del pimiento (*C. annuum* L.), la zanahoria (*Daucus carota* L.) y la calabaza (*Cucurbita pepo* L) la pudrición de los frutos de pimiento (*C. annuum* L.), tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) berenjena (*Solanum melongena* L.) y otras cucurbitáceas. *P. cambivora* produce la pudrición de la raíz y corona de los

árboles. *P. cinnamomi* produce la pudrición de la raíz del aguacate (*Persea amaericana* Mill), Azalea, castaña (*Castanea sativa* Mill.) canela (*Cinnamomum*), roble (*Nothofagus*) pino (*Pinus* L.), piña (*Ananas comosus* (L.) Merr.); entre otros árboles y arbustos.

P. citrophthora produce la pudrición del pie y frutos de los cítricos. *P. cryptogea* produce la pudrición de la raíz del tomate (*L. esculentum* Mill.) y del lirio acuático, así como la pudrición del tallo de *Gloxínea*. *P. eritropseptica* produce la pudrición rosa de la papa (*S. tuberosum* L.), la pudrición blanda de los esquejes de caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) y el tizón foliar del lirio acuático. *P. fragariae* produce la pudrición roja de la estele de la raíz de la fresa (*fragaria* L.)

P. megasperma produce la pudrición de la raíz de las crucíferas, zanahoria (*D. carota* L.), papa (*Solanum tuberosum* L.), espinaca (*Spinacia oleracea* L.) remolacha (*Beta vulgaris* L.), malva real (*Alcea rosea* L.); entre otras. *P. palmivora* produce la pudrición del cogollo del cocotero (*Cocos nucifera* L.) y la pudrición del tallo de la “lotería” (*Dieffenbachia* Schott) y *Peperomia* (Ruiz & Pav).

P. parasítica produce el ahogamiento, tizón foliar, cancrisis del tallo y la pudrición del ojo mache en el fruto del tomate (*L. esculentum* Mill.), la pudrición blanda de las cucurbitáceas y la gomosis de los cítricos. *P. parasítica* var. *nicotianae* produce la pierna negra del tabaco (*Nicotiana tabacum* L.)

P. syringae produce el tizón de la lila (*Syringa vulgaris* L.) cancro en heridas de poda en el almendro (*Prunus* L.) y pudrición de frutos de manzano (*Malus domestica* Borkh.)

Las pudriciones de raíz por *Phytophthora* dañan a sus hospedantes en cualquier parte del mundo en donde la temperatura es relativamente baja (15 y 23°C) y el suelo es lo suficientemente húmedo como para permitir el desarrollo normal de las plantas susceptibles a ese hongo.

Phytophthora inverna en forma de oospora, clamidosporas o micelio en el suelo o en las raíces que ha infectado. En la primavera, dichas estructuras, germinan en forma de zoosporas, mientras que el micelio prosigue su crecimiento, produciendo esporangios que

posteriormente liberan zoosporas, las cuales nadan en el agua del suelo e infectan las raíces de las plantas susceptibles por contacto.

El comportamiento de de las distintas especies de *Phytophthora* que causan las pudriciones de raíz de las plantas es muy parecida, sin embargo, también debe destacarse que varios hongos como *Rhizoctonia* y *Fusarium* con frecuencia forman síntomas similares.

Pythium: las especies pertenecientes a este género, son la causa del ahogamiento durante las fases de preemergencia y posemgerencia de las plántulas. Por lo común la infección se produce a nivel de la superficie del suelo o ligeramente por debajo de este dependiendo de la humedad del suelo y la profundidad del sembrado.

El micelio penetra directamente en las células epidérmicas y corticales del tallo, se nutre de todos sus contenidos y degrada las paredes celulares, produciendo la desintegración de las células y los tejidos; en tal caso, los tejidos invadidos y colapsados no tiene la capacidad de sostener a la plántula, por lo que esta cae sobre el terreno y muere.

Las raicillas de las plantas pueden ser atacadas por *Pythium* en casi cualquier etapa de su desarrollo. La severidad de la enfermedad es mayor cuando el suelo se mantiene húmedo por lo menos al 50% de capacidad para retenerla durante periodos prolongados, cuando la temperatura es desfavorable para la planta hospedante (temperaturas bajas para plantas con requerimientos de temperatura alta y temperaturas altas para plantas con requerimientos de temperaturas relativamente bajas), cuando hay exceso de nitrógeno en el suelo y cuando un mismo cultivo se siembra durante varios años en un mismo terreno de siembra.

Pythium forma un micelio blanco filamentosos, muy ramificado, el cual produce esporangios terminales de forma esférica o filamentosos. El micelio también produce oogonios esféricos y anteridios en forma de clava en los extremos de hifas cortas, la hifa que sostiene al anteridio puede originarse de la hifa que porta al oogonio o de cualquier otra hifa de micelio. Cuando se une al oogonio, el anteridio produce un tubo de fecundación que se introduce en el primero y a través de ese tubo, los núcleos del anteridio se desplazan

hacia los núcleos del oogonio, se fusionan con ellos y producen el cigoto. Como resultado, se produce un engrosamiento de la pared del oogonio fecundado y a dicha estructura de pared gruesa que contiene al cigoto se le denomina oospora. Las oosporas toleran altas o bajas temperaturas y otros factores adversos, de ahí que funcionen como etapa invernante del hongo.

El tipo de germinación del esporangio tanto como el de las oosporas está determinado principalmente la temperatura del medio pues las temperaturas por arriba de 18 °C favorecen la germinación de los tubos germinales, mientras que las temperaturas entre 10° y 18°C inducen la germinación por medio de zoosporas. Cuando un suelo se encuentra densamente infestado por *Pythium* el ahogamiento se hace presente en semillas y plántulas que emerjan de este.

Rhizoctonia: los hongos como *Rhizoctonia*, se les conoce como hongos estériles, debido a que por muchos años se pensó que eran incapaces de producir algún tipo de esporas, ya fuera sexual o asexual. En la actualidad se sabe que este hongo puede producir esporas sexuales, así *Rhizoctonia*, produce basidiosporas que hacen que este hongo sea un basidiomiceto al que se le denominó *Thanatophorus cucumeris*. Las esporas de este hongo solo se forman bajo condiciones ambientales especiales en el laboratorio o son extremadamente raras en la naturaleza, de ahí que sean de poco valor en el diagnóstico de este hongo y debido a esto, sigue siendo considerado como micelio estéril y para fines prácticos siempre se comporta como tal y por ello se sigue denominando *Rhizoctonia*.

El patógeno *Rhizoctonia solani* forma un micelio estéril que es incoloro cuando pasa por su etapa juvenil, pero que se torna de color amarillo o café claro conforme madura. El micelio consta de células largas y produce ramificaciones que crecen casi en ángulo recto con respecto a la hifa principal; estas ramificaciones se estrechan ligeramente a nivel de la bifurcación y poseen una septa cerca de ella. Estos caracteres son comúnmente usados para la identificación de este hongo.

Los síntomas de las enfermedades como *Rhizoctonia* pueden variar un poco en los diferentes cultivos e incluso en una misma planta dependiendo de las condiciones ambientales predominantes. Los síntomas más comunes de la enfermedad causada por *R.*

solani, en la mayoría de las plantas es el ahogamiento de las plántulas y la pudrición de la raíz, así como la pudrición y canchrosis del tallo de las plantas adultas y en proceso de crecimiento; sin embargo en algunos hospedantes de *Rhizoctonia*, causa también la pudrición de los órganos vegetales almacenados, así como los tizones o manchas del follaje, especialmente el follaje que se encuentra cerca del suelo.

El ahogamiento es quizá el síntoma más común que ocasiona *Rhizoctonia*. Este síntoma se produce principalmente en suelos fríos y húmedos, en donde las plántulas muy jóvenes pueden ser muertas antes o poco después de que han emergido del suelo.

Cuando las plántulas emergen, el hongo ataca su tallo, lo hace aguanoso, blando e incapaz de sostener a la plántula, la cual se desploma y muere. En las plántulas maduras *Rhizoctonia* se limita a invadir sus tejidos corticales externos en los que producen lesiones grandes que van desde color café hasta café rojizo.

***Fusarium*:** El marchitamiento causado por *Fusarium* es una de las enfermedades más prevalentes y dañinas principalmente del tomate cuando éste se cultiva de manera intensiva. La enfermedad es más destructiva en climas cálidos y en suelos cálidos y arenosos de las regiones templadas. Las esporas de *Fusarium* son frecuentemente diseminadas por medio del viento, agua y otros factores.

Los primeros síntomas de la enfermedad se manifiestan en un ligero aclaramiento de las nervaduras de los folíolos jóvenes más externos, después de lo cual ocurre la epinastia de las hojas senescentes ocasionada por el debilitamiento de los peciolos.

Cuando las plantas son infectadas en la etapa de plántula, con frecuencia éstas se marchitan y mueren poco tiempo después; cuando las plantas son atacadas en etapa adulta, las plantas se marchitan, así mismo se presenta achaparramiento, amarillamiento de las hojas inferiores, necrosis marginal en las hojas defoliación y muerte, siempre y cuando la infección sea severa y el clima favorable para el desarrollo de la enfermedad

En *oxysporum* y *Fusarium lycopersici* el micelio es incoloro al principio, pero conforme madura adquiere un color amarillento y bajo ciertas condiciones adquiere una tonalidad rosa pálido o púrpura.

El patógeno *Fusarium* produce micro conidios que son esporas típicas formadas por *Fusarium* y están constituidos de tres a cinco células que se adelgazan gradualmente y se encorvan a ambos extremos (como una uña).

El micelio del hongo se propaga intercelularmente a través de la corteza de la raíz y cuando llega a los vasos xilémicos, entra en ellos a través de las punteaduras y viaja en sentido ascendente hacia el tallo y la corona de la planta por el torrente de la savia.

Problemas fitosanitarios del chile en México.

En México, el chile (*C. annuum* L) es una de las hortalizas con más tradición en la dieta de la población y por ello cultivada comercialmente en la mayor parte del país. La región centro-norte ocupa el primer lugar en superficie cultivada principalmente en la producción de chile seco de tipo Ancho, Mirasol y Pasilla, los cuales se utilizan en la cocina y para la extracción de colorantes (Velázquez et al., 2003).

Las pérdidas económicas por problemas fitosanitarios oscilan desde un 40% hasta un 70% por muerte de plantas y pone en riesgo a su vez la superficie a establecer para el siguiente ciclo de cultivo. Por esa razón, algunos investigadores se han dado a la tarea de investigar sobre diversos aspectos de la enfermedad que causa pudrición de la raíz y base del tallo del chile (Velázquez, et al. 2004)

El chile (*C. annuum* L) es atacado por agentes biológicos, los cuáles son causa de enfermedades y que a menudo se presentan en etapas tempranas de crecimiento, es decir, en almácigo; la enfermedad más común es el ahogamiento o secadera temprana (*damping-off*) (Velázquez y Amador, 2007; Velázquez et al. 2007).

Se había reportado que el hongo *Phytophthora capsici* era al menos el único agente causal de la enfermedad de la Marchitez o secadera de las plantas de chile en las zonas productoras como Aguascalientes, Durango, San Luis potosí y zacatecas; sin embargo se han hecho aislados de raíces de plantas enfermas y se han encontrado otros hongos fitopatógenos que pudieran estar involucrados en la producción del síndrome de la enfermedad (Velázquez, 2001; Guerrero, et al., 2004).

En otros estudios se ha reportado que los hongos responsables de la enfermedad de la Marchitez o secadera corresponden a los géneros *Rhizoctonia*, *Fusarium* y *Phytophthora*, además de *Sclerotium*, *Verticillium* y *Pythium* los cuáles pueden interactuar para la producción de la enfermedad. Las pérdidas se estiman en un 16 y 40% en las plantas de tipo Mirasol y Ancho respectivamente (Velázquez et al, 2003)

La sintomatología en general de la enfermedad causada por los patógenos antes mencionados se puede detectar por la presencia de marchitez, clorosis, necrosis e la base del tallo, necrosis en raíz principal y raíces secundarias, por otro lado se presenta defoliación y en ocasiones se presenta crecimiento de micelio color blanco y esporodoquios amarillentos (Apodaca et al., 2004; Velásquez, et al., 2004) y en otros casos, se ha reportado caída de flores y frutos (Guerrero, et al. 2004)

La diversidad genética que existe entre los patógenos que atacan al chile como *Rhizoctonia* y *Fusarium* puede verse reflejada en su diversidad patogénica y de acuerdo con Guerrero et. al (2004), se debe tomar en cuenta esta situación al implementar prácticas de control y en los programas de fitomejoramiento enfocado a la obtención de materiales resistentes ya que se debe obtener un material con amplio rango de tolerancia.

Injertación en hortalizas

La finalidad del injerto es evitar el ataque de patógenos de suelo como hongos, bacterias y nematodos (Oda, 1999); por otro lado obtener buen rendimiento y calidad como resultado de la adaptación de las plantas injertadas a fluctuaciones ambientales (Attia, et al., 2003; Kubota & McClure, 2008).

En general el injerto consiste en usar una variedad e injertarla sobre una planta resistente a la enfermedad que se desea evitar; esta última usada como porta injerto puede pertenecer a otra variedad, otro género de la misma familia e incluso a otra especie. Bajo condiciones óptimas el porta injerto permanece sano y asegura a partir del suelo o sustrato una nutrición normal, aislando al patógeno de la variedad injertada la cuál en todos los casos es susceptible de ser atacada. (Contreras, et al., 2009)

Además del uso del injerto en el control de patógenos de suelo, también se ha usado para el control de parásitos del género *Meloidogyne* los cuáles son nematodos formadores de agallas que afectan de manera importante la productividad en solanáceas y cucurbitáceas dentro de los invernaderos (Oka, et al., 2004; González, et al., 2008; Kokalis-Burelle et al., 2009)

A nivel internacional las hortalizas junto con las frutas ocupan el segundo lugar de los productos agropecuarios, sólo superadas por los cereales, por lo tanto en México se debe estar a la vanguardia en los avances científicos y tecnológicos entre los que se encuentran la aplicación del injerto en solanáceas y la agricultura protegida dentro de invernaderos (Contreras, et al., 2009)

Los cultivos bajo invernadero ofrecen al horticultor el control de la presión del agua, administración de fertilizantes, manejo de plagas, así como el control de la temperatura y humedad entre otros; sin embargo, el cultivo de un mismo tipo de hortaliza puede llevar a una acumulación de plagas y patógenos que pueden potencialmente destruir o afectar de alguna forma los frutos que ahí se produzcan. Debido a esto, los horticultores deben aplicar otros métodos para evitar el uso de bromuro de metilo por lo que se ha optado por la desinfección del suelo o sustrato por medio de solarización o con vapor de agua, el control biológico, creación de variedades transgénicas y el injerto de hortalizas, siendo este método el que ofrece mayores ventajas, una de las más importantes es la reducción en el uso de sustancias químicas que pudieran generar resistencia y por lo tanto patógenos con mayor virulencia. (Contreras, et al., 2009)

Se ha mencionado que en los últimos años el uso de injerto ah tomado mayor fuerza a nivel mundial, sin embargo el uso de éste data desde 1500 A.C cuando los chinos lo mencionaban en sus escritos al referirse al cultivo de variedades de durazno. El estudio y comprensión de esta técnica fue retomada por Aristóteles (384-322 D.C), Teofrasto (372-387 D.C), entre otros a lo largo del tiempo. (Roberts, 1949)

Los tipos básicos de injerto que se usan hoy día fueron descritos por Lawson en 1660 e ilustrados por Sharrock en 1672. En 1821 Thouin crea una lista de 119 diferentes formas de injertación en su publicación denominada “*Monographie des Greffes* “, la cual

tubo gran influencia en los estudios de Daniel 70 años después en donde se percató que sus resultados habían sido condicionados por la técnica de Injertación empleada (Roberts, 1949)

A lo largo del tiempo, el mejoramiento de las técnicas de injertación en plántulas de interés comercial se ha hecho presente; así como la búsqueda de nuevos porta injertos compatibles con las variedades locales y por ello estas técnicas fueron introducidas a Europa en 1990 en su mayoría por compañías internacionales dedicadas a la venta de semillas y por el intercambio de información entre las comunidades dedicadas a la investigación de este ramo. En consecuencia algunas ciudades Europeas, el Este medio, el Norte de África, América Central y otras partes de Asia adoptaron la técnica del injerto, la cual se incrementó rápidamente en las últimas dos décadas. (Kubota & McClure, 2008)

En México, Guatemala y otros países, los proyectos en invernadero a gran escala han sido llevados por la Organización para el Desarrollo Industrial de las Naciones Unidas (UNIDO, por sus siglas en inglés). Esta organización se ha encargado de la difusión de las ventajas de el uso de hortalizas injertadas, así como la distribución de plántulas provenientes de Canadá. En México, por ejemplo, el uso de plántulas injertadas de tomate a cielo abierto ha demostrado ser eficaz en el control de patógenos de suelo como *Fusarium oxysporum* y *F. lycopersici* raza 3. (Kubota y McClure, 2008).

De plantas silvestre a porta injerto efectivo

En los últimos años se ha extendido rápidamente el uso de injertos, entre cuyos objetivos se encuentra la ampliada tolerancia a patógenos. Algunos especialistas opinan que con el auge de los invernaderos y el incremento de problemas fitosanitarios, el injerto será no sólo una opción, sino la alternativa para poder obtener plantas resistentes. Adicionalmente, la prohibición del uso del bromuro de metilo y el aumento de las enfermedades del suelo, también están promoviendo el mayor empleo de plantas injertadas (Bojorquez, 2007).

Para ello, los especialistas estudian el comportamiento de las variedades silvestres que se utilizan como patrones, ya que algunas presentan bajos índices de germinación; no

se adaptan a las condiciones de invernadero, o simplemente desarrollan demasiados brotes (Bojorquez, 2007).

Las variedades silvestres suelen presentar un follaje abundante y pocos frutos de aspecto irregular, y existen otras, cuyas hojas despiden un olor a veces desagradable y que las hace poco atractivas para los insectos (Bojorquez, 2007).

Identificación de cultivares resistentes a patógenos de suelo en México.

En la década de los 80's se descubrió por medio de colectas plantas de Chile silvestres tolerantes a *P. capsici* originarias del estado de Morelos, de las cuales sobresalía la accesión denominada "Criollo Morelos-334" debido a que exhibía consistentemente mayor resistencia (Ortega, 1991; Andrés, et al., 2005) y además este cultivar es tolerante a la salinidad en el suelo (Sanogo, 2004) por lo que en un estudio posterior a esos descubrimientos, se realizó una cruce entre Criollo Morelos-334 y una accesión silvestre proveniente de Centro América y detectaron que la resistencia puede ser conferida por herencia (Santos, 2004; Sugueta, 2006).

En México, se han evaluado algunas accesiones de tipo silvestre con tolerancia a patógenos de suelo como *Phytophthora*, *Rhizoctonia*, y *Fusarium* y de acuerdo Luna y Moreno (2005), la resistencia está dada por factores genéticos homocigóticos en algunas colectas y heterocigóticas en la mayoría de las colectas.

Se han hecho esfuerzos en encontrar fuentes de resistencia a *Rhizoctonia* ya que hasta el momento no se han encontrado cultivares de Chile (*C. annuum* L.) comercialmente aceptables con resistencia a este patógeno, sin embargo Guerrero y col. (2007) realizaron pruebas moleculares basadas en la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) al DNA genómico de 49 genotipos de Chile para la identificación de bandas polimórficas asociadas a la resistencia a estrés biótico. En las pruebas se amplificaron genes análogos de resistencia derivados de genomas de solanáceas y se detectaron alelos (amplificaciones) polimórficos en donde se encontraron genotipos adecuados para generar híbridos y variedades de Chile (*C. annuum* L.) con resistencia a los patógenos antes mencionados.

Fisiología del injerto.

Las condiciones ambientales en las cuáles se desarrollan las plantas es determinante en su crecimiento y desarrollo. Entre los factores que afectan el crecimiento y desarrollo de una planta injertada son el viento, el suelo, la temperatura, fertilidad del suelo, irrigación de agua (Morra, 2004)

En un injerto compatible, destacan tres etapas en el desarrollo: cohesión de injerto y porta injerto, proliferación de callo celular en la interface del injerto y re diferenciación en la interface de este (Moore, 1984)

El corte de un injerto con actividad meristemática es colocado sobre el corte de un porta injerto propiciando un contacto íntimo de tal forma que se unan los tejidos vasculares de ambos por medio de interconexiones (puentes). En este proceso se forman nuevas células parenquimatosas (callo) que se mezclan y entrelazan, llenando los espacios entre el injerto y porta injerto formando una conexión cambial que con el paso del tiempo se diferencia en xilema y floema respectivamente (Pina y Errea, 2005).

La formación de callo celular es el paso crucial en el cual se puede decir que el injerto ha sido exitoso (Pina y Errea, 2005), sin embargo se ha considerado que este paso no necesariamente se debe a reconocimiento celular entre las partes ya que este es un evento pasivo en respuesta a las heridas (Moore, 1984)

La re diferenciación en un injerto es el evento en el cuál una planta injertada establece la unión entre el tejido vascular del injerto y el porta injerto, presumiblemente por la liberación de auxinas (Moore, 1984), otros reguladores de crecimiento (Pina y Errea, 2005) y comunicación celular en la interface de injerto (Parkinson, et al., 1987) por el flujo basipétalo (de la base a la punta) que se da en las plantas.

Un detalle en el correcto funcionamiento y/o compatibilidad en un injerto es la polaridad. En un ensayo se colocaron porciones de betabel de forma contraria a la original, provocando que estas no se unieran propiamente, al igual que al colocar un injerto sobre un porta injerto de forma invertida se produjo un pobre crecimiento, comprobando así que el

arreglo longitudinal y radial es muy importante ya que los tejidos de las planta se encuentran en una posición gravitacional normal (Roberts, 1949).

En todas las operaciones en la manufactura de Injertación en plantas se respeta estrictamente la polaridad, es decir, al injertar dos porciones de tejido de tallo, el extremo morfológicamente proximal de la púa debe insertarse en el extremo morfológicamente distal del porta injerto (patrón). Si una púa se inserta con la polaridad invertida (“de cabeza”) es posible que las dos uniones tenga éxito y que la púa se mantenga viva por cierto tiempo, sin embargo, el crecimiento natural es poco y finalmente puede morir (Hartmann y Kester, 1974).

En un injerto el transporte de sustancias algunas ocasiones está dominada por el injerto y otras por el porta injerto, esto depende de cómo se presente en la planta no injertada de forma natural (Roberts, 1949).

En un estudio realizado en tomate y especies de *Solanum*, estos fueron injertados de tal forma que ambos fungieran como porta injerto e injerto respectivamente. Se comprobó que la distribución de minerales como el fósforo se distribuye de forma desigual, es decir, la concentración de este mineral fue menor en el tomate que en *Solanum*, por otro lado, en injertos de tomate hechos sobre *Datura* y viceversa, se confirmó que *Datura* tiene mayor capacidad de absorción de fosforo que el tomate, en otros casos, la injertación de plantas de frijol susceptible a estrés por deficiencia de hierro sobre plantas resistentes a dicho estrés mostró mejor tolerancia y vigorosidad con respecto a los controles susceptibles no injertados debido a la traslocación de hierro; sin embargo en caso de *Capsicum* la injertación debe realizarse sobre otro *Capsicum* (Oda, 2002).

La toma y translocación de ciertas sustancias como iones, fotosintatos, hormonas, alcaloides y en ocasiones virus, depende entonces, del sistema de raíces utilizado como porta injerto, es decir, las raíces vigorosas garantizan la absorción de sustancias, sin embargo, la concentración de la savia del xilema puede ser más baja en un injerto de dos plantas diferentes que en una planta auto injertada debido a la absorción de mucha agua por parte de la raíz y la posible dilución de la savia del xilema. La absorción y translocación de

micro elementos como el hierro, fósforo, boro y la producción de hormonas como las citocininas está influenciado por el porta injerto (Lee & Oda, 2003).

La translocación de fotosintatos y otros materiales está en función de las conexiones dadas en el tejido vascular (floema y xilema) del porta injerto e injerto, ya que en algunos casos alguna de las partes injertadas se comporta como donador o receptor de proteínas a través de los puentes formados en el tejido vascular (Oda, 2002).

Por lo general estos puentes comienzan a formarse después de 5-7 días y el flujo es casi completo entre 9 y 11 días después de la injertación (Oda, 2002). El transporte de asimilados (carbono fijado) ocurre de la parte apical a la parte basal del injerto, mientras que la sacarosa es llevada de la parte basal al ápice (fuente-sumidero) (Schöning & Kolimann, 2007).

Incompatibilidad e interacción entre injerto y porta injerto

Las deformaciones en la unión del injerto que resultan de la incompatibilidad y que se pueden relacionar con ciertos síntomas externos. A continuación se enumeran algunos síntomas que han sido asociados con las combinaciones incompatibles en el injerto según Hartmann & Kester (1974).

- Falla en formar unión del injerto, lo cual se da en la mayoría de los casos.
- Amarillamiento del follaje en la última parte de la estación de crecimiento, seguido por la defoliación temprana. Declinación del crecimiento vegetativo, aparición de muerte en los tejidos periféricos de la púa y en general mala salud de la planta.
- Muerte prematura, es decir muere el injerto o alguna de las partes en poco tiempo.
- Diferencia en la tasa de crecimiento o el vigor entre el porta injerto (patrón) y el injerto.
- Desarrollo excesivo en la unión del injerto ya sea arriba o debajo de ella.

La incompatibilidad en un injerto se determina por la interrupción en la continuidad cambial y vascular así como el ablandamiento en el punto de unión y ruptura

de la planta injertada (Santamour, 2002), por otro lado, la compatibilidad o incompatibilidad también puede ser considerada como tolerancia o intolerancia fisiológica entre los protoplastos de diferentes células. En injertos incompatibles, la senescencia celular y la proliferación de material celular en la interface son evidentes, por lo que no hay flujo de algún material, lo que lleva a la desecación de estos; ya que el rechazo se debe a que el porta injerto activa mecanismos de defensa mostrando respuesta a la “toxicidad” del injerto (Moore & Walker, 1981)

Un ejemplo de incompatibilidad se puede observar en injertos entre pera (*Pyrus communis* L.) y membrillo (*Cydonia oblonga* Mill.). En este ejemplo se ha comprobado que cuando se da el injerto a baja temperatura ambas partes son compatibles, ya que se lleva a cabo la morfogénesis de forma sustancial, sin embargo en condiciones cálidas, son incompatibles puesto que la pera produce una sustancia llamada prunasina (glucósido cianogénico) que asciende por el peral y es desdoblado por β -glucosidasa para liberar ácido hidrciánico en la interface del injerto causando necrosis y el fallo del injerto, ya que las toxinas hacen insensible al callo celular a los morfógenos que promueven la diferenciación vascular y como consecuencia hay deficiencia de nutrientes, desecación y la muerte del injerto. Se ha sugerido que los injertos hechos entre miembros relacionados taxonómicamente es probable que sean exitosos, ya que estos comparten en su mayoría similitudes en metabolismo y desarrollo (Moore, 1984)

En el caso de *Capsicum* se han hecho injertos con tomate para observar el proceso de unión, sin embargo se detectó que en injertos no compatibles se formó progresivamente un anillo en la zona de corte de ambas partes vegetativas, así como un débil o nula unión en tejido vascular e inicio de cicatrización en la interface. En el transcurso de este proceso se detectó decoloración en las células en los extremos de la interface debida a la actividad de la peroxidasa la cual fue incrementando a través del tiempo; comprobándose que la actividad de esta enzima está relacionada con la deposición de lignina y polifenoles en las uniones de injertos incompatibles (Oda, 2002).

Tipo de injertos en hortalizas.

El injerto en plantas es una práctica que se ha realizado a lo largo del tiempo, la cual consiste en la unión de de dos porciones de tejido vegetal, de tal forma que se unan, crezcan y se desarrollen como una sola planta (Acosta, 2005)

Los cultivos en los que se practica el injerto principalmente son pertenecientes a la familia de las solanáceas como el pepino (*Cucumis sativus* L.) que se injerta sobre calabaza (*Cucurbita* spp.), sandía (*Citrullus lanatus*), calabaza guaje (*Lagenaria siceraria* Standl.) y melón (*Cucumis melo* L.); la berenjena (*Solanum melongena* L.) se injerta en otras especies de ésta como la berenjena roja (*S. integrifolium* Poir.) en el caso del chile (*C. annuum* L) solo se injerta en plantas del mismo género (*Capsicum*) (Oda, 1999; Oda, 2002)

La producción en masa de plantas injertadas se ha incrementado en los últimos años (Kubota & McClure, 2008) por las ventajas siguientes: resistencia a patógenos del suelo, resistencia a los nematodos, aumento de la absorción mineral y de la eficacia del fertilizante, tolerancia a bajas y altas temperaturas, tolerancia a la salinidad, tolerancia a los suelos húmedos, crecimiento más rápido e incremento de la cantidad y la calidad del fruto así como la reducción en el consumo de químicos agresivos como el bromuro de metilo. Otra ventaja de la injertación es disminuir los costos por la solarización y vaporización del suelo (Acosta, 2005; González et al. 2008; Contreras, 2009).

Se conoce como porta injerto (patrón) a la planta de la cual van a usarse sus raíces, mientras que se conoce como injerto (variedad) a la planta de la cual van a aprovecharse las hojas y que finalmente será la responsable de dar el fruto. Generalmente el porta injerto es resistente a las plagas, mientras que el injerto es propenso a ser afectado por las plagas pero, sin embargo, proporciona mayor cantidad de fruto (Acosta, 2005). Para que el injerto entre dos plantas tenga éxito, estas deben ser compatibles (afines). La afinidad está dada a nivel morfológico o anatómico y fisiológico, es decir, similitud en la constitución de sus tejidos (significa que los haces conductores de las dos plantas que se unen tengan diámetros semejantes y estén en igual número aproximadamente) y que la savia que circula sea similar en cantidad y constitución (Acosta, 2005). A continuación se describen los tipos de injertación que principalmente se hace en plantas herbáceas.

Injerto de púa

Este injerto se elabora una vez obtenidas las plántulas del injerto y el porta injerto. La planta del porta injerto debe contar con 4-5 hojas verdaderas y el injerto las dos primeras hojas verdaderas. Ambas se decapitan y a la parte apical (injerto) se le da forma de púa y a la parte que contiene la raíz (porta injerto) se le hace una hendidura en forma de “V” de tal manera que ambas coincidan al momento de injertar; posteriormente se fijan con un clip de silicón o plástico (figura 1) (Oda, 1999; Acosta, 2005)

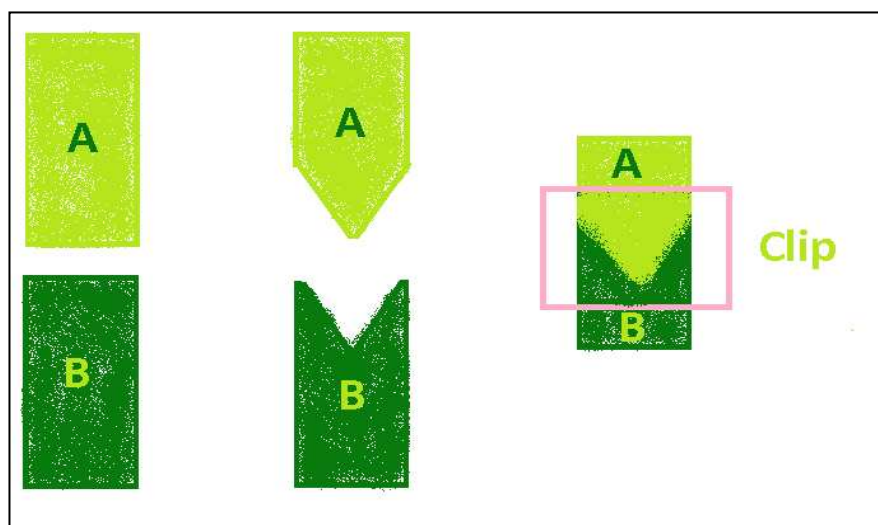


Figura. 1. Injerto en púa. A) Injerto, B) Porta injerto

Injerto de aproximación

Se realiza cuando el porta injerto e injerto tienen dos hojas verdaderas, con este método permanece la raíz original del injerto y la del porta injerto hasta la correcta unión de estos, siempre y cuando se procure que ambos tengan el mismo diámetro. Se remueve la parte apical de ambas partes, dejando solamente los cotiledones, se procede a realizar un corte bajo los cotiledones sesgado hacia abajo a la mitad de aproximadamente 2 centímetros de longitud del tallo en el caso del porta injerto; para el caso del injerto se hace una incisión de la misma forma pero en este caso se comienza aproximadamente 2 centímetros bajo los cotiledones hacia arriba hasta el centro del tallo; se insertan de forma que haya contacto entre las dos lengüetas de ambas partes. Finalmente se sujetan con un

clip de plástico y una vez que se han unido satisfactoriamente se corta la parte del tallo y raíces del injerto quedando así unido al porta injerto (figura 2) (Oda, 1999; Acosta, 2005)

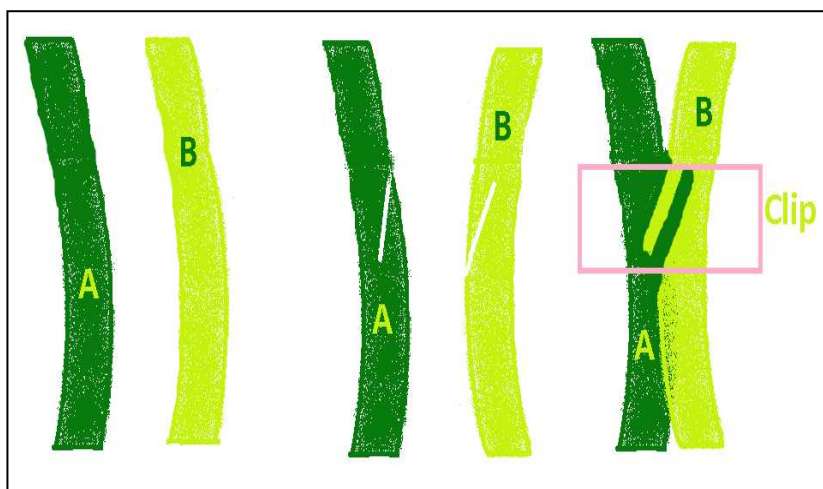


Figura. 2. Injerto de aproximación. A) Porta injerto, B) Injerto.

Injerto en tubo de silicón

Con este método es posible injertar plántulas pequeñas. Primero se corta el porta injerto en forma diagonal generalmente entre 45 a 65°, de igual forma se corta el injerto. Se coloca un clip (tubo) de silicón del diámetro requerido (0.6 a 0.8 milímetros) sobre el porta injerto; posteriormente se desliza el injerto dentro de este clip (tubo) de tal forma que haya contacto firme entre los cortes encontrados (figura 3) (Oda, 1999; Acosta, 2005)

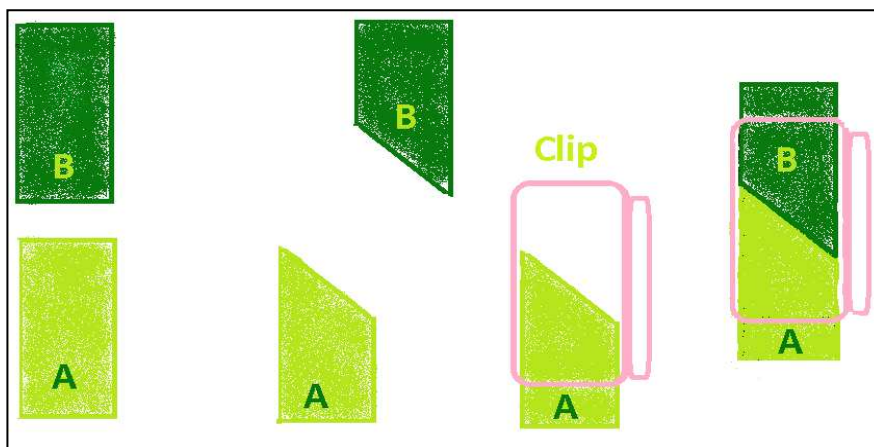


Figura. 3. Injerto en tubo de silicón. A) Porta injerto, B) Injerto

III. HIPÓTESIS

De las plantas obtenidas de semillas de chile (*C. annuum* L.) procedentes de colectas (accesiones) hechas por el INIFAP-Bajío (Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias) al menos alguna será tolerante a patógenos de suelo causantes de la marchitez del chile y así mismo las plantas resultantes de las semillas originadas por ésta, serán tolerantes a los mismos patógenos de suelo, además de mostrar compatibilidad al usarlas como porta injerto con cuatro variedades de pimiento dulce como Gretrzky Rz, María, Startep 36 y Triple Star.

IV. OBJETIVOS.

- 1.- Identificar plantas tolerantes a patógenos de suelo como *Fusarium*, *Rhizoctonia*, *Pythium* y *Phytophthora* con potencial para porta injerto.**
- 2.- Determinar la compatibilidad del porta injerto identificado con plantas de cuatro variedades comerciales de pimiento dulce.**

V. METODOLOGÍA.

El experimento se desarrolló en uno de los invernaderos de la Facultad de Ingeniería de la Universidad Autónoma de Querétaro, de febrero de 2009 a junio de 2010

El experimento se hizo en dos fases:

Fase 1: Identificación un porta injerto tolerante a al menos tres de los patógenos más importantes causantes del marchitamiento del chile como *Phytophthora*, *Rhizoctonia* y *Fusarium*, a partir de semillas obtenidas del INIFAP-Bajío.

Fase 2: Determinación de compatibilidad del porta injerto identificado combinado con las cuatro variedades comerciales de pimiento dulce Gretrzy Rz, María, Startep 36 y Triple Star.

Los resultados de la primera fase se graficarán para observar el número de plantas sobrevivientes a través del tiempo y detectar los individuos tolerantes.

Los resultados de la segunda fase serán sometidos a análisis de varianza para detectar alguna diferencia significativa entre las cuatro variedades de pimiento dulce en combinación con el porta injerto identificado en función del porcentaje de prendimiento, calibre del tallo del porta injerto/injerto, área foliar y número de frutos.

FASE 1

5.1. Identificación de plantas tolerantes a patógenos de suelo

Se utilizaron semillas de chile (*C. annuum*) proporcionadas por el INIFAP-Bajío (Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícola y Pecuarias).

En total se sembraron 2540 semillas de chile de las cuales 1140 son colectas (accesiones) hechas por el INIFAP-Bajío que contaban con las siguientes nominaciones: M-1, M-5, M-6, M-7, M-11, M-13, M-16, M-23, M-24, M-27, M-29, M-31, M-39, M-46, M-52, M-54, M-56, M-57, M-66, M-69, M-75, M-80, M-84, M-85, M-86, M-87, M-90, M-95, M-97, M-98, M-99, M-103, M-107, M-108, M-109 y M-125; por otra parte se sembraron 1778 semillas sin nominación.

Las semillas fueron desinfectadas en una solución de cloro al 3% y enjuagadas con agua destilada por 5 minutos. Después se colocaron en una criba para secar un poco, por otro lado, se preparó sustrato vermiculita humedecido hasta saturar.

Se tomaron charolas de poliestireno con 338 cavidades y se lavaron por medio de aspersión con fungicida Qatz® en solución de 3 mililitros por cada litro de agua. Las cavidades de las charolas fueron llenadas todas y cada una tres cuartas partes de su volumen, se colocaron de una en una las semillas en cada cavidad de las charolas de poliestireno y se cubrieron con vermiculita seca hasta llenar las cavidades. Las semillas sembradas se colocaron en un invernadero bajo malla sombra de 75% a una temperatura de entre 28° hasta una máxima de 32°C. El riego fue diario por aspersión durante un minuto cinco veces al día a las 10 am, 12 pm, 14 pm, 16 pm y 17.30 pm respectivamente (Figura 5.1.1).



Figura 5.1.1. Emergencia de plántulas en la primera fase de la obtención de plantas con potencial para uso como porta injerto.

Al desarrollar el segundo par de hojas verdaderas, Las plántulas se trasplantaron a bancales de 2.5m X 0.25m X1.25m, utilizando como sustrato suelo procedente del INIFAP-Bajío el cual contenía 1000 UFC de patógenos de suelo de acuerdo con lo reportado por este instituto. Las plántulas se sembraron en una densidad de 635 plántulas por bancal sembradas cada 7 centímetros aproximadamente. Los bancales se mantuvieron en las condiciones necesarias para favorecer el desarrollo de patógenos, es decir a temperaturas cálidas y alta humedad (Figura 5.1.2) (Dhingra y Burton, 1995).

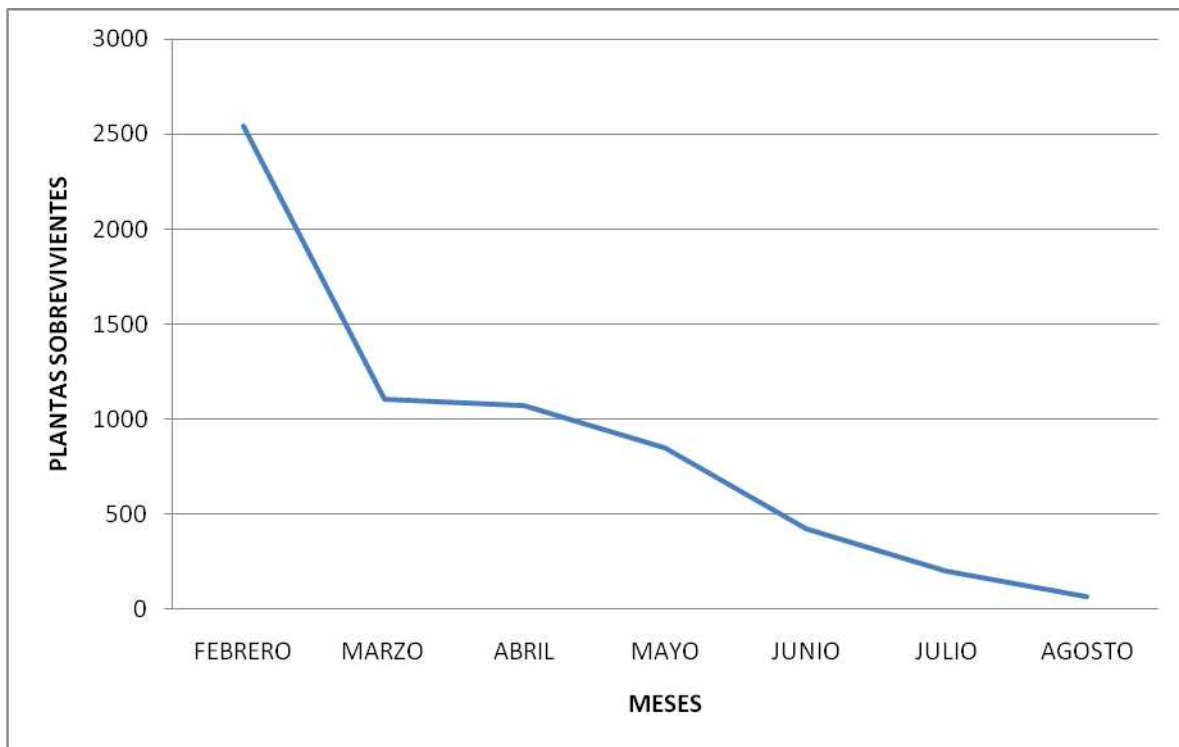


Figura 5.1.2 Plántulas trasplantadas a bancales consuelo procedente del INIFAP-Bajío con presencia de los patógenos de suelo *Fusarium*, *Rhizoctonia*, *Phytophthora* causantes de la marchitez del chile (*C. annuum*).

Para detectar la tolerancia de las plantas, se hicieron observaciones continuas y directas, contabilizando el número de plantas infectadas cada semana, sin embargo, en este caso, se consideraron las plantas muertas de forma acumulada por cada mes durante seis meses de febrero a agosto de 2009. Se identificó como planta infectada aquellas que presentarán uno o más de los siguientes síntomas: clorosis en hojas, necrosis en la base de los tallos, defoliación, marchites y muerte.

5.1.2.1 RESULTADOS Y DISCUSIÓN DE LA PRIMERA FASE

En la primera fase del experimento, las plantas que fueron puestas a prueba en bancales con patógenos causantes de la marchitez del chile presentaron un alto porcentaje de mortalidad (97.44%), por otro lado se obtuvo un muy bajo porcentaje de plantas sobrevivientes (2.56%) tolerantes a estrés por patógenos (Gráfica 5.1.2.2).



Gráfica 5.1.2.2. Número de plantas de chile (*C. annuum* L.) sobrevivientes a los patógenos de suelo *Fusarium*, *Rhizoctonia*, *Phytophthora* en un periodo de seis meses después de su trasplante.

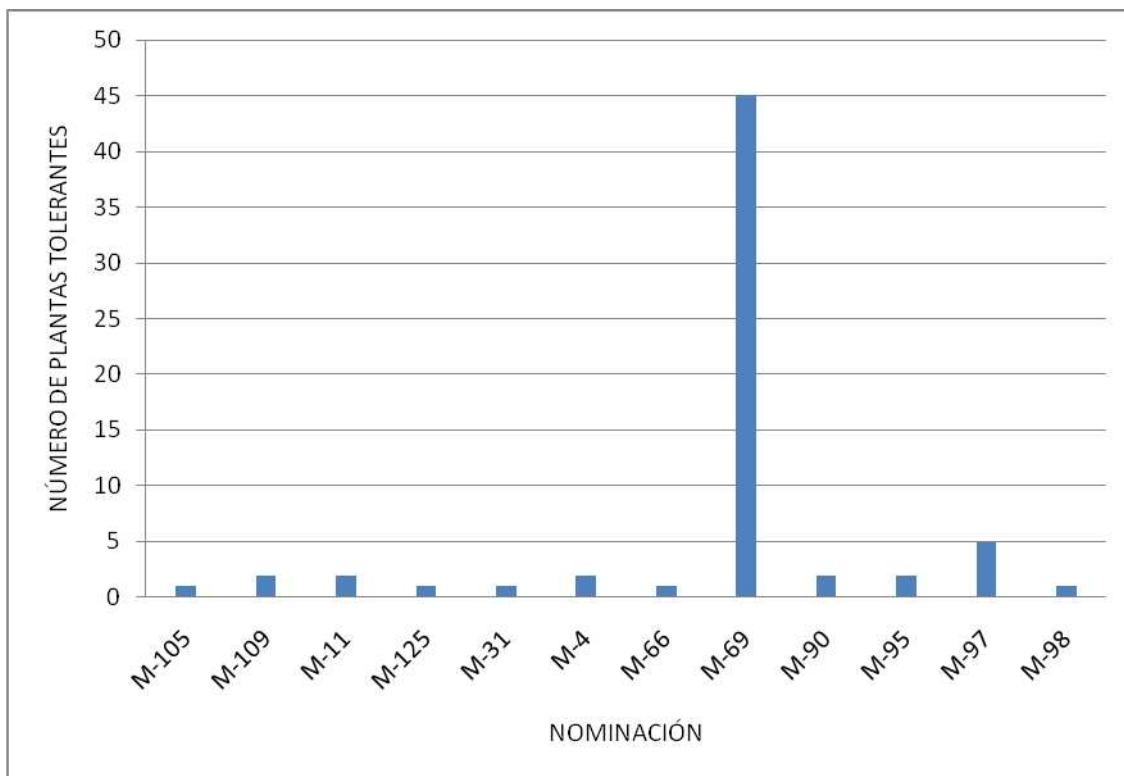
Las plantas susceptibles presentaron los daños característicos provocados por los patógenos del suelo como clorosis, defoliación y pudrición del tallo principalmente (figura 5.1.2.3). La manifestación de la enfermedad se observó desde la etapa de plántula pocos días después del trasplante hasta que las plantas de chile alcanzaron una altura promedio de 33 centímetros y comenzó la floración, siendo en ésta etapa reportado por Apodaca-Sánchez, et al. (2004) y Rico-Guerrero et al (2004) el ataque de patógenos de suelo; por lo que se confirma que este es un punto crítico para la manifestación de la enfermedad en los cultivos de chile, por otro lado, esto también ha sido reportado por Carrillo-Fasio et al.

(2003) en plantas de jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) bajo condiciones de invernadero.

Con respecto a las plantas sobrevivientes, cabe destacar que ninguna planta obtenida de muestras sin nominación toleró la primera fase del experimento, por otro lado, el número de plantas sobrevivientes resultó ser de 65 plantas correspondientes a diferentes claves de denominación (Gráfica 5.1.2.4).



Figura. 5.1.2.3 Daños presentados por las plantas de chile (*C. annuum*) usadas en este experimento A) sin síntomas aparentes de enfermedad. B) pudrición y marchitez en la base de los tallos previos a la muerte de la planta. C) plantas con clorosis al comienzo de la infección. D) plantas que presentan tolerancia a la enfermedad.



Gráfica 5.1.2.4. Número de plantas de chile (*C. annuum* L.) tolerantes a patógenos de suelo con denominación procedentes del INIFAP-Bajío.

5.1.3.1. Trasplante de plantas tolerantes y obtención de frutos.

Las plantas tolerantes procedentes de la colecta (accesión) M-69 de fueron trasplantadas a macetas de barro (figura 5.I.3.2) y se les aplicó cada tercer día 50 mililitros de solución nutritiva Steiner (Anexo 2)

Una vez obtenido los frutos maduros de estas plantas se introdujeron en bolsas de papel estraza y a su vez se colocaron en una secadora fabricada en madera (180 cm de alto, 70 cm de ancho y 70 cm de profundidad) forrada en su interior con lámina de aluminio y manteniendo una temperatura de 40 °C para lo cual se introdujo un termómetro y así supervisar la temperatura dentro de la secadora.



Figura 5.I.3.2 Planta tolerante a patógenos de suelo trasplantada y procedente de la accesión accesión M-69.

FASE 2

5.2. Siembra de semillas del porta injerto identificado en este estudio.

De las semillas obtenidas de los frutos de las plantas tolerantes a patógenos de suelo fueron sembradas 100 semillas las cuales se colocaron en una charola de plástico; se lavaron en hipoclorito de sodio por un minuto al 1% y se enjuagaron con agua corriente por cuatro minutos para eliminar impurezas. Una vez hecho esto se colocaron en una criba para escurrir.

Se preparó sustrato vermiculita mojándolo hasta saturación; se llenaron las charolas de poliestireno con 200 cavidades con el sustrato preparado hasta casi llenar la cavidad (a $\frac{3}{4}$ del volumen aproximadamente), se colocaron las semillas previamente escurridas una por una en cada una de las cavidades y se espolvoreó vermiculita seca hasta llenar el volumen restante de todas y cada una de las cavidades para cubrir la semilla. Las charolas de poliestireno previamente fueron lavadas con fungicida PREVICURn ® en dilución de 1.5 mililitros del fungicida por cada litro de agua. Las semillas se regaron cada tercer día con solo agua y con poca luz solar hasta la emergencia de las plántulas.

5.2.1. Descripción y siembra de semillas de las variedades de pimiento dulce usadas en este estudio.

Triple star (Enza Zaden)

Planta de pimiento dulce (F1) con buen rendimiento, va del verde a un rojo muy brillante cuando madura; esta variedad posee paredes gruesas, firmes y uniformes. Es ideal para cultivo en invernadero. Resistente a TMV (virus del mosaico del tabaco)

Gretzky Rz (Rijk Zwaan)

Planta de pimiento dulce (F1-hibrido) de gran tamaño color amarillo brillante al madurar con cuatro lóculos tipo bloque y de buen tamaño. Crecimiento fuerte y de hojas grandes, óptimo para túnel de plástico e invernadero, tolera las temperaturas del verano y no presenta agrietamiento en el fruto. Resistente a TMV (virus del mosaico del tabaco)

Startep 36 (Hazera Genetics)

Pimiento dulce (pureza 99%) de tallo largo y hojas grandes, esta variedad presenta frutos en forma de bloque, largos y de color rojo brillante y alta tolerancia al virus de la marchitez moteada (TSWV) ideal para cultivo en invernadero y casa con malla sombra.

María (Zeraim Gedera)

Pimiento dulce (pureza 99%) excelente uniformidad en forma y tamaño, planta vigorosa, fruto tipo bloque de color rojo intenso muy firme, de tamaño ideal para su

empaque en bolsa y/o suelto; excelente permanencia de los frutos en la planta. Tolerante al virus de la marchitez moteada (TSWV)

Se sembraron 100 semillas por cada una de las variedades Triple star, Gretskey RZ, Startep 36 y María previamente tratadas desde su empaque con tetrametil-litiuramidossulfido (TMTD) en charolas de poliestireno con 200 cavidades previamente lavadas con fungicida PREVICURn ® en dilución de 1.5 mililitros del fungicida por cada litro de agua y como sustrato vermiculita, la cual se usó de la misma forma que en la siembra de las semillas para obtener el porta injerto. Se regaron cada tercer día con solo agua por medio de un rociador y con poca radiación solar (Figura 5.2.1.1)



Figura 5.2.1.1. Plántulas de variedades comerciales usadas como injerto en este estudio.

5.2.2. Elaboración de injertos.

Se hicieron en total 36 injertos (repeticiones) a partir del porta injerto identificado y cada una de las cuatro variedades, es decir 144 plantas injertadas en total. En este caso se le dio más peso al número de plantas injertadas que a las plantas control, ya que el material no fue suficiente como para colocar 36 plantas de las cuatro variedades sin injertar. Para los controles se usaron sólo 6 plantas de cada variedad sin injertar con el fin de que se compararan por medio de un análisis de varianza con respecto a las plantas injertadas. Para comparar la eficacia del porta injerto con respecto de las plantas no injertadas, se realizó la inoculación (como control positivo a los síntomas de la enfermedad) con suelo del que se utilizó en la primera fase de este trabajo seis plantas de cada variedad, las cuales son susceptibles a patógenos de suelo causantes de la marchites del chile. Este diseño se considera des balanceado por las diferencias en el número de plantas injertadas, con respecto de las plantas usadas como control.

Una vez obtenidas las plántulas con dos hojas verdaderas, se procedió a la manufactura de los injertos. Las plántulas a injertar fueron cortadas a 45° aproximadamente por una hoja de afeitar previamente desinfectada con alcohol y remojadas en un contenedor de 500 mililitros de solución de PREVICURn® por encima de los cotiledones y de forma opuesta, se colocó el clip de silicona de 1.6 milímetros en el porta injerto y se deslizó el injerto hasta que estuvieron en contacto firme (Figura 5.2.2.1) (Oda, 1999; Acosta, 2005).



Figura 5.2.2.1. Injertos hechos con la técnica de tubo de silicón propuesta para hortalizas.

Las plantas injertadas se colocaron en macetas que contenían como sustrato peatmoss (Sunshien#3 mezcla fina especial) con aireación de 21.3% y una capacidad de retención de agua de 68.52% (Figura 5.2.2.2). Las macetas se colocaron dentro de bolsas plásticas de polipapel de 35 cm de largo y 24.5 cm de ancho para conservar alta humedad en la base de la maceta y evitar la desecación, posteriormente estas macetas fueron colocadas dentro de bolsas de polipapel de color negro de 50 cm de largo y 48 cm de ancho, las cuales fueron selladas por la boca con cinta de enmascarar y finalmente se etiquetaron escribiendo el nombre de la variedad injertada y el porta injerto. Se

mantuvieron a una temperatura de entre 28°C y 30°C con una humedad relativa del 90% por 20 días (Figura 5.2.2.3).



Figura 5.2.2.2. Planta injertada y trasplantada a maceta con peatmoss y libre de patógenos.



Figura 5.2.2.3. Injertos de las variedades comerciales (Gretz ky RZ, María, Startep 36 y Triple Star) sobre el porta injerto obtenido de la fase 1 en etapa de prendimiento con poca luz y alta humedad.

5.2.3. Aclimatación.

Pasados 20 días a partir de la injertación, se abrieron las bolsas de polipapel negro para permitir la entrada de aire y cambiar las condiciones en las que se unieron los injertos y propiciar su aclimatación. Las plantas permanecieron a una temperatura de 30°C y en condición de baja humedad relativa del 40 % por 15 días más.

5.2.4. Trasplante de injertos aclimatados.

Los injertos fueron trasplantados en bolsas para vivero con aproximadamente 5 kilos de sustrato húmedo con una aireación de 27.45% y una capacidad de retención de agua de 56.3%.

El sustrato que se usó para este trasplante se hizo con una parte de perlita por tres partes del volumen total de peatmoss (Sunshien#3 mezcla fina especial) se humedeció hasta saturación, se mezcló, se vertió dentro de las bolsas de vivero y se pesaron con una balanza con capacidad de 10 kilogramos se hizo lo posible por mantener el mismo peso aproximadamente en cada bolsa de vivero.

5.2.5. Determinación del porcentaje de prendimiento.

De las 100 plantas injertadas por cada variedad, se determinó el prendimiento a partir de las plantas sobrevivientes, es decir cien plantas sobrevivientes equivale a un 100% de prendimiento.

5.2.6. Inoculación del porta injerto tolerante a patógenos de suelo.

Para validar la tolerancia del porta injerto a patógenos de suelo como *Fusarium*, *Rhizoctonia* y *Phytophthora* se inoculó el sustrato con medio kilogramo del suelo infectado que se usó en la primera fase de este estudio todas y cada una de las bolsas en las que se trasplantaron los injertos. Las bolsas que contenían los injertos se mantuvieron a condiciones de alta humedad (saturación de agua) y a una temperatura de entre 20° a 35°C para favorecer la el desarrollo de la enfermedad de la marchitez del chile.

Para confirmar la presencia de patógenos en el sustrato así como la eficacia del porta injerto, se inocularon con medio kilogramo del suelo que se usó en la primera fase de este trabajo seis plantas por cada variedad de pimiento dulce, es decir, 6 plantas de la variedad Gretz ky RZ, 6 plantas de la variedad María, 6 plantas de la variedad Startep 36 y 6 plantas de la variedad Triple Star respectivamente, así como seis plantas del porta injerto sin haber sido injertado. Todas estas variedades comerciales son sensibles a patógenos de suelo, por lo tanto, presentarían los síntomas característicos de la marchitez del chile y habría contraste entre estas y las plantas injertadas.

Al final de este trabajo se tomaron muestras del sustrato de todas las plantas injertadas en 3 grupos de 48 plantas de las diferentes combinaciones del injerto (variedad)-porta injerto. Se hizo un análisis microbiológico con medios específicos en el INIFAP-Bajío (Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícola y Pecuarias) para detectar

presencia de al menos dos de los patógenos causantes de la marchitez del chile como *Rhizoctonia*, *Fusarium* y *Phytophthora*.

5.2.7. Determinación de compatibilidad entre porta injerto e injerto

Para determinar compatibilidad se midió el calibre del injerto y del Porta injerto, área foliar y el número frutos. Para la medición del diámetro se usó un vernier digital con el cual se midió un centímetro debajo de la cicatriz para el caso del porta injerto un centímetro arriba de la cicatriz para el caso del injerto.

Se estimó el área foliar tomando cinco hojas de tamaño representativo al tamaño de todas hojas de cada planta, es decir de la más grande a la más pequeña en escala de tamaño. Las hojas obtenidas se escanearon tomando un cuadrado con una área de 9 centímetros cuadrados como referencia para el conteo de pixeles y comparación con el área ocupada por los pixeles totales en la imagen de cada hoja. El conteo de pixeles se hizo con ayuda de los programa Sidelook 1.1.01 para definir las imágenes por contraste de colores negro y blanco. El programa Corel Draw graphics suite X4 se usó posteriormente para contar el número de pixeles en todas las imágenes de las hojas escaneadas. Se contó el número de hojas correspondientes a los tamaños representativos de cada planta y se estimó el área de las mismas en centímetros cuadrados.

Los datos obtenidos de estas mediciones se sometieron a análisis de varianza para detectar diferencias entre las cuatro variedades injertadas en este trabajo, así mismo se realizó este mismo análisis para comparar a las variedades injertadas con respecto a las mismas variedades sin injertar para y así detectar diferencias y determinar si el porta injerto cambia o no el comportamiento de las variedades con respecto a el grosor del tallo, la producción de área foliar y producción de frutos.

5.2.8 RESULTADOS Y DICUSIÓN DE LA SEGUNDAS FASE.

Porcentaje de prendimiento en injertos.

De las plántulas que se sembraron de cada variedad y que fueron injertadas, no se observó prendimiento en el total de las de todos plantas, es decir, que en todas de las

variedades injertadas no se lograron unir ambos componentes de todos los injertos y en consecuencia no hubo conexión de los sistemas vasculares, interrumpiendo el continuo cambial, por lo tanto las plantas no tuvieron la capacidad de desarrollar un callo celular y seguir con su desarrollo vegetativo (Cuadro 5.2.8.1), por otro lado en las plantas que mostraron prendimiento, claramente se formó una cicatriz en la interfase entre ambos componentes de la nueva plata y por lo tanto formación de callo, dando lugar a la regeneración de conductos vasculares (Figura 5.2.8.2).

María	Gretzky RZ	Startep 36	Triple Star
73%	51%	47%	80%

Cuadro 5.2.8.1. Porcentaje de prendimiento a partir de 100 plantas de pimiento injertadas con la técnica de tubo.

En el cuadro se observa que las variedades María y Triple Star presentaron un mayor número de plantas sobrevivientes a la injertación y aclimatación, lo cual representó un buen pronostico, ya que con estos resultados se esperaría una buena producción de área foliar y frutos en tres de las variedades injertadas como Gretzky Rz, María y Triple Star.



Figura 5.2.8.2 Cicatriz y unión completa en la interfase del injerto y el porta injerto.

El porcentaje de prendimiento obtenido puede indicar la cantidad de plantas que se necesitarían para obtener un número de injertos adecuado para la explotación comercial, de esta manera se puede estimar un valor total de plantas por hectárea, para así prever un mayor número de plantas a injertar.

Al injertar la variedad Startep 36 sobre el porta injerto tolerante, se observó que más de la mitad de las plantas injertadas produjeron necrosis en la interface del injerto, por lo que hubo marchitamiento y se inició el proceso de cicatrización de la herida sellando así el injerto, presentando marchitez, decaimiento y deshidratación de las plantas y finalmente muerte de éstas, como lo señalan Moore & Walker (1981) Santamour (2002) y Oda, (2002) en estudios que hicieron en injertos con solanáceas. Por otro lado en injertos de Chile (*C. annuum* L.) poblano, jalapeño y pimiento realizados por Anaya et al. (2007) obtuvieron un porcentaje de 49 % y 85% en el prendimiento de plantas lo cual es similar en este estudio ya que el porcentaje osciló entre 47% y 80% respectivamente en las variedades Startep 36 con el valor menor y Triple Star con el mayor valor respectivamente.

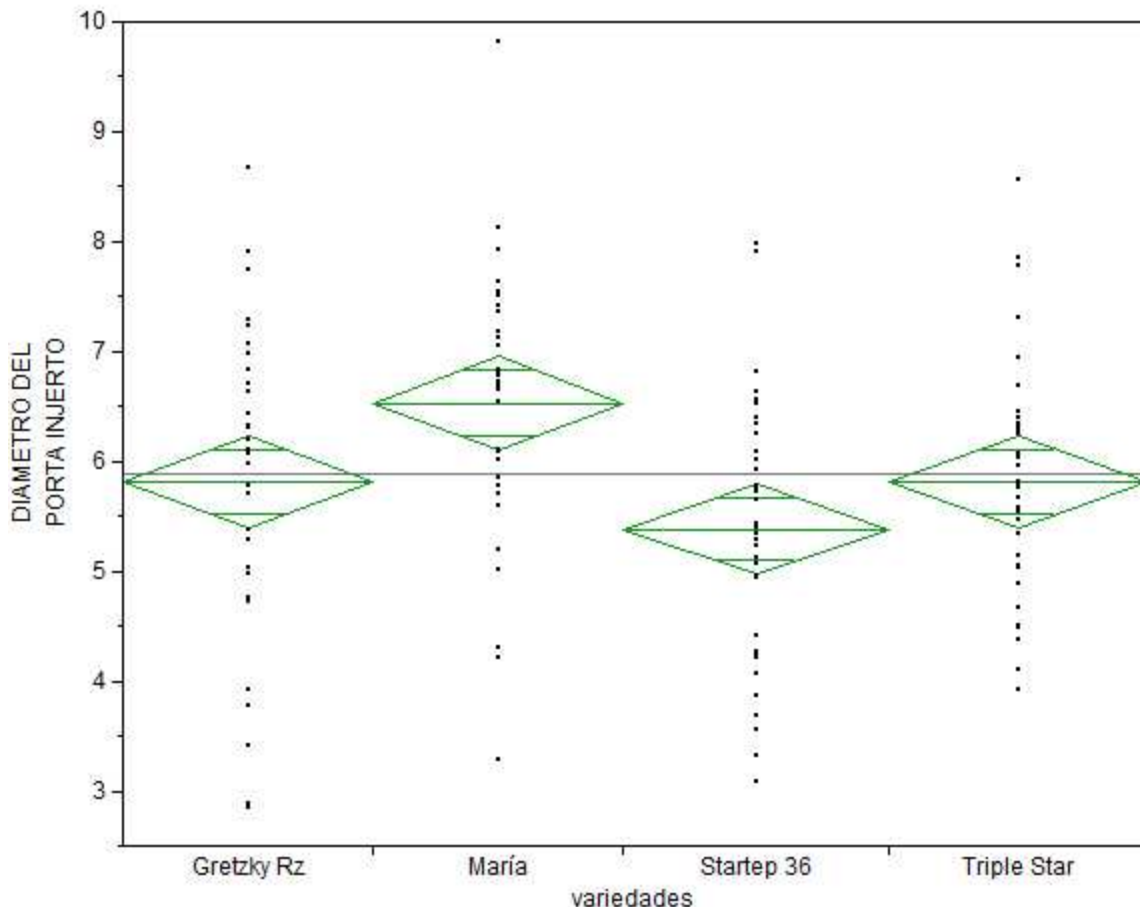
Desarrollo vegetativo de las plantas de pimiento de variedades comerciales injertadas.

A los 50 días después de la aclimatación de los injertos se observaron diferencias significativas en el diámetro del porta injerto ya que fue diferente para cada caso, es decir se comportó diferente para cada variedad (Cuadro 5.2.8.3)

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Razón de F	Probabilidad > F
variedades	3	23,61653	7,87218	5,1083	0,0022*
Error	135	208,04176	1,54105		
Total	138	231,65829			

Cuadro 5.2.8.3. Análisis de varianza. P=0.05

La variedad María presentó un mayor valor en el calibre del porta injerto en milímetros, seguido de las variedades Gretzky Rz, Triple Star y Startep y Startep 36 respectivamente (Gráfica 5.2.8.4).



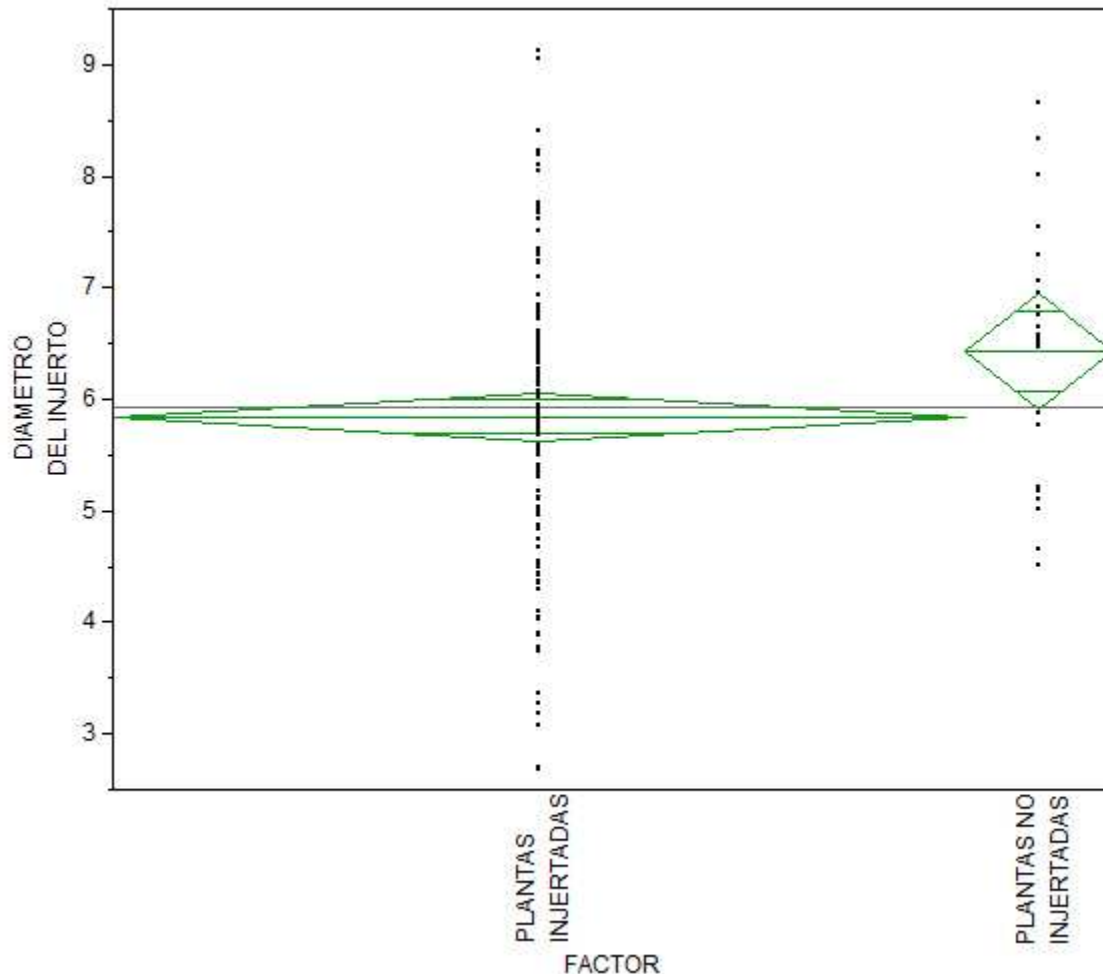
Gráfica 5.2.8.4. Calibre del porta injerto presentado en cada una de las variedades injertadas en este estudio.

El análisis de varianza aplicado a las plantas injertadas y no injertadas mostró que también hubo diferencias significativas en el calibre, es decir, que en las variedades injertadas sobre el porta injerto identificado se obtuvo un menor calibre como se muestra en el cuadro 5.2.8.5.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Ración de F	Probabilidad > F
FACTOR	1	7,17543	7,17543	4,3420	0,0388*
Error	161	266,06576	1,65258		
C. Total	162	273,24119			

Cuadro 5.2.8.5. Análisis de varianza. P=0.05

Estas diferencias con respecto al grosor del tallo de igual forma se observan en la gráfica 5.2.8.6 en donde las plantas control muestran un promedio en el calibre de las plantas de 6.4 milímetros, mientras que las injertadas muestran en promedio un calibre de 5.8



Gráfica 5.2.8.6. Diámetro obtenido de las plantas injertadas en comparación de las plantas no injertadas en el experimento.

El calibre en promedio del porta injerto control sin injertar fue de 5.5 milímetros, lo que sugiere que hay un flujo de factores de crecimiento de ambas partes de la planta (Pina y Errea, 2005). Por otro lado la producción de hormonas vegetales como las Auxinas también promueven que en una planta injertada se promueva la elongación, división y re diferenciación celular por la acumulación de esta en la epidermis y los haces vasculares en la interface del injerto. La concentración de estas hormonas juegan un rol muy importante

en el éxito de un injerto ya que hay acumulación de auxinas en la interfase del injerto y se difunde a través de esta e induce la proliferación celular (Shanfa, 2000) lo que provoca que haya coincidencia y regeneración de tejido de conducción ya que el porta injerto presenta un ligero ensanchamiento extra principalmente en la variedad María seguida de las Gretzky Rz y Triple Star, por lo que se podría deducir de forma indirecta que de acuerdo con el calibre del tallo, el flujo de sustancias tales como factores de crecimiento y auxinas está regido por la variedad injertada (injerto).

El área foliar producida por las cuatro variedades injertadas no presentó diferencias significativas, por lo que estadísticamente fue igual en el análisis de varianza respectivo (Cuadro 5.2.8.7)

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Ración de F	Probabilidad > F
Variedades	3	67906,7	22635,6	0,7892	0,5019
Error	135	3871798,2	28680,0		
Total	138	3939704,9			

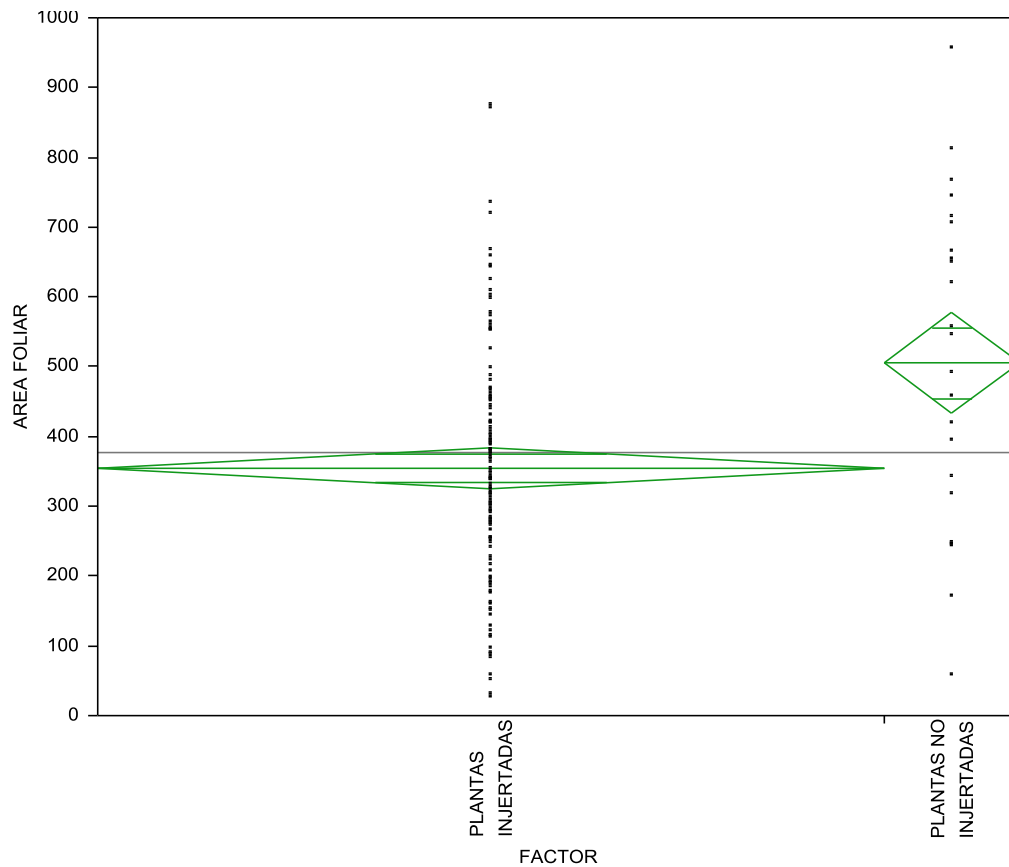
Cuadro 5.2.8.7. Análisis de varianza. P=0.05

El área foliar es la medida usual del tejido fotosintetizador y ésta determina el importe de energía solar que es absorbida y convertida a materiales orgánicos, los cuales son traslocados a hojas jóvenes (Azofeira, 2004; Cruz, 2005). En este experimento el área foliar presentó diferencias significativas (Cuadro 5.2.8.8) ya que fue mayor en las plantas control no injertadas en donde se obtuvo un promedio de 504.8 cm², mientras que para las plantas injertadas se obtuvo un promedio de 354.3 cm² (Gráfica 5.2.8.9) por lo que se pudiera esperar que las plantas injertadas produjeran muy pocos frutos, sin embargo de acuerdo con Azofeira, (2004) y Cruz (2005) la producción de los frutos se da después de los 40 a 54 días en plantas de pimiento dulce no injertadas cuando comienza la formación de flores y cuajado de frutos, en contraste con este experimento ya había completa

formación de frutos a los 50 días a pesar de que la injertación puede retrasar la floración (Santos, 2004).

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Ración de F	Probabilidad > F
Factor	1	463348,8	463349	14,4388	0,0002*
Error	161	5166567,4	32090		
Total	162	5629916,2			

Cuadro 5.2.8.8. Análisis de varianza. P=0.05

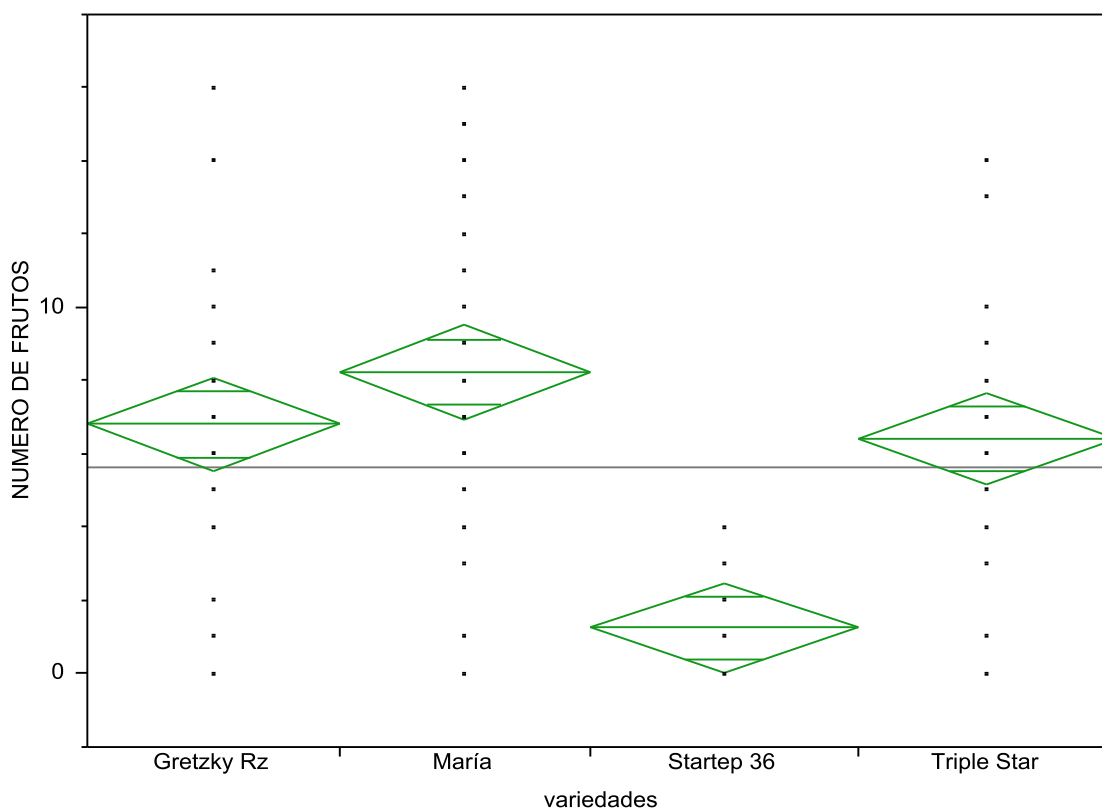


Gráfica 5.2.8.9. Producción de área foliar obtenida por las plantas injertadas con respecto a las plantas control no injertadas.

Con respecto a la producción por parte de las plantas injertadas se presentaron diferencias significativas (Cuadro 5.2.8.10) pues, la variedad María presentó un promedio de 8 frutos, seguida de las variedades Gretzky Rz con 6 frutos en promedio y Triple Star con 6 frutos en promedio; por otro lado, la variedad Startep 36 produjo la menor cantidad resultando con 1 fruto en promedio como se muestra en la gráfica 5.2.8.11.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Ración de F	Probabilidad > F
Variedades	3	992,1665	330,722	23,3955	<,0001*
Error	135	1908,3803	14,136		
Total	138	2900,5468			

Cuadro 5.2.8.10. Análisis de varianza. P=0.05

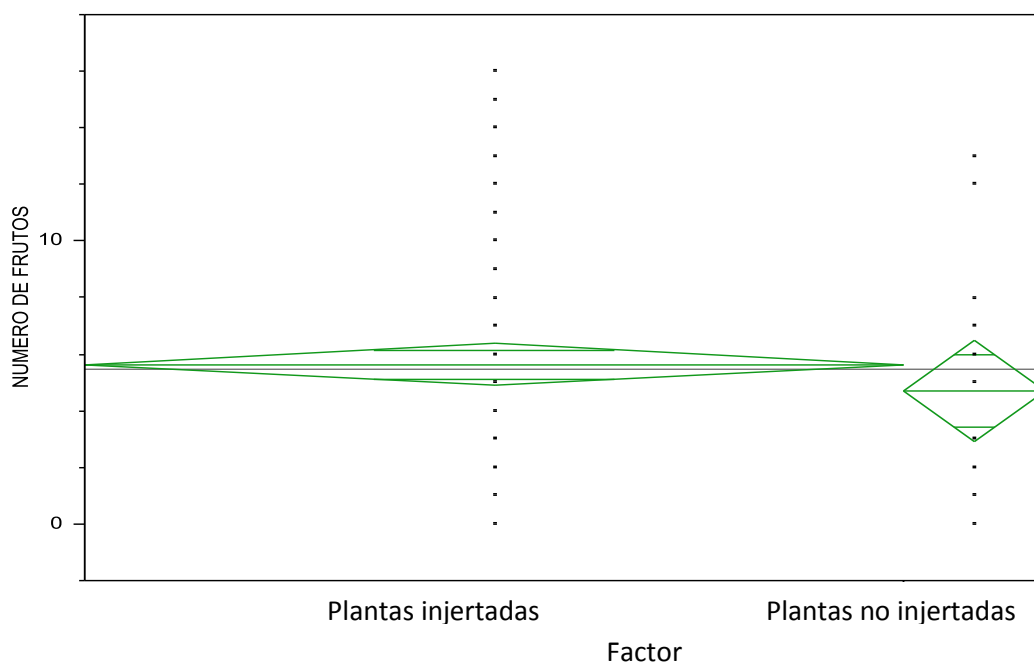


Gráfica. 5.2.8.11. Producción de frutos por cada una de las cuatro variedades injertadas en este experimento.

En contraste con los resultados anteriores al final del experimento se pudo notar que la eficiencia en el transporte de asimilados hacia los frutos es prácticamente la misma comparando las variedades injertadas con las plantas control no injertadas ya que no presentaron diferencias estadísticamente significativas (Cuadro 5.2.8.12) pues el número de frutos producidos por las plantas injertadas es de cinco, mientras que para las plantas control no injertadas es de cuatro (Gráfica 5.2.8.13), por lo tanto, en este estudio no se observó una relación muy clara entre la producción de frutos y el área foliar de las variedades estudiadas.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Ración de F	Probabilidad > F
Factor	1	17,2311	17,2311	0,8753	0,3509
Error	161	3169,5051	19,6864		
Total	162	3186,7362			

Cuadro 5.2.8.12. Análisis de varianza. P=0.05



Gráfica. 5.2.8.13. Producción de frutos por las variedades injertadas en este experimento y las plantas control no injertadas.

5.3 Validación de la tolerancia del porta injerto obtenido a patógenos de suelo

Al finalizar el experimento, para validar la tolerancia del porta injerto identificado usado en este estudio se hizo un análisis micro biológico de patógenos presentes en el sustrato usado en los injertos. Se logró obtener un gran número de unidades formadoras de colonias (UFC) de tres de los hongos causantes del marchitamiento del chile como *Rhizoctonia*, *Fusarium* y *Phytophthora*, (Cuadro 5.3.1) en comparación con un estudio hecho en chile jalapeño en el que se encontró como agentes causales de la marchitez del chile sólo a los patógenos *Rhizoctonia* y *Phytophthora* en plántulas de 45 días de edad inoculadas con estos patógenos de acuerdo a Vázquez, et al. (2009).

En las plantas que sirvieron como control positivo a los síntomas de la enfermedad del marchitamiento del chile, los síntomas se presentaron de manera súbita resultando altamente susceptibles a dicha enfermedad comenzando a morir a los 15 días posteriores a la inoculación a pesar que las plantas ya estaban en una etapa adulta (Figura 5.3.2).

# PLANTA	Unidades Formadoras de Colonias		
	<i>Phytophthora</i>	<i>Fusarium</i>	<i>Rhizoctonia</i>
1-48	460	630	140
49-96	450	560	150
97-144	480	623	140

Cuadro 5.3.1. Número de unidades formadoras de colonias por gramo de suelo de tres de los patógenos de suelo más importantes en el sustrato usado en este estudio.



Figura 5.3.2. Plantas de las variedades no injertadas y susceptibles a patógenos de suelo Comparadas con el porta injerto. 1) Startep 36, 2) Triple Star, 3) Gretzky RZ, 4) María; 5) porta injerto.

De acuerdo a los resultados obtenidos en este experimento la variedad María resultó ser la más óptima para trabajar con el porta injerto identificado aunque no presentó el mayor número de injertos prendidos como en el caso e la variedad Triple Star. El porta injerto también mostró compatibilidad con las variedades Gretzky Rz y Triple Star, por lo que se puede considerar que este porta injerto es versátil y que fácilmente se puede usar en

injertación especialmente con la variedad Triple Star ya que es una de las variedades que más se usa en la producción de pimiento dulce en el INIFAP-Bajío.

La variedad de pimiento dulce Triple Star ha sido objeto de pruebas de resistencia con respecto a la deformación en un periodo de tiempo de 20 días y a una temperatura de 12°C en almacenamiento (Elías et al., 2009) así como pruebas de resistencia a la compresión a temperatura más baja (5°C) (García et al., 2009) de igual manera se le han practicado pruebas de color en almacenamiento en un periodo de tiempo de 14 hasta 28 días después de la recolección (Soto et al., 2009), demostrando que con estas características la variedad Triple Star es óptima para la producción y comercialización ya que tiene buen potencial ya que es un producto con buena vida en anaquel.

Es importante considerar que a pesar de que los resultados obtenidos en la injertación de estas cuatro variedades con un porta injerto tolerante a patógenos de suelo fueron buenos, se deben seguir haciendo más estudios acerca de la fisiología y otros mecanismos de respuesta del porta injerto identificado en este estudio, así como más ensayos para reafirmar que esta combinación de plantas es óptima e igual en términos de producción con respecto a las mismas variedades sin injertar, ya que de ser corroborado el hallazgo, representaría una buena opción para evitar pérdidas en producción por enfermedad en plantas de chile y así mismo evitar el uso de agroquímicos dañinos y causantes de pérdida en la micro flora presente en el suelo y que pueden favorecer el desarrollo de los cultivos.

VI. CONCLUSIONES

El porta injerto obtenido es tolerante a patógenos de suelo como *Fusarium*, *Phytophthora* y *Rhizoctonia*.

La variedad Startep 36 no fue óptima en combinación con el porta injerto identificado en este estudio debido al bajo porcentaje de prendimiento, calibre del tallo, producción de área foliar y producción de frutos considerándose incompatible.

Las variedades María, Gretzky RZ y Triple Star mostraron mayor afinidad con el porta injerto identificado de acuerdo a los datos relacionados con el porcentaje de prendimiento, calibre del tallo, área foliar y producción de frutos considerándose compatible.

LITERATURA CITADA

- Acosta M. A. 2005. La técnica del injerto en plantas hortícolas. Horticom News (En línea)
- Agrios G. 1996. Fitopatología. Segunda edición. México, D.F
- Anaya L. J. L., Gonzáles C. M., Pons H. J., Ruiz C. E., Torres P. I. 2007. INJERTO ENTRE PLANTAS DE CHILE POBLANO, JALAPEÑO Y PIMIENTO. Cuarta Convención Mundial del Chile. P 248-252.
- Andrés A. J. L., Rivera M. A., Fernández P. J. 2005. Resistance of pepper germoplasm to *Phytophthora capsici* isolates collected in northwest Spain. Spanish Journal of Agricultural Research. 3(4): 429-436
- Andrews, J. Peppers the domesticated capsicums new edition. Austin, Texas, U. S. A. : University of Texas Press, 1995. 186 p.
- Apodaca S. M. A., Zavaleta M. E., Osada S. K., García E. R., Valenzuela U. J. 2004. Pudrición de la Corona del Chile (*Capsicum annuum* L.) en Sinaloa, México. Revista Mexicana de fitopatología. 22(1): 22-29.
- Attia M. F., Arafa A. M., Moustafa A. M., Mohamed M. A. 2003. Pepper Grafting, a Method of Controlling Soilborne Diseases and Enhancement of Fruit Yield: 1. Improvement of Pepper resistance to Fusarium Wilt. Egypt Journal of Phytopatology. 31 (1-2): 151-165.
- Azofeira A. Moreira M. A. 2004. ANÁLISIS DE CRECIMIENTO DEL CHILE JALAPEÑO (*Capsicum annuum* L. CV. Hot.) EN ALAJUELA, COSTARICA. Agronomía Costarricense. 28 (1): 57-67.
- Bojorquez F. 2007. Selección de variedades. (On line)Pagina Oficial de la revista de Productores de Hortalizas- México y Centroamérica.
- Carrillo F. J., Montoya R. T., García E. R. S. Cruz O. J. E., Márquez Z. I., Sañudo B. A2003. Razas de Fusarium oxysporium f. sp. lycopersici Snyder y Hasen, en tomate (*Lycopersicon esculentom* Mill.) en el valle de Culiacán, Sinaloa, México. Revista Mexicana de Fitopatología. 21 (02): 123-127.
- Contreras S. E. A., Olivares S. E., Vázquez A. R., Zavala G. F. 2009. XXX Ciclo de Seminarios de Posgrado e Investigación. P 91-98.
- Cruz H. N., Ortiz C. J., Sánchez C. F., Mendoza C. M. C. 2005. BIOMASA E ÍNDICES FISIOLÓGICOS EN CHILE MORRÓN CULTIVADO EN ALTAS DENSIDADES. Revista Fitotécnica Mexicana. 28 (3): 287-293.
- Dhingra, O. D y Burton, J. 1995. Basic Plant Pathology Methods. CRC press, Cleveland, Ohio.

- Elías T. A.; Godoy H. H. G; Gómez M. L; Loyola G. S; Hernández L. 2009. CARACTERIZACIÓN BIOMECÁNICA DE DISTINTAS VARIEDADES DE PIMIENTO INJERTADO. Revista de Salud pública y Nutrición. Edición especial (10):1-13.
- Eshbaugh H. W. 1975. Genetic and Biochemical Systematic Studies of Chili Peppers (*Capsicum-Solanaceae*). Torrey Botanical Society. 102 (6): 396-403.
- Ezziyani, M.; Pérez, S. C.; Sid, A. A.; Requena, M. 2005. *Trichoderma harzianum* como biofungicida para el biocontrol de *Phytophthora capsici* en plantas de pimiento (*Capsicum annuum* L.). Anales de Biología. 26 P 35-45.
- García R. M. R; Godoy H. H; Gómez M. L.; Hernández L. D. 2009. EVALUACIÓN DEL DAÑO POR FRÍO A VARIEDADES INJERTADAS DE PIMIENTO. Revista de Salud pública y Nutrición. Edición especial (10):14-18
- Galindo G. G; Cabañas C. B. 2006. "El cultivo de chile seco en Zacatecas". Producción de chile seco. Libro técnico 5. INIFAP. P 5
- González F. M., Hernández A., Casanova A., Depestre T., Gómez L., Rodríguez M. 2008. EL INJERTO HERBÁCEO: ALTERNATIVA PARA EL MANEJO DE PLAGAS DEL SUELO. Revista de Protección Vegetal. 23(2): 69-74.
- González P. E., Yáñez M. J., Santiago S. V., Montero P. A. 2003. Biodiversidad fungosa en la marchites del chile y algunos factores involucrados, en Tlacotepec de José Manzano, El Verde, Puebla. Agrociencia. 38 (6): 653-661.
- Guerreo A. B., González C. M., Torres P. I., González G. R., Guzmán M. H., Rodríguez G. R., Villordo P. E., Cabañas C. B., Bravo L. A., Olvera G. L., Rodríguez M. R. 2004. DIVERSIDAD GENÉTICA DE PATÓGENOS DE RAÍZ EN CHILE (*Capsicum annuum* L.) EN LA REGIÓN NORTE CENTRO DE MÉXICO. Primera Convención Mundial del Chile. Biotecnología. P 67-72.
- Guigón L. C., González G. P. 2001. Estudio regional de las enfermedades del chile (*Capsicum annuum* L.) y su comportamiento regional en el sur de Chihuahua, México. Revista de Fitopatología. 19 P 49-56.
- Harlan J. 1971. Agricultural origin: Agriculture may originate in discrete Center or evaluate vast áreas whitout definable centers. Science. (1): 468-473.
- Hartmann H. T & Kester D. E. PROPAGACIÓN DE PLANTAS: principios y prácticas. 1974. Primera edición. Prentice-Hall. México D. F
- Kokalis B. N., Bausher M. G., Roskopf E. N. 2009. GREENHOUSE EVALUATION OF *Capsicum* ROOTSTOCKS FOR MANAGEMENT OF *Meloidogyne incognita* ON GRAFTED BELL PEPPER. Nematoprica. 39(1): 121-132.

- Kubota C., McClure M. A., Kokalis B. N., Bausher M. G., Roskopf E. N. 2008. Vegetable Grafting: History, Use and Current Technology Status in North America. Hort Science. 43(6): 1664-1669.
- Lee J., Oda M. 2003. Grafting of Herbaceous Vegetable and Ornamental Crops. Horticultural Reviews. 28 P 61-89 (En línea).
- Long-Solis J. 1986. *Capsicum* y Cultura. La historia del Chilli. Fondo De Cultura Económica. México, D. F
- Luna R. J., Moreno R. O., 2005. SELECCIÓN Y EVALUACIÓN DE COLECTAS REGIONALES DE CHILE (*Capsicum annuum* L.) PARA RESISTENCIA GENÉTICA A LA MARCHITEZ POR *Phytophthora capsici* EN EL CENTRO DE MÉXICO. Segunda Convención Mundial del Chile. P 20-24.
- Moore R., Walker D. 1981. Graft Compatibility-incompatibility in Plants. Bio Science. 31 (5): 389-391.
- Moore R. 1984. A MODEL FOR GRAFT COMPATIBILITY-INCOMPATIBILITY IN HIGHER PLANTS. American Journal of Botany. 71 (5): 752-758.
- Morra L. 2004. Grafting in Vegetable Crops.” The Production in the Greenhouse after the Era of the Methyl Bromide”. Instituto Sperimentale per l’ Orticoltura. P 147-154.
- Oda, M. 1999. Grafting of vegetables to improve greenhouse production. Food & Fertilizer Technology Center. Osaka Prefecture University. Extension Bulletin 480
- Oda M. 2002. Grafting of Vegetable Crops. Sci. Rep. Agric. & Biol. Sci. Osaka Prefecture University. 54(1): 49-72.
- Oka Y., Offenbach R., Pivonia S. 2004. Pepper Rootstock Graft Compatibility and Response to *Meloidogyne javanica* and *M. incognita*. Journal of Nematology 36(2):137–141.
- Ortega G. 1991. Genetics of resistance to *Phytophthora capsici* in the pepper line SCM-334. Plant breeding 107: 50-55.
- Palomo R. M., Luján F. M., Ávila Q. G., Berzoza M. M. 2003. Enfermedades radiculares del cultivo de chile (*Capsicum annuum*) y medidas de control. Publicación especial No. 11. Fundación Produce Chihuahua-SAGARPA-INIFAP.
- Parkinson M., Jeffree C. E., Yeoman M. 1987. Incompatibility in Cultured Explantgrafts Between Members of the Solanaceae. New Phytologist. 107 (3): 489-498.
- Pickersgill B. Relationships Between Weedy and Cultivated Forms in Some Species of Chili Peppers (Genus *Capsicum*). Evolution. 25 (4): 683-691
- Pina A. Errea E. 2005. A review of new advances in mechanism of graft compatibility–incompatibility. Scientia Horticulturae. 106 P 1-11.

- Rivero R. M., Ruiz J., M., Romero L. 2003. Role of grafting in horticultural plants Under stress conditions. Food, Agriculture and Environment. 1. P 70-74.
- Roberts R. H. 1949. Theoretical Aspects of Graftage. The Botanical Review. 15(7): 423-463
- Rodríguez G. P. 2001. Biodiversidad de los hongos fitopatógenos del suelo mexicano. Acta zoológica mexicana. 1. P 53-78.
- Sanogo S. 2004. Response of Chile Pepper to *Phytophthora capsici* in Relation to Soil Salinity. Plant disease. 88 (2): 205-209.
- Santamour F. S. 2002. Graft Compatibility in Woody Plants: An Expanded Perspective. Journal of Environmental Horticulture. 6(1):27-32.
- Santos, S. H., Goto, R. 2004. Enxertia em plantas de pimentao no controle da murcha de fitóftora em ambiente protegido. Horticultura Brasileira. 22(1): 45-49.
- Schoning U., Kollmann R. 1997. Phloem translocation in regenerating in vitroheterografts of different compatibility. Journal of Experimental Botany. 48 (307): 289-285.
- Shanfa L. 2000. Immunohistochemical Localization of IAA in graft union of explanted internode grafting. Chinese Science Bulletin. 45 (19): 1767-1771.
- Sistema de Información Agroalimentaria de Consulta (SIACON), 2008. Base de datos de información agrícola
- Soto M. A; Godoy H. H.; Gómez M. L.; Canchola L. G.; Morales L. R.; Hernández L. D. 2009. EFECTO DE DIFERENTES PATRONES, TEMPERATURA Y ALMACENAMIENTO EN PIMIENTO (*Capsicum annuum* L.) VAR. TRIPLE STAR SOBRE LOS PARAMETROS DE COLOR L*, C* Y h°. Salud pública y Nutrición. Edición especial (10):81-88.
- Suguita T., Kasunori Y., Tetsuji K., Kenichi Y., Yukiyo S., Ryutaro N., Shinji K., Atsushi T. 2006. QTL Analysis for Resistance to Phytophthora Blight (*Phytophthora capsici*. Leon) Using an Intraespecific Doubled-Haploid Population of *Capsicum annuum*. Breeding Science. 56: 137-145.
- Vela, E. Los chiles de México catálogo visual. Arqueología mexicana, edición especial. (32), 2009.
- Velázquez V R., Medina A. M. M., Luna R. J. J. 2001. SINTOMATOLOGÍA Y GÉNEROS DE PATÓGENOS ASOCIADOS CON LA PUDRICIÓN DE LA RAÍZ DEL CHILE (*Capsicum annuum* L.) EN EL NORTE CENTRO DE MÉXICO. Revista Mexicana de Fitopatología. 19(2): 175-181.
- Velázquez V. R.; Medina A. M. M; Macías V. L. M. 2003. Reacción de líneas avanzadas de chile (*Capsicum annuum* L.) provenientes de Zacatecas a enfermedades comunes en Aguascalientes, México. Revista Mexicana de Fitopatología. 21 (1): 71-74.

- Velázquez V. R.; Medina A. M. M; Macías V. L. M. 2004. LA PUDRICIÓN DE LA RAÍZ DEL CHILE (*C.annum*. L) EN EL NORTE CENTRO DE MÉXICO. Primera Convención Mundial del Chile. Fitosanidad .P 138-143.
- Velásquez V. R; Amador R. M. D; Medina A. M. M.; Lara V. F.2007. Presencia de Patógenos en Almácigos y Semilla de Chile (*Capsicum annuum* L.) en Aguascalientes y Zacatecas, México. Revista Mexicana de Fitopatología. 25 (1): 75-79.
- Velázquez V. R., Amador R. M. D. 2007. Análisis Sobre La Investigación Fitopatológica de Chile Seco (*Capsicum annuum* L), Realizado por el Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas y Pecuarias en los Estados de Aguascalientes y Zacatecas, México. Revista Mexicana de Fitopatología. 25 (1): 80-84
- Vásquez L. A., Tlapal B. B., Yáñez M. M., Pérez P. R., Quintos E. M. 2009. ETIOLOGÍA DE LA MARCHITEZ DEL 'CHILE DE AGUA' (*Capsicum annuum* L.) EN OAXACA, MÉXICO. Revista Fitotécnica Mexicana. 32 (2): 127-134.

ANEXO 1

Especie	Nombre	Otros nombres	Nombre en seco	Nombre en fresco	Unidades Scoville *(picor)
<i>Capsicum chinense</i>	Habanero			Habanero	250,000 - 325,000
<i>C. annuum</i> var. <i>aviculare</i>	Piquín	Max, silvestre, ticushi, chiltepín, pico de pájaro, amash, amomo, chile Chiapas, chilillo, chilpaya, chiltepec, diente de tlacuache, gachupín, chile de monte, mosquito, parado, pájaro pequeño, pico de paloma, tempichile, ululte	Piquín		50,000 - 100,000
<i>C. pubescens</i>	Manzano	Perón, caballo, ciruelo, canario, chamburoto, cera, Malinalco		Manzano	30,000 - 60,000
<i>C. annuum</i>	Chile de árbol	Cuahchilli, bravo, alfilerillo, pico de pájaro, cola de rata, san juanero	Chile de árbol	Chile de árbol	15,000 - 30,000
<i>C. annuum</i>	Serrano	Verde, serranito, balín, Altamira, Pánuco, tampiqueño, huasteco		Serrano	10,000 - 20,000
<i>C. annuum</i>	Jalapeño	Cuaresmeño, gordo, huachinango, chile de agua, peludo, espinalteco, pinalteco, bolita, candelaria, <i>early</i> jalapeño, jarocho, papaloapan, rayado, San Andrés, típico, tres lomos, acorchado, rayado	Ahumado, meco, mora, morita, <i>pocchilli</i> Chipotle	Jalapeño	2,500 - 10,000

<i>C. annuum</i>	Mirasol	Puya, miracielo, mira pal cielo, parado, la blanca, real mirasol	Puya, cascabel, catarina		2,500 - 5,000
<i>C. annuum</i>	Güero	Caloro, caribe, cristalino, carricillo, largo, tornachile, trompita, cristal, <i>x-cat-ik</i>	Chilhuacle		1,000 - 2,000
<i>C. annuum</i>	Chilaca	Negro, prieto, cuernillo, chile para deshebrar	Pasilla	Chilaca	1,000 - 2,000
<i>C. annuum</i>	poblano	corazón (picoso, con forma de corazón y de color más claro), miahuateco, roque	Mulato, <i>chilhuacle</i> (negro y amarillo), joto, chile de Ramos	Ancho	1,000 - 2,000
<i>C. annuum</i>	Pimentón/ Pimiento	Dulce, valencia			Sin picor

Chiles producidos en México y sus diferentes nombres de acuerdo a Muñoz (Arqueología Mexicana, 2009)

* Sistema de medición del picor de los chiles, en el cual, se determina la máxima dilución de extracto de chile en la que aún se puede detectar el picor, por ejemplo: una parte de extracto chile Jalapeño requiere de 2,500 a 10,000 partes de solución para que aún se perciba su picor.

ANEXO 2

Preparación de solución nutritiva Steiner para 100 litros de agua:

Nitrato de calcio.....	67.57 g.
Sulfato de Magnesio (sal de Epson).....	49.5 g.
Nitrato de Potasio	35.68 g.
Fosfato mono potásico	30.73 g.
Quelato de Hierro	4.9 g.
Sulfato de Manganeso.....	0.60 g.
Ácido Bórico en polvo.....	0.4 g.