



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA
DE AGUASCALIENTES**

CENTRO DE CIENCIAS BÁSICAS

DOCTORADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

TESIS

Histocompatibilidad y compuestos bioactivos en injertos de chile Pimiento y Serrano (*Capsicum annuum* L.) con dos portainjertos resistentes a *Phytophthora capsici* Leo.

PRESENTA

M. en C. Araceli Guadalupe Mendieta Vázquez

PARA OBTENER EL GRADO DE

Doctora en Ciencias Biológicas

Comité tutorial

Tutor:

Dr. José de Jesús Luna Ruiz

Asesores:

Dr. Joaquín Sosa Ramírez

Dr. Fidel Guevara Lara

Aguascalientes, Ags. Mayo 2023

Autorizaciones



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA
DE AGUASCALIENTES

CARTA DE VOTO APROBATORIO
COMITÉ TUTORAL

M. EN C. JORGE MARTÍN ALFEREZ CHÁVEZ
DECANO DEL CENTRO DE CIENCIAS BÁSICAS


PRESENTE

Por medio del presente, como **Miembros del Comité Tutorial** designado de la estudiante **ARACELI GUADALUPE MENDIETA VÁZQUEZ** con ID 120154 quien realizó la tesis titulada: **HISTOCOMPATIBILIDAD Y COMPUESTOS BIOACTIVOS EN INJERTOS DE CHILE PIMIENTO Y SERRANO (*Capsicum annuum* L.) CON DOS PORTAINJERTOS RESISTENTES A *Phytophthora capsici* Leo**, un trabajo propio, innovador, relevante e inédito y con fundamento en el Artículo 175, Apartado II del Reglamento General de Docencia damos nuestro consentimiento de que la versión final del documento ha sido revisada y las correcciones se han incorporado apropiadamente, por lo que nos permitimos emitir el **VOTO APROBATORIO**, para que ella pueda proceder a imprimirla así como continuar con el procedimiento administrativo para la obtención del grado.

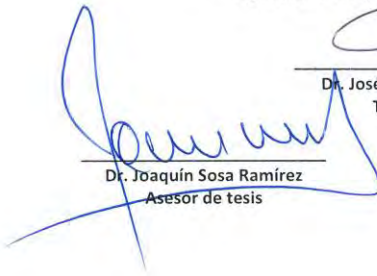
Ponemos lo anterior a su digna consideración y sin otro particular por el momento, le enviamos un cordial saludo.

ATENTAMENTE
"Se Lumen Proferre"

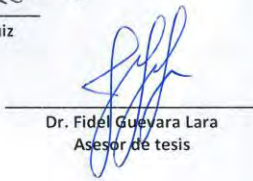
Aguascalientes, Ags., a 08 de mayo de 2023.



Dr. José de Jesús Luna Ruiz
Tutor de tesis



Dr. Joaquín Sosa Ramírez
Asesor de tesis



Dr. Fidel Guevara Lara
Asesor de tesis

c.c.p.- Interesado
c.c.p.- Secretaria Técnica del Programa de Posgrado

Elaborado por: Depto. Apoyo al Posgrado.
Revisado por: Depto. Control Escolar/Depto. Gestión de Calidad.
Aprobado por: Depto. Control Escolar/ Depto. Apoyo al Posgrado.

Código: DO-SEE-FO-16
Actualización: 00
Emisión: 17/05/19

Dictamen de Liberación Académica



DICTAMEN DE LIBERACION ACADEMICA PARA INICIAR LOS TRAMITES DEL EXAMEN DE GRADO



Fecha de dictaminación dd/mm/aa: 01-jun-23

NOMBRE: ARACELI GUADALUPE MENDIETA VÁZQUEZ **ID:** 120154

PROGRAMA: DOCTORADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS, MODALIDAD TRADICIONAL posgrado: ECOLOGÍA Y BIODIVERSIDAD

TIPO DE TRABAJO: (X) Tesis () Trabajo práctico

TÍTULO: Histocompatibilidad y compuestos bioactivos en injertos de Chile Pimiento y Serrano (*Capsicum annuum* L.) con dos portainjertos resistentes a *Phytophthora capsici* Leo.

IMPACTO SOCIAL (señalar el impacto logrado):

Impacta sobre la restauración de ecosistemas importantes en el país así como su preservación y de forma importante en soberanía alimentaria

INDICAR SI/NO SEGÚN CORRESPONDA:

Elementos para la revisión académica del trabajo de tesis o trabajo práctico:

- SI El trabajo es congruente con las LGAC del programa de posgrado
- SI La problemática fue abordada desde un enfoque multidisciplinario
- SI Existe coherencia, continuidad y orden lógico del tema central con cada apartado
- SI Los resultados del trabajo dan respuesta a las preguntas de investigación o a la problemática que aborda
- SI Los resultados presentados en el trabajo son de gran relevancia científica, tecnológica o profesional según el área
- SI El trabajo demuestra más de una aportación original al conocimiento de su área
- SI Las aportaciones responden a los problemas prioritarios del país
- NO Generó transferencia del conocimiento o tecnológica

El egresado cumple con lo siguiente:

- SI Cumple con lo señalado por el Reglamento General de Docencia
- SI Cumple con los requisitos señalados en el plan de estudios (créditos curriculares, optativos, actividades complementarias, estancia, predoctoral, etc)
- SI Cuenta con los votos aprobatorios del comité tutorial, en caso de los posgrados profesionales si tiene solo tutor podrá liberar solo el tutor
- NO Cuenta con la carta de satisfacción del Usuario
- SI Coincide con el título y objetivo registrado
- SI Tiene congruencia con cuerpos académicos
- SI Tiene el CVU del Conacyt actualizado
- SI Tiene el artículo aceptado o publicado y cumple con los requisitos institucionales (en caso que proceda)

En caso de Tesis por artículos científicos publicados:

- SI Aceptación o Publicación de los artículos según el nivel del programa
- SI El estudiante es el primer autor
- SI El autor de correspondencia es el Tutor del Núcleo Académico Básico
- SI En los artículos se ven reflejados los objetivos de la tesis, ya que son producto de este trabajo de investigación.
- SI Los artículos integran los capítulos de la tesis y se presentan en el idioma en que fueron publicados
- SI La aceptación o publicación de los artículos en revistas indexadas de alto impacto

Con base a estos criterios, se autoriza se continúen con los trámites de titulación y programación del examen de grado

Si SI

No

FIRMAS

Elaboró:

* NOMBRE Y FIRMA DEL CONSEJERO SEGÚN LA LGAC DE ADESCRIPCION:

DR. GILBERTO ALEJANDRO CAMPO ACOSTA

NOMBRE Y FIRMA DEL SECRETARIO TÉCNICO:

DRA. ALMA LILIAN FERRERO BARBERA

* En caso de conflicto de intereses, firmará un revisor miembro del NAB de la LGAC correspondiente distinto al tutor o miembro del comité tutorial designado por el Decano.

Revisó:

NOMBRE Y FIRMA DEL SECRETARIO DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO:

DR. JUAN JAUREGUI RINCÓN

Autorizó:

NOMBRE Y FIRMA DEL DECANO:

M. en C. JORGE MARTÍN ALFEREZ CHÁVEZ

Nota: procede el trámite para el Depto. de Apoyo al Posgrado

En cumplimiento con el ART. 105C del Reglamento General de Docencia que a la letra señala entre las funciones del Consejo Académico: ... Cuidar la eficiencia terminal del programa de posgrado y el Art. 105F las funciones del Secretario Técnico, llevar el seguimiento de los alumnos.

Constancia de Publicación del Artículo

Survival of Intervarietal Grafts of Sweet and Serrano Peppers (*Capsicum annuum* L.) on Pasilla 18M as a New Rootstock Against *Phytophthora capsici* Leo

Authors: Araceli Guadalupe Mendieta-Vázquez, Fidel Guevara-Lara, Sylvia Patricia Fernández-Pavía, Jorge Alejandro Torres-González, Jesús Martín Fuantos-Mendoza, Joaquín Sosa-Ramírez, and José de Jesús Luna-Ruiz

Article Category: Research Article

Page(s): 591–599

Online Publication Date: 26 Apr 2023

Volume/Issue: Volume 58: Issue 6

Copyright: © American Society for Horticultural Science 2023

DOI: <https://doi.org/10.21273/HORTSCI17084-23>



Open Access



Download PDF

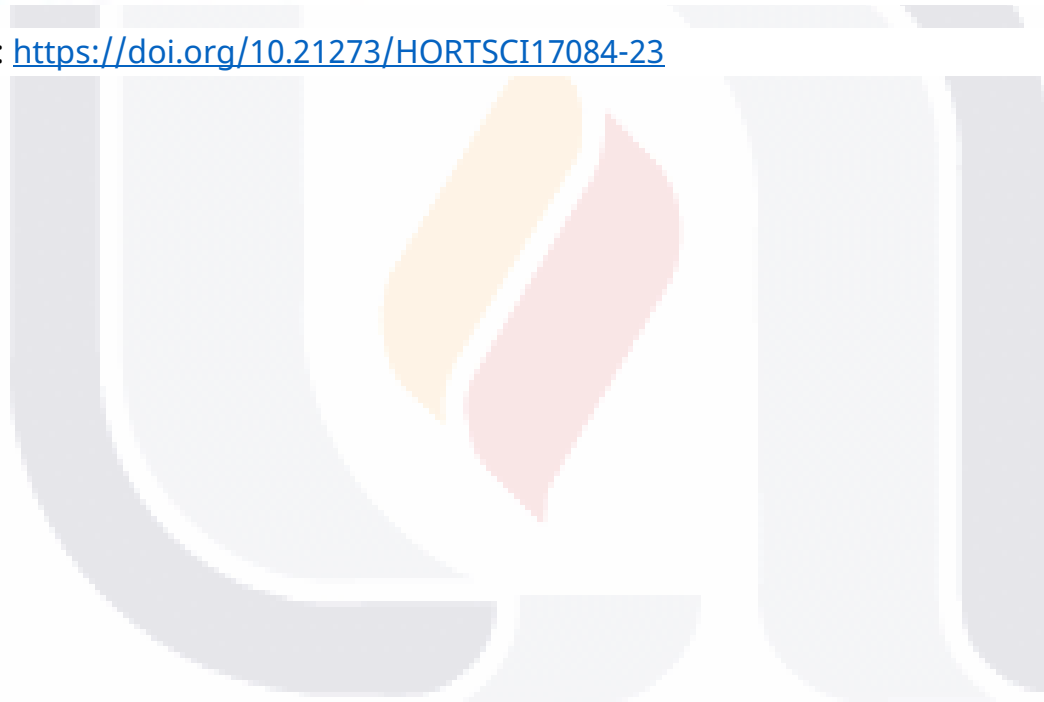
Cite this Article

Get Citation Alerts

Get Permissions

Get eTOC Alerts

DOI: <https://doi.org/10.21273/HORTSCI17084-23>



Survival of Intervarietal Grafts of Sweet and Serrano Peppers (*Capsicum annuum* L.) on Pasilla 18M as a New Rootstock Against *Phytophthora capsici* Leo

Araceli Guadalupe Mendieta-Vázquez and Fidel Guevara-Lara
Centro de Ciencias Básicas, Universidad Autónoma de Aguascalientes,
Aguascalientes 20100, México

Sylvia Patricia Fernández-Pavía
Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales, Universidad
Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Michoacán 58880, México

Jorge Alejandro Torres-González, Jesús Martín Fuentos-Mendoza,
Joaquín Sosa-Ramírez, and José de Jesús Luna-Ruiz
Centro de Ciencias Agropecuarias, Universidad Autónoma de Aguascalientes,
Aguascalientes 20100, México

Keywords. *Capsicum*, grafts, incidence, *Phytophthora capsici*, rootstock, severity, survival

Abstract. The genus *Capsicum* has been distinguished by its lack of compatible rootstocks with commercial cultivars to successfully protect against *Phytophthora capsici*. Criollo de Morelos 334 (CM334) has been used worldwide in crosses and as a rootstock to protect against *P. capsici*. However, novel sources of resistance to this pathogen, such as ‘Pasilla 18M’ have not yet been explored as rootstocks. A good rootstock should be highly compatible with the scion and also maintain the quality and/or provide a benefit to the grafted cultivar. Our objectives were 1) to evaluate grafting survival using ‘Pasilla 18M’ and CM334 as rootstocks of two susceptible commercial cultivars: Sweet Pepper California Wonder (CW) and Serrano Coloso; and 2) to evaluate the efficiency of ‘Pasilla 18M’ as rootstock against *P. capsici* using CM334 as a resistant control. Grafting survival was analyzed over 58 days after grafting in sets of 60 plants per varietal combination. Disease severity and incidence were recorded during 24 days after inoculation with *P. capsici* (DAI). Incidence was also evaluated at 54 and 84 DAL. A severity scale from 0 (healthy plant) to 4 (dead plant) was applied to evaluate root rot per plant. Incidence was recorded as the percent of diseased plants (severity >0). Grafting survival of intervarietal grafts was 87% to 94%, similar to ungrafted cultivars, and exceeding autograft survival. Ungrafted and autografted Sweet Pepper and Serrano showed root rot severities 2.3 to 3.3, with 89% to 100% incidence. In contrast, intervarietal grafts remained almost free of infection (severity 0.14; incidence 0% to 4%). CM334 and ‘Pasilla 18M’ rootstocks are highly compatible with ‘Serrano Coloso’ and ‘Sweet Pepper CW’. ‘Pasilla 18M’ confers the same level of protection against *P. capsici* as CM334.

Chili pepper (*Capsicum annuum* L.) is one of the most important vegetables in the world; it is the most widely cultivated and popular spice (Duan et al. 2017; Kraft et al.

2014). Chili pepper domestication and diversification is well documented in Mexico (Aguilar-Rincón et al. 2010). The basic food basket of Mexicans includes chili pepper, which is consumed as a vegetable, food

colorant, and medicine due to its bioactive compounds (Barchenger et al. 2018; Palma-Martínez et al. 2017). Thus, chili pepper is a high-value crop, contributing to economic benefits for producers (Barchenger et al. 2018).

Sweet and hot peppers present variable degrees of susceptibility to soilborne pathogens such as *Phytophthora capsici*, *Verticillium dahliae*, and *Meloidogyne* spp. (Ergun and Aktas 2018). *P. capsici* causes root rot, as well as stem, leaf, and fruit blight. *Phytophthora* root rot is associated with root browning and small root lesions that can

rapidly expand into surrounding tissues, killing the root (Barchenger et al. 2018) and limiting crop production. For this reason, *P. capsici* is considered the most devastating pathogen in the world for chili pepper production, causing losses from 10% to 100% (Sánchez-Chávez et al. 2015) and millions of dollars in annual losses (Bosland 2008; Richins et al. 2010).

Management practices to avoid or reduce the impact of *P. capsici* include control of irrigation, crop rotation, soil solarization, application of fungicides, and biological control with fungal and bacterial antagonists (Granke et al. 2012; Hausbeck and Lamour 2004; Ristaino 1991; Ristaino and Johnston 1999). In general, management strategies try to reduce losses associated with the pathogen. However, once *P. capsici* is established in the field, it is difficult to eradicate (Lamour et al. 2012). The strategies applied so far to control this pathogen have not been very effective (Barchenger et al. 2018).

The grafting technique is widely used in Cucurbitaceous and Solanaceous crops (King et al. 2010; Navarrete-Mapen et al. 2020; Osuna-Ávila et al. 2012). Grafting is used to increase vegetable production and resistance

to soil abiotic stress such as heat and frost, salinity, drought, water lodging, heavy metals, and organic contaminants (Jang et al. 2012; King et al. 2010). Grafting has been efficient against soilborne pathogens and nematodes (Fallik and Ilic 2014; López-Marín et al. 2013). Commercial grafted cultivars take advantage of the resistance conferred by the rootstock (Navarrete-Mapen et al. 2020). Selected rootstocks provide excellent levels of tolerance in vegetables to devastating diseases caused by fungi, oomycetes, and bacteria such as *Didymella bryoniae*, *Fusarium*, *Monosporascus cannonballus*, *Verticillium*, *Phytophthora*, *Pseudomonas*, and nematodes (Lee et al. 2010).

Grafting of *Capsicum* spp. has been investigated for various purposes, such as grafting survival, grafting effects on phenology (Soltan et al. 2015), yield and quality of the fruits (Camposeco-Montejo et al. 2018; Jang et al. 2013; Roupael et al. 2010). In addition, grafting in peppers has been evaluated to avoid abiotic stress (Abidalrazzaq et al. 2021; Schwarz et al. 2010) and to prevent soil diseases caused by different pathogens (Duan et al. 2017; Jang et al. 2012; Navarrete-Mapen et al. 2020; Sánchez-Chávez et al. 2015).

Traditionally, the main rootstock used in *Capsicum* has been the *P. capsici*-resistant Criollo de Morelos CM334 (Osuna-Ávila et al. 2012; Sánchez-Chávez et al. 2015). The genetic resistance of CM334 against *P. capsici* has been used in pepper grafting experiments with satisfactory results (García-Rodríguez et al. 2010; Leal-Fernández et al. 2013; Pintado-López et al. 2017). However, more research is necessary to identify new *Capsicum* rootstocks, with resistance to *P. capsici* that are compatible with susceptible cultivars of high economic and market value.

Received for publication 17 Jan 2023. Accepted for publication 5 Mar 2023.
Published online 26 Apr 2023.

The first author was supported by a CONACYT doctoral scholarship number 616194.

To Comité Estatal Sistema Producto Chile de Aguascalientes (CEPROCH) and Juan Martín Díaz Hernández for their support in the production of the experimental seedlings.

J.J.L.R. is the corresponding author. E-mail: jesus.luna@edu.uaa.mx.

This is an open access article distributed under the CC BY-NC-ND license (<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/>).

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por la beca otorgada con el número 616194. A la Universidad Autónoma de Aguascalientes y al personal administrativo del Centro de Ciencias Básicas, por la oportunidad otorgada para realizar mis estudios de Posgrado. Al Centro de Ciencias Agropecuarias (CCA), por su apoyo en el uso de sus instalaciones y equipo para realizar los experimentos de la investigación, y al Centro de Ciencias Básicas (CCB) por el apoyo brindado en el uso de sus instalaciones y equipo para realizar los análisis.

A mi comité tutorial, quienes fueron la base para sacar a flote este gran proyecto que nos llenó de muchas satisfacciones. El Dr. José de Jesús Luna Ruiz, por confiar en mí para realizar mis estudios de posgrado, por su apoyo académico y profesional. Gracias por sus consejos, conocimiento, y ser guía a lo largo del proyecto. A mis asesores, el Dr. Fidel Guevara Lara, por su apoyo, confianza, y su gran apoyo profesional y aporte de conocimientos, que sin duda fue fundamental para mi crecimiento profesional. Y al Dr. Joaquín Sosa Ramírez, por brindarme de su sabiduría, por su aporte académico, y apoyo profesional y personal. Les agradezco de corazón su confianza y paciencia hacia mi persona.

Al Sistema Producto Chile Aguascalientes (CEPROCH), al ingeniero Juan Martín Díaz Hernández, y a Doña Juana, por su apoyo en la producción de las plantas experimentales.

Al M.C. Jorge Alejandro Torres González por su apoyo técnico y ser mi mano derecha a lo largo de todo el experimento. Por abastecerme de los conocimientos agronómicos, y ser guía en el mundo de la horticultura.

A la Dra. Ma. Consolación Martínez Saldaña, a la Dra. Rosa Cerros Tlatilpa, a la L.A.Q.B. Sonia Sofía Cruz Muñoz, a la Dra. Sylvia Patricia Fernández Pavía, al M.C. Jesús Martín Fuantos Mendoza, al M.C. José Luis Moreno Hernández Duque, a la T.L.Q. Ma. Del Carmen Rubio Franchini, al Dr. Javier Ventura Juárez, al Dr. Manuel Enrique Ávila Blanco, a la Dra. Mariana Beltrán Beache, y a la M.C. Lorena Sandoval Cardoso, quienes son unas extraordinarias personas y fueron muy amables en apoyarme con sus conocimientos, apoyo técnico, y/o equipo sin tener un deber conmigo, fueron parte importante para sacar adelante mi proyecto.

A la Biol. Temis Quezada Padilla y al LBT Aarón de Jesús Briones Delgado, por su apoyo previo a la inoculación. Al C. José de Jesús de la Cruz de Luna por su apoyo técnico en el cuidado de las plantas. Al LDG. Humberto David Mendieta Vázquez por su ayuda con la edición de fotografías de los cortes histológicos y las fotografías para publicación del artículo.

A todo el personal Posteño (CCA-UAA), que me han hecho sentir como en casa. Por su acompañamiento a lo largo de mis estudios de Posgrado.

A mi familia por acompañarme y apoyarme en mis locuras, darme ánimos y motivación para sacar adelante mis proyectos de vida. Ustedes son mi motor.

DEDICATORIAS

A mi familia...

A mis padres Adela y Humberto, que, gracias a su educación y amor, soy el ser humano del que siempre han estado orgullosos. Les estaré eternamente agradecida por siempre apoyarme y confiar en mis decisiones, en no dejarme sola, y ayudarme a levantar, sacudirme, y seguir adelante. Son mi mayor ejemplo de tenacidad, fortaleza, y valentía. Los amo

A mi esposo Jorge Alejandro, por ser mi motivación y apoyo, porque me haces ser mejor persona, por hacerme fuerte y valiente. Gracias por ser el primero en confiar en mí, incluso antes que yo misma, porque siempre estas a mi lado. La ciencia me ha dado más que satisfacciones profesionales, también me dio la dicha de conocerte. Te reconozco, te agradezco, y te valoro en todas las formas que estás presente en mi vida.

A mis hermanos, Alejandra, Juan, y David, por el gran equipo que somos. Cada uno de ustedes forman parte de mi en maneras complementarias. Gracias por ser mi respaldo, mi alegría, mis consejeros, mi ayuda, y mis confidentes. Con ustedes a mi lado, nunca me siento sola. En nuestras diferencias como personas, nos formamos como uno solo.

A mi abuelita Catalina por siempre estar al pendiente de mí y cuidarme. Gracias por tu amor de madre que tienes a mí y mis hermanos.

A Ara, porque no se ha permitido defraudar a la niña que soñaba con ser la mujer que es ahora. Porque se ha demostrado lo fuerte y valiente que puede llegar a ser. No existe obstáculo que no hayas podido superar.

Le agradezco a Dios por el tesoro invaluable que me dio “Mi familia”, y porque me ha dado la dicha de alcanzar mis metas y cumplir mis sueños.

INDICE

INDICE.....	1
Índice de Cuadros	3
Índice de Figuras	4
ACRÓNIMOS	8
RESUMEN	9
ABSTRACT	10
CAPITULO I: Marco Teórico de la Investigación.....	12
INTRODUCCIÓN GENERAL	12
Generalidades del género <i>Capsicum</i>	12
Compuestos bioactivos de <i>Capsicum</i>	13
<i>Capsicum annuum</i> L.	18
Problemas Fitopatológicos	23
Oomicetes	23
El Método del Injerto.....	29
El Injerto en Solanáceas	34
JUSTIFICACIÓN.....	39
HIPÓTESIS Y OBJETIVOS	40
DISEÑO EXPERIMENTAL.....	41
BIBLIOGRAFÍA.....	43
CAPITULO II: Supervivencia al Injerto y Compatibilidad Histológica.....	51
INTRODUCCIÓN.....	51
MATERIALES Y MÉTODOS.....	52
RESULTADOS	59
Supervivencia al injerto	59
Análisis Histológico	63
DISCUSIÓN.....	73
CONCLUSIÓN	78
BIBLIOGRAFIA.....	79

CAPITULO III: Respuesta de los tratamientos a <i>P. capsici</i>	84
INTRODUCCIÓN.....	84
MATERIALES Y MÉTODOS.....	85
RESULTADOS	89
Severidad	89
Incidencia.....	93
Área bajo la curva del progreso de la enfermedad (ABCPE).....	95
Sobrevivencia a <i>P. capsici</i>	96
DISCUSIÓN.....	103
CONCLUSIÓN	105
BIBLIOGRAFIA	105
CAPITULO IV: Análisis de los compuestos bioactivos en frutos de las combinaciones varietales.....	109
INTRODUCCION.....	109
MATERIALES Y MÉTODOS.....	110
RESULTADOS	122
Fenoles solubles totales	122
Ácido ascórbico	128
Capsaicina.....	134
DISCUSIÓN.....	138
CONCLUSIÓN	141
BIBLIOGRAFÍA	143
CAPITULO V: Conclusiones Generales.....	147
RECOMENDACIONES	147
BIBLIOGRAFÍA	148
ANEXOS.....	165

Índice de Cuadros

Cuadro 1.	Estados de México con producción de chile verde.....	20
Cuadro 2.	Estados de México con producción de chile rojo.	21
Cuadro 3.	Hectáreas de producción de chile verde en el estado de Aguascalientes	22
Cuadro 4.	Organización de las repeticiones de las combinaciones varietales por grupo	41
Cuadro 5.	Organización de los tratamientos	55
Cuadro 6.	Análisis de varianza de la sobrevivencia al injerto de las 12 combinaciones varietales y los días después del injerto (DDI).....	59
Cuadro 7.	Análisis de varianza de sobrevivencia de las 12 combinaciones varietales a 58 DDI	59
Cuadro 8.	Sobrevivencia al injerto de las 12 combinaciones varietales a los 58 DDI....	60
Cuadro 9.	Análisis de varianza de sobrevivencia a 58 DDI de los cuatro injertos inter-varietales (Pimiento-Pasilla, Pimiento CM334, Serrano-Pasilla, Serrano-CM334).....	60
Cuadro 10.	Análisis de varianza de las variables histológicas de los cuatro cultivares (Pimiento, Serrano, Pasilla, CM334).....	67
Cuadro 11.	Diámetro basal-largo de las variedades comerciales y de los portainjertos	67
Cuadro 12.	Diámetro basal-ancho de las variedades comerciales y de los portainjertos ..	68
Cuadro 13.	Espesor del córtex de las variedades comerciales y de los portainjertos....	68
Cuadro 14.	Espesor del tejido vascular de las variedades comerciales y de los portainjertos	69
Cuadro 15.	Diferencias morfométricas de los miembros de los injertos intervarietales (Variedad-Portainjerto).....	69
Cuadro 16.	Coefficientes de correlación de Pearson (r) derivados del análisis de correlación entre porcentaje de sobrevivencia a los 58 DDI de los injertos intervarietales y las diferencias morfométricas variedad-portainjerto	70
Cuadro 17.	Plantas inoculadas por tipo de tratamiento y combinación varietal	89
Cuadro 18.	Análisis de varianza factorial de severidad por marchitez (0-4) en las 12 combinaciones varietales durante 24 días después de la inoculación con <i>P. capsici</i> (DDPc) .	90
Cuadro 19.	Severidad media a los 24 DDPc y % de incidencia a los 24, 54, 84 DDPc de las 12 combinaciones varietales	93
Cuadro 20.	Contenido de fenoles EAG (mg EAG/g base seca) por cada combinación varietal	122

Cuadro 21. Análisis de varianza del contenido de Fenoles de las combinaciones
varietales con “Pimiento” 123

Cuadro 22. Análisis de varianza del contenido de Fenoles de las combinaciones
varietales con “Serrano” 125

Cuadro 23. Análisis de varianza del contenido de Fenoles de las combinaciones
varietales con “CM334” 126

Cuadro 24. Análisis de varianza del contenido de Fenoles de las combinaciones
varietales con “Pasilla” 127

Cuadro 25. Contenido de ácido ascórbico EAA (mg EAA/g base seca) por cada
combinación varietal..... 128

Cuadro 26. Análisis de varianza del contenido de Ac. ascórbico de las combinaciones
varietales con “Pimiento” 129

Cuadro 27. Análisis de varianza del contenido de Ac. ascórbico de las combinaciones
varietales con “Serrano” 131

Cuadro 28. Análisis de varianza del contenido de Ac. ascórbico de las combinaciones
varietales con “CM334” 132

Cuadro 29. Análisis de varianza del contenido de Ac. ascórbico de las combinaciones
varietales con “Pasilla” 133

Cuadro 30. Capsaicina en ppm y SHU de las combinaciones varietales 134

Índice de Figuras

Figura 1. *Capsicum annuum* 18

Figura 2. Los chiles de México; Nativos silvestres, Nativos domesticados, e introducidos .
..... 19

Figura 3. Superficie sembrada (ha) de Chile verde en México (Cuadro 1)..... 20

Figura 4. Superficie sembrada (ha) de Chile rojo en México (Cuadro 2) 21

Figura 5. Superficie sembrada (ha) de Chile verde en Aguascalientes (Cuadro 3)..... 22

Figura 6. *Phytophthora capsici*..... 25

Figura 7. Ciclo de vida de *P. capsici*..... 27

Figura 8. Injertos en *C.annuum* 35

Figura 9. A: Pimiento var. California Wonder; B: Serrano var. Coloso; C: Pasilla var.
18M; D: CM334 52

Figura 10. Variedades y portainjertos a los 42 DDS (días después de la siembra) 53

Figura 11. Proceso de injertación..... 54

Figura 12.	Muestra de tallo injertado con cortes en los extremos para distinguir portainjerto de la variedad.	56
Figura 13.	Plantas sobrevivientes a los 21 DDI.....	61
Figura 14.	Área de unión del injerto a los 21 DDI.....	61
Figura 15.	Plantas sobrevivientes a los 28 DDI.....	62
Figura 16.	Plantas sobrevivientes a los 35 DDI.....	62
Figura 17.	Plantas sobrevivientes a los 42 DDI.....	62
Figura 18.	Plantas sobrevivientes a los 58 DDI (edad para inoculación de <i>P. capsici</i>)...	63
Figura 19.	Área de unión a los 58 DDI.....	63
Figura 20.	Corte transversal de tallo de la variedad comercial Pimiento CW.....	64
Figura 21.	Corte transversal de tallo de la variedad comercial Serrano Coloso.	64
Figura 22.	Corte transversal de tallo del portainjerto Pasilla 18M.	65
Figura 23.	Corte transversal de tallo del portainjerto CM334.	65
Figura 24.	Cortes transversales a los 46 DDS de las variedades comerciales.	66
Figura 25.	Corte longitudinal del injerto intervarietal Serrano-Pasilla a los 21 DDI.	71
	71
Figura 26.	Corte longitudinal del injerto intervarietal Serrano-CM334 a los 21 DDI....	71
Figura 27.	Corte longitudinal del injerto intervarietal Pimiento-Pasilla a los 21 DDI. ...	72
Figura 28.	Corte longitudinal del injerto intervarietal Pimiento-CM334 a los 21 DDI..	72
Figura 29.	Cepa de <i>P. capsici</i>	85
Figura 30.	Formación de esporangios de <i>P. capsici</i> a partir de la inducción.....	86
Figura 31.	Liberación de zoosporas de <i>P. capsici</i>	87
Figura 32.	Inoculación con <i>P. capsici</i>	87
Figura 33.	Escala de severidad.....	88
Figura 34.	Progreso de la severidad media causada por <i>P. capsici</i> (1-24 DDPc) de las variedades comerciales Pimiento CW y Serrano Coloso	90
Figura 35.	Progreso de la severidad media causada por <i>P. capsici</i> (1-24 DDPc) de los portainjertos CM334 y Pasilla 18M	91
Figura 36.	Progreso de la severidad media causada por <i>P. capsici</i> (1-24 DDPc) de los injertos intervarietales.....	91
Figura 37.	Progreso del Porcentaje de Incidencia con marchitez por <i>P. capsici</i> de las variedades comerciales Serrano y Pimiento sin injertar y autoinjertadas	94
Figura 38.	Progreso del Porcentaje de Incidencia con marchitez por <i>P. capsici</i> de los portainjertos CM334 y Pasilla sin injertar y autoinjertadas	94

Figura 39. Progreso del Porcentaje de Incidencia con marchitez por *P. capsici* de los injertos intervarietales (1 a 84 DDPc) 95

Figura 40. Área bajo la curva de progreso de la enfermedad (ABCPE) de las 12 combinaciones (injertos intervarietales y sus controles). 96

Figura 41. Porcentaje de sobrevivencia a *P. capsici* de las combinaciones varietales a los 24 DDPc 97

Figura 42. Porcentaje de sobrevivencia a *P. capsici* de las combinaciones varietales a los 54 y 84 DDPc 98

Figura 43. Plantas inoculadas (Repetición 1) 6 días después de la inoculación 98

Figura 44. Incidencia en autoinjertos y plantas sin injertar 6 DDPc en Pimiento y Serrano 99

Figura 45. Plantas inoculadas (repetición 2) 6 días después de la inoculación 99

Figura 46. Incidencia en plantas autoinjertadas y plantas sin injertar 6 DDPc en Serrano 100

Figura 47. Incidencia en plantas inoculadas (repetición 1) 10 DDPc 100

Figura 48. Incidencia en plantas inoculadas (repetición 2) 10 DDPc 101

Figura 49. Injertos intervarietales inoculados 24 DDPc 101

Figura 50. Plantas autoinjertadas de Serrano y Pimiento 24 DDPc (repetición 1) 102

Figura 51. Plantas sin injertar de Serrano y Pimiento inoculadas 24 DDPc (repetición 2) 102

Figura 52. Muestras de plantas trasplantadas de las combinaciones varietales inoculadas y no inoculadas en fructificación. 111

Figura 53. Muestras de frutos procedentes de las combinaciones varietales no inoculadas 112

Figura 54. Muestras de frutos procedentes de las combinaciones varietales inoculadas..... 113

Figura 55. Curva de calibración de equivalentes de ácido gálico. 115

Figura 56. Reacción de las muestras para el análisis de Fenoles 116

Figura 57. Curva de Calibración de la concentración de equivalentes de ácido ascórbico 117

Figura 58. Reacción de las muestras para el análisis de Ac. ascórbico 118

Figura 59. Curva de calibración de la concentración de Capsaicina (ppm)..... 119

Figura 60. Extractos de muestra para el análisis de capsaicina en GC/MS 120

Figura 61. Media de Fenoles (EAG base seca) y prueba de Tukey de las combinaciones varietales con “Pimiento” 124

Figura 62. Media de Fenoles (EAG base seca) y prueba de Tukey de las combinaciones varietales con “Serrano” 125

Figura 63. Media de Fenoles (EAG base seca) y prueba de Tukey del portainjerto “CM334” 126

Figura 64. Media de Fenoles (EAG base seca) y prueba de Tukey del portainjerto “Pasilla” 127

Figura 65. Media de Ac. ascórbico (EAA base seca) y prueba de Tukey de las combinaciones varietales con “Pimiento” 130

Figura 66. Media de Ac. ascórbico (EAA base seca) y prueba de Tukey de las combinaciones varietales con “Serrano” 131

Figura 67. Media de Ac. ascórbico (EAA base seca) y prueba de Tukey del portainjerto “CM334” 132

Figura 68. Media de Ac. ascórbico (EAA base seca) y prueba de Tukey del portainjerto “Pasilla” 133

Figura 69. Unidades Scoville (SHU) de las combinaciones varietales con “Pimiento” 135

Figura 70. Unidades Scoville (SHU) de las combinaciones varietales con “Serrano” .. 136

Figura 71. Unidades Scoville (SHU) de los autoinjertos y plantas sin injertar del portainjerto “CM334” 136

Figura 72. Unidades Scoville (SHU) de los autoinjertos y plantas sin injertar del portainjerto “Pasilla” 137

ACRÓNIMOS

°C	Grados centígrados
μL	microlitros
μm	micras
A	Absorbancia
b	Ordenada al origen (absorbancia)
cm	centímetros
d	día (s)
DAI	Deshidratación, aclaramiento e infiltración
DDI	días después del injerto
DDPc	días después de la inoculación con <i>Phytophthora capsici</i>
DDS	días después de la siembra
EAA	Miligramos de equivalentes de ácido ascórbico/gramo
EAG	Miligramos de equivalentes de ácido gálico/gramo
g	gramo
g	fuerza centrífuga relativa (RCF)
h	hora
H	Contenido de humedad de la muestra húmeda (porciento)
ha	hectárea
HR	Humedad relativa
L	Litro
mg	Miligramo
Mh	Peso de la muestra húmeda
min	minuto
mL	mililitro
mm	milímetros
nm	nanómetros
NPK	Nitrógeno-Fosforo-Potasio
p/v	peso/volumen
pH	potencial hidrógeno (medida de acidez o alcalinidad)
PM	Peso molecular
ppm	Partes por millón
psi	presión de aire por libra por pulgada cuadrada
rpm	Revoluciones por minuto
seg	segundo
SHU	Unidades de pungencia Scoville
v/v	Volumen/volumen
Va	Volumen de alícuota usado en el tubo problema (microlitros).
Vt	Volumen total
ε	Absortividad molar
μg	microgramo
μL	microlitro

RESUMEN

Los chiles, pimientos, y ajíes del género *Capsicum* son hortalizas importantes a nivel mundial, sin embargo, es un cultivo altamente susceptible a *Phytophthora capsici*. Las estrategias de manejo actuales del oomiceto no son efectivas y resultan nocivas para el medio ambiente. La técnica del injerto es ampliamente utilizada en hortalizas de las familias Cucurbitaceae y Solanaceae con el fin de brindar resistencia a enfermedades transmitidas por el suelo, estrés abiótico, y para el mejoramiento en el rendimiento y producción. Así también, existen reportes de la influencia del portainjerto sobre la producción y calidad de los frutos. El género *Capsicum* se ha distinguido por la falta de portainjertos que sean compatibles y que presenten resistencia a *P. capsici*. El Criollo de Morelos 334 (CM334) se ha utilizado a nivel mundial en cruza y como portainjerto para proteger contra *P. capsici*. Otras fuentes de resistencia como criollos regionales del Chile Pasilla siguen sin explorarse. Los objetivos de la presente investigación fueron (1) evaluar la sobrevivencia y compatibilidad histológica de injertos utilizando Pasilla 18M y CM334 como portainjertos de dos cultivares comerciales susceptibles: Pimiento California Wonder (CW) y Serrano Coloso, (2) evaluar la efectividad del injerto frente a *P. capsici* mediante evaluación de severidad e incidencia, y (3) examinar los compuestos bioactivos obtenidos de los frutos de plantas sobrevivientes al injerto y a la inoculación con *P. capsici*. La sobrevivencia al injerto se analizó durante 58 días después del injerto (DDI) en 60 plantas por tratamiento distribuidas en cuatro repeticiones. Se tomaron muestras de tallo antes del proceso de injertación para el análisis morfológico. La severidad e incidencia se registraron durante 24 días después de la inoculación con *P. capsici* (DDPc). También se evaluó la incidencia a los 54 y 84 DDPc. Se aplicó una escala de severidad de 0 (planta sana) a 4 (planta muerta) para evaluar la pudrición de raíz por planta. La incidencia se registró como el porcentaje de plantas enfermas (Severidad>0). Se analizaron tres compuestos bioactivos (fenoles solubles totales, ácido ascórbico, y capsaicina) de frutos en maduración comercial (verde) obtenidos de las plantas sobrevivientes al proceso de injerto y a la inoculación con *P. capsici*. La sobrevivencia al proceso de injertación de los injertos intervarietales fue del 87-94%, similar a la de los cultivares sin injertar y superior a la sobrevivencia de los autoinjertos. No se encontró correlación en las diferencias dimensionales de las variables histológicas (diámetro largo y ancho de tallo, dimensiones del córtex, y dimensiones del tejido vascular) variedad-portainjerto de las muestras de tallo con el porcentaje de sobrevivencia al injerto, sin embargo, las dimensiones del tejido vascular fueron similares entre las variedades y los portainjertos. Las variedades Pimiento y Serrano sin injertar y autoinjertados mostraron severidades de pudrición de la raíz de 2.3-3.3, con una incidencia del 89-100%. Por el contrario, los injertos intervarietales permanecieron casi libres de infección (Severidad 0.14; incidencia 0-4%). La concentración de todos compuestos bioactivos analizados tuvo diferencias altamente significativas dependiendo de la combinación varietal. La concentración de fenoles fue similar en injertos intervarietales y plantas no injertadas, sin embargo, la concentración cambió a \pm con la exposición al patógeno

dependiendo de la combinación varietal. La concentración de ácido ascórbico fue similar en los injertos intervarietales y las plantas sin injertar, así mismo, con la inoculación las concentraciones aumentaron o se mantuvieron, dependiendo de la combinación varietal. Por su parte, la concentración de capsaicina en injertos intervarietales el proceso de injertación e inoculación incrementaron la concentración del compuesto bioactivo. Los portainjertos CM334 y Pasilla 18M son altamente compatibles con Serrano Coloso y Pimiento CW. Pasilla 18M confiere el mismo nivel de protección contra *P. capsici* que CM334. El proceso de injertación y la exposición al patógeno influyó en la síntesis de compuestos bioactivos de los frutos de maneras diferentes. Se necesita seguir en la búsqueda de portainjertos contra *P. capsici*, y explorar la compatibilidad histológica y compuestos bioactivos de los miembros involucrados en los injertos, para mejorar la producción de hortalizas.

ABSTRACT

Chilli peppers of the genus *Capsicum* are one of the most important vegetables in the world. However, it is a highly susceptible crop to *Phytophthora capsici*. Current management strategies for the oomycete are not effective and are harmful to the environment. The grafting technique is widely used in vegetables of the Cucurbitaceae and Solanaceae families to provide resistance to soilborne diseases, abiotic stress, and improve yield and production. Likewise, there are reports of the influence of the rootstock on the production and quality of the fruits. The genus *Capsicum* has been distinguished by the lack of rootstocks that are compatible with the cultivars, and resistant to *P. capsici*. The Criollo de Morelos 334 (CM334) has been used worldwide in crosses and as a rootstock to protect against *P. capsici*. Other sources of resistance such as Pasilla landraces remain unexplored. The objectives of the present investigation were (1) to evaluate the survival and histological compatibility of the grafts using Pasilla 18M and CM334 as rootstocks of two susceptible commercial cultivars: Sweet Pepper California Wonder (CW) and Serrano Coloso, (2) to evaluate the efficiency of the grafts against to *P. capsici* by the evaluation of severity and incidence, and (3) analyze the bioactive compounds obtained from the fruits of plants that survived grafting and inoculation with *P. capsici*. Grafting survival was analyzed over 58 days after grafting (DAG) in sets of 60 plants per varietal combination. Stem samples were taken before the grafting process for morphometric analysis. Disease severity and incidence were recorded during 24 days after inoculation with *P. capsici* (DAI). Incidence was also evaluated at 54 and 84 DAI. A severity scale from 0 (healthy plant) to 4 (dead plant) was applied to evaluate root rot per plant. Incidence was recorded as the percent of diseased plants (severity>0). Three bioactive compounds (soluble phenols, ascorbic acid, and capsaicin) from commercially ripening fruits (green) obtained from plants surviving the grafting process and inoculation with *P. capsici* were analyzed. Grafting survival of intervarietal grafts was 87-94%, similar to ungrafted cultivars and exceeding autografts survival. No correlation was found in the dimensional differences of the histological variables (stem length and width

diameter, cortex dimensions, and vascular tissue dimensions) scion-rootstock of the stem samples with the grafting survival rate, however, the vascular tissue dimensions were similar between the scions and the rootstocks. Ungrafted and autografted Sweet pepper and Serrano showed root rot severities 2.3-3.3, with 89-100% incidence. In contrast, intervarietal grafts remained almost free of infection (severity 0.14; incidence 0-4%). The concentration of all bioactive compounds analyzed had highly significant differences depending of the varietal combination. The concentration of phenols was similar in intervarietal grafts and ungrafted plants, however, the concentration changed to \pm with exposure to the pathogen depending on the varietal combination. The concentration of ascorbic acid was similar in the intervarietal grafts and the ungrafted plants, likewise, with the inoculation the concentrations increased or maintained, depending on the varietal combination. On the other hand, the concentration of capsaicin in intervarietal grafts, the grafting and inoculation process increased the concentration of the bioactive compound. CM334 and Pasilla 18M rootstocks are highly compatible with Serrano Coloso and Sweet pepper CW. Pasilla 18M confers the same level of protection against *P. capsici* as CM334. The grafting process and exposure to the pathogen influenced the synthesis of bioactive compounds in the fruits in different ways. It is necessary to continue in the search for rootstocks against *P. capsici*, and to explore the histological compatibility and bioactive compounds of the members involved in the grafts, to improve the production of vegetables.

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

CAPITULO I: Marco Teórico de la Investigación

INTRODUCCIÓN GENERAL

Generalidades del género *Capsicum*

El género *Capsicum* pertenece a la familia Solanaceae que incluye más de 90 géneros y 2500 especies (Imran et al., 2018; Tripodi & Kumar, 2019). Este género es originario de regiones de América tropical y subtropical, en las que incluyen México y el norte de América central, el Caribe, las tierras bajas de Bolivia, las tierras bajas del norte de la Amazonia y las elevaciones medias de los Andes del sur, cuya evidencia arqueológica sugiere el uso de este cultivo desde el año 6000 antes de Cristo (Tripodi & Kumar, 2019).

El género *Capsicum* incluye 41 especies (Barboza et al., 2020), de las cuales *Capsicum annuum*, *C. chinense*, *C. frutescens*, *C. baccatum*, y *C. pubescens* son las especies domesticadas que se conocen actualmente (Guevara-González et al., 2018; Imran et al., 2018; Kraft et al., 2014; Palacios-Castro, 2007). Cabe mencionar que dichas especies fueron domesticadas de manera independiente en diferentes regiones de Sudamérica y Mesoamérica (Kraft et al., 2014); *C. annuum* y *C. frutescens* en Mesoamérica, *C. baccatum*, *C. pubescens* y *C. chinense* en América del Sur (Pickersgill, 2007).

Su fruto es una baya que pasa de los colores verde, amarillo, naranja, rojo y marrón cuando está maduro. Existen más de 200 nombres comunes solo para la especie *Capsicum annuum*, cuyos nombres dependen del estado de maduración de los frutos, región, tamaño, coloración y/o forma. Algunos de los más comunes son el pimentón, pimienta morrón, cayena, jalapeño y chiltepín (Zhigila et al., 2014).

El género *Capsicum* contiene 50 000 variedades alrededor de todo el mundo (Antonio et al., 2018). México es considerado como el centro de diversificación y domesticación de la especie *C. annuum* (Aguirre-Hernández & Muñoz-Ocotero, 2015), es la especie más importante debido a la superficie sembrada, volúmenes de cosecha y gran consumo, lo que deriva una gran importancia económica (Guevara-González et al., 2018).

El chile es uno de los cultivos más importantes a nivel mundial. Integran diferentes especies y variedades que se adaptan a diversos climas y tipos de suelo, debido a esto tiene amplia distribución geográfica (Aguirre-Hernández & Muñoz-Ocotero, 2015).

Importancia económica

El Chile fresco es cultivado en 126 países alrededor del mundo, siendo China el mayor productor a nivel mundial con más de 18 millones de toneladas anuales, y México como el

segundo productor más importante con alrededor de 3.5 millones de toneladas (FAOSTAT, 2017); así también el Chile seco se cultiva en 70 países siendo India el mayor productor con alrededor de 2 millones de toneladas (T), y Tailandia con 349.615 T (Tripodi & Kumar, 2019).

La producción de chile se ha convertido en una fuente importante de ingresos para los productores de muchos países, debido a que su valor económico ha ido aumentando desde 1991, de manera que la producción de chile desempeña un papel importante en el comercio internacional, debido a que el chile fresco aporta 30.208 mil millones de dólares y el chile seco 3.8 mil millones de dólares (Tripodi & Kumar, 2019).

Importancia culinaria y medicinal

El consumo del chile como alimento es diverso entre los diferentes países, regiones y culturas; son consumidos como verdura en fresco, secos como condimento o especias en polvo, y en salsas para distintos platillos. De manera que sus usos alimentarios dependen del estado del fruto ya sea en (a) fresco en estado verde inmaduro o rojo maduro, como verdura, (b) procesados en fresco para salsas, pastas, encurtidos, etc. y (c) Frutos secos en polvo como especias (Tripodi & Kumar, 2019).

Además de su importancia como alimento, se ha reportado que la especie es utilizada como medicamento entre las comunidades indígenas de México, Centro y Sudamérica (Yáñez et al., 2015). Cabe señalar que la medicina tradicional le atribuye propiedades laxantes, rubefacientes y expectorantes (Yáñez et al., 2015). Esto, debido a que contiene una serie de compuestos bioactivos antioxidantes como fenoles, ácido ascórbico, carotenoides y capsaicina (Medina et al., 2006; Simonovska et al., 2016; Zhuang et al., 2012).

Compuestos bioactivos de *Capsicum*

Función ecológica

La domesticación de cultivos influye en las interacciones bióticas y abióticas mediadas por las defensas químicas de las plantas, es decir por los metabolitos secundarios.

Se sabe que los chiles son fuentes de diferentes fitoquímicos, en los que incluyen Vitamina C, compuestos fenólicos, flavonoides y carotenoides (Zhuang et al., 2012). Sin embargo, existe diferencia entre el contenido de metabolitos secundarios entre especies domesticadas y silvestres, debido a la función mediadora ecológica que desempeñan con las interacciones bióticas y abióticas (Luna-Ruiz et al., 2018). Una particularidad importante del género *Capsicum* es la producción de capsaicinoides en las células de la placenta del fruto, mismos que otorgan su sabor picante característico del fruto (Stewart et al., 2007).

Las especies del género *Capsicum* son las únicas dentro de la familia Solanaceae que utilizan capsaicinoides como su principal medio de defensa química; la sensación de picor que se desencadena al consumir los frutos, viene dada por la interacción con los receptores vanilloides como un mecanismo de defensa contra la herbivoría de los mamíferos (Tripodi & Kumar, 2019).

En los frutos y semillas de *Capsicum* median interacciones ecológicas específicas con variedades de vertebrados, invertebrados, plantas nodrizas y microbios; específicamente, la capsaicina es un metabolito secundario que se encuentra en los tejidos placentarios del fruto del chile que media las interacciones con los dispersores de semillas como las aves y con los depredadores de semillas, que van desde hongos a insectos y roedores (Luna-Ruiz et al., 2018).

Los compuestos fenólicos son un grupo muy grande de moléculas que cumplen una amplia variedad de funciones en la planta, son esenciales para el crecimiento y desarrollo, reproducción y defensa por estrés biótico y abiótico (García-Mier, 2015). De manera similar, ayudan a controlar el crecimiento en diámetro, pigmentación y defensa contra diversos patógenos o actúan como moléculas de señalización para distinguir simbiontes (Naczk & Shahidi, 2006), puesto que incluyen moléculas de señalización, pigmentos y sabores que pueden atraer o repeler, así como compuestos que pueden proteger la planta contra insectos, hongos, bacterias y virus. Los taninos y la lignina son polímeros fenólicos. Los taninos se usan comercialmente como colorantes y astringentes, mientras que la lignina contribuye a la rigidez estructural de células y tejidos, y es esencial en el desarrollo vascular (Hassan et al., 2011).

Por su parte, los pigmentos carotenoides son responsables de los colores atractivos de las frutas y las flores, y tienen un papel importante en la atracción de polinizadores y animales que actúan como vehículos de dispersión de semillas (Luna-Ruiz et al., 2018).

El conocimiento actual disponible sobre la función particular de los metabolitos secundarios en los cultivos de las especies de los géneros *Solanum* y *Capsicum*, señala que afectan la reproducción y sobrevivencia de las plantas solanáceas silvestres frente a las domesticadas (Luna-Ruiz et al., 2018).

Importancia de los compuestos bioactivos de Capsicum para la salud humana

Debido a las características bioquímicas del chile, está dentro de la canasta básica de alimentación y se considera como parte de la medicina tradicional para enfermedades degenerativas y trastornos intestinales (Fallik & Ilic, 2014).

Capsicum annuum se puede consumir en forma fresca, seca o procesada. Es una rica fuente de vitamina C (ácido ascórbico), provitamina A (carotenos) y calcio (Di Sotto et al., 2018).

La variedad de compuestos bioactivos, especialmente los antioxidantes en su perfil fitoquímico, lo convierten en una opción ideal para prevenir el daño celular, la insurgencia del cáncer, prevalencia de diabetes, trastornos cardiovasculares, cataratas, el Alzheimer y la enfermedad de Parkinson (Imran et al., 2018).

El Chile se caracteriza por tener un alto grado de vitamina C, carotenoides (principalmente zeaxantina, luteína y capsantina), fenoles, capsaicinas, xantofilas y flavonoides, además de poseer una alta actividad antioxidante (Di Sotto et al., 2018; Imran et al., 2018; Yáñez et al., 2015; Zhuang et al., 2012).

También contienen igualmente heterósidos diterpénicos (capsianósidos) y un heterósido del furostanal (capsicósido). Su coloración se debe a la presencia de carotenoides con terminación ciclopenténica cuyo contenido aumenta a lo largo de la maduración (Yáñez et al., 2015)

Capsaicina

La pungencia o sabor picante de los chiles se debe al contenido variable en amidas (Yáñez et al., 2015); es una característica de los chiles comercialmente importante, y se debe a los capsaicinoides, es decir, una mezcla de siete alquil-vanililamidas de cadena ramificada homólogas. El contenido en capsaicinoides, varía dependiendo de la especie y variedad del Chile, por ejemplo es muy bajo su contenido en los pimientos morrones (Bruneton, 2001).

La capsaicina y la dihidrocapsaicina son las más abundantes, ya que representan casi el 90% de los capsaicinoides totales (Tripodi & Kumar, 2019), mientras que la norcapsaicina, nordihidrocapsaicina, nomordihidrocapsaicina, homodihidrocapsaicina y homocapsaicina se encuentran en cantidades menores (Luo et al., 2011; Simonovska et al., 2016).

Se sabe que la Capsaicina (trans-8-metil-N-vanilil-6-nonenamida) no es un compuesto simple, si no que se trata de una mezcla de varias amidas, que son comúnmente conocidas como capsaicinoides, siendo la Capsaicina la más importante entre ellas (Yáñez et al., 2015). La capsaicina es una sustancia de naturaleza alcaloide, concretamente un protoalcaloide, cristalino, lipofílico, incoloro e inodoro, cuya fórmula molecular es $C_{18}H_{27}NO_3$. Su peso molecular es de 305,40 g / mol y es soluble en grasas, alcoholes y aceites (Reyes-Escogido et al., 2011).

La capsaicina presenta efectos benéficos para la salud humana, puesto que se le atribuyen efectos antioxidantes, antitumorales, antiinflamatorios, y anti obesidad, además, los capsaicinoides también muestran los beneficios en el sistema cardiovascular y gastrointestinal (Luo et al., 2011). Además, el consumo de capsaicinoides reduce efectivamente los triacilglicérols, el colesterol total plasmático (PTC) y el colesterol de lipoproteínas de baja densidad, de modo que ayuda en la prevención de enfermedades cardiovasculares (Imran et al., 2019).

Se ha demostrado que los vaniloides, familia de moléculas a la que pertenece la Capsaicina, se unen a las proteínas en la mitocondria de la célula cancerosa y genera la apoptosis o muerte celular, sin dañar a las células sanas circundantes. La bioquímica de las mitocondrias en células cancerosas es muy diferente a la de las células normales, de ahí la gran selectividad de la Capsaicina en el tratamiento de los diferentes tipos de cáncer (Athanasίου et al., 2007).

Ácido ascórbico (Vitamina C)

El chile ha sido descrito como la verdura con el mayor contenido de vitamina C o ácido ascórbico (Zhuang et al., 2012). La fórmula empírica del ácido ascórbico es $C_6H_8O_6$ (Oro & Donnamaría, 2006). Puede encontrarse en cantidades de los 50 a 360 mg/100 g (Waizel-Bucay & Morfin, 2011). Es una vitamina inestable y sensible a diversas formas de degradación.

El ácido ascórbico, es una vitamina hidrosoluble emparentada químicamente con la glucosa. Se encuentra en el citosol, cloroplastos, vacuolas, mitocondrias y paredes celulares (Rautenkanz et al., 1994).

Las variaciones en los niveles de vitaminas en el chile varía notablemente entre especies de *Capsicum* e incluso entre variedades, también su variación depende de la madurez del fruto, el ambiente de desarrollo de la planta, manejo agronómico, factores climáticos y vida post-cosecha, son algunos de los factores que influyen en el contenido y concentración de compuestos en el fruto del chile (Cruz-Pérez et al., 2007; López-López et al., 2015).

Está documentado que las funciones del ácido ascórbico son cuatro: antioxidante por su rápida reacción con superóxidos tales como el ozono y el peróxido de hidrogeno; cofactor de enzimas hidroxilasas, como las prolil y lisil-hidroxilasas, relacionadas con la síntesis de la hidroxiprolina y de la hidroxiprolina; transporte de electrones, ya que funciona como donador de electrones durante la fotosíntesis y para la mitocondria; y síntesis de oxalato y tartaratos, ya que puede formar oxalato y tartarato (López-López et al., 2015).

En humanos, es necesario el ácido ascórbico para la síntesis del colágeno y de los glóbulos rojos, y contribuye al buen funcionamiento del sistema inmune. Juega un papel importante en el metabolismo del hierro, en la transformación de dopamina en noradrenalina y en la biosíntesis de carnitina (López-López et al., 2015).

También, la vitamina C es un factor preventivo del cáncer por su capacidad de inhibir la síntesis de compuestos N-nitrosos en el estómago y por estimular al sistema inmune (Cruz-Pérez et al., 2007).

Fenoles

El género *Capsicum* es una rica fuente de fenólicos (Deepa et al., 2007), que bajo estrés, producen antioxidantes entre los que destacan los compuestos fenólicos; dicho incremento puede irse dando conforme va madurando el fruto (García-Mier, 2015).

C. annuum es reconocido por su abundante contenido de vitamina C y compuestos fenólicos solubles totales más grande que otros vegetales comúnmente reconocidos como fuente de estas sustancias (Kumar et al., 2010; Marinova et al., 2005).

Los compuestos fenólicos son metabolitos secundarios de plantas que se derivan de las vías de fosfato de pentosa y fenilpropanoide (Rodrigues et al., 2008). Los fenólicos o polifenoles son un grupo de sustancias frecuentes y extendidos en el mundo de las plantas, con más de 8000 estructuras fenólicas identificadas (Tsao, 2010). Se pueden encontrar en casi todos los órganos de las plantas y, según su estructura, cumplen diferentes funciones que van desde los componentes esqueléticos de diferentes tejidos hasta la pigmentación de varios órganos de la planta (Ignat et al., 2011).

Entre los fitoquímicos antioxidantes, los polifenoles merecen mención especial debida a sus propiedades captadoras de radicales libres. Estos compuestos cuyos niveles varían fuertemente durante el crecimiento y la maduración de los frutos, también son importantes por su contribución al picor, amargor, color y sabor de los frutos (Deepa et al., 2007).

Los ácidos fenólicos son una de las principales clases de compuestos fenólicos que se encuentran en las plantas y se presentan en forma de ésteres, glucósidos o amidas, pero rara vez en forma libre. La variación estructural de los ácidos fenólicos depende del número y posición de los grupos hidroxilo en el anillo aromático. Los ácidos fenólicos tienen dos estructuras distintivas: el ácido hidroxicinámico y el ácido hidroxibenzoico. Como ácidos benzoicos más comunes son el ácido vanílico, gálico, y siríngico (Pereira et al., 2009). Los flavonoides son otros compuestos fenólicos y están compuestos por dos anillos aromáticos unidos por una unidad de tres átomos de carbono (C6- C3-C6). Este esqueleto de carbono es la explicación de la diversidad química de esta familia de compuestos. Las estructuras básicas de los flavonoides son las agliconas, pero en las plantas, la mayoría de ellas son glucósidos (Tsao, 2010).

Los compuestos fenólicos son fitoquímicos dietéticos comunes que se encuentran en frutas, verduras y granos. Hay evidencias que sugieren que los fenólicos alimentarios pueden tener efectos protectores contra las enfermedades degenerativas (Liyanapathirana & Shahidi, 2005). Poseen una amplia gama de funciones fisiológicas como antioxidantes, anticancerígenos, antiinflamatorios, antialérgicos, antiartógenos, antimicrobianos, antitrombóticos, cardioprotectores y vasodilatadores en mayor o menor medida (Rodrigues et al., 2008).

***Capsicum annum* L.**

C. annum es una de las cinco especies de *Capsicum* domesticadas en América. La especie integra diversidad en variación morfológica debido a la variabilidad en tamaños, formas y color de sus frutos (Medina et al., 2006). Junto con el maíz, *C. annum* es uno de los cultivos principales por pertenecer a la dieta neotropical de las civilizaciones mesoamericanas (Aguilar-Melendez et al., 2009), y se cree que México y América central son su centro de origen (Guevara-González et al., 2018).

Parte de la importancia de esta especie, es que contiene una serie de compuestos bioactivos antioxidantes como fenoles, ácido ascórbico, carotenoides y capsaicinoides, cuyo contenido varía con el grado de maduración de los frutos (Medina et al., 2006).

Características morfológicas

Casi todos los chiles mexicanos pertenecen a *C. annum*. Su comportamiento es anual y en algunos casos perenne; tiene tallos erectos, herbáceos y ramificados de color verde oscuro, el sistema de raíces llega a profundidades de 0.70 a 1.20 m, y lateralmente hasta 1.20 m, la altura promedio de la planta es de 60 cm, las hojas son planas, simples y de forma ovoide alargada, las flores son perfectas (hermafroditas), formándose en las axilas de las ramas; son de color blanco, el fruto en algunas variedades se hace curvo cuando se acerca a la madurez; para el caso de los chiles verdes usualmente se cosechan cuando están grandes y firmes en la fase verde inmadura, también se puede permitir que maduren al color rojo, amarillo, naranja, morado u otros colores (Montes-Hernández et al., 2010).

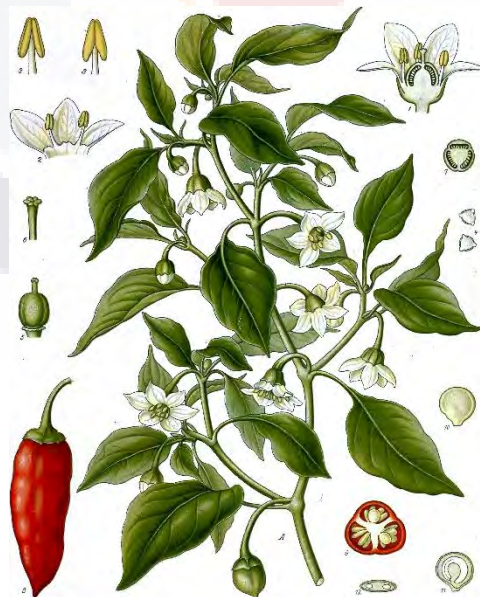


Figura 1. *Capsicum annum*

Producción de chile en México

México es el país con la mayor cantidad de variedades genéticas de *Capsicum annum*. La especie integra variabilidad en tamaños, formas y colores de plantas y frutos (Antonio et al., 2018).

Se producen alrededor de 150 000 hectáreas sembradas con más de dos millones de toneladas anuales de chile seco y verde, lo que representa un valor comercial de aproximadamente 13 224 millones de pesos. México se ubica como el principal exportador de chile verde a escala internacional y es el segundo productor mundial. Los principales estados productores son: Chihuahua, Sinaloa, Guanajuato, Zacatecas y Sonora (Aguirre-Hernández & Muñoz-Ocotero, 2015).

Se han identificado 64 tipos de chiles en el país; Oaxaca con mayor diversidad con al menos 25 tipos, Guerrero con 12, Puebla con 10 y Veracruz con nueve (Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas, 2017). Las variedades que más se cultivan son: Jalapeño, Serrano, Poblano, Pimiento morrón, Chile de árbol, Chilaca, Piquín, Güero, y Mirasol (Aguirre-Hernández & Muñoz-Ocotero, 2015).



Figura 2. Los chiles de México; Nativos silvestres, Nativos domesticados, e introducidos (CONABIO, 2017)

Producción de chile verde en México

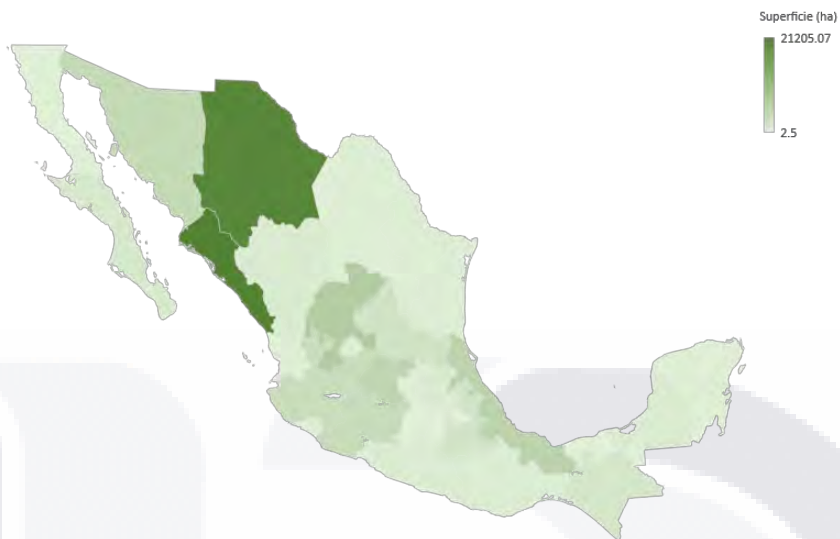


Figura 3. Superficie sembrada (ha) de Chile verde en México (Cuadro 1)
 Fuente: Elaboración propia con datos extraídos de (SIAP, 2019)

Cuadro 1. Estados de México con producción de chile verde

No.	Estado	Superficie (ha)
1	Sinaloa	21,205.07
2	Chihuahua	20,236.74
3	Zacatecas	6,940.5
4	Veracruz	5,645.68
5	Guanajuato	5,138.99
6	Sonora	4,523.45
7	Michoacán	4,072.13
8	Jalisco	3,796.05
9	San Luis Potosí	2,646.8
10	Puebla	2,513.44
11	Chiapas	1,920.2
12	Baja California Sur	1,529
13	Durango	1,137.22
14	Hidalgo	1,032.83
15	Campeche	1,022.7
16	Guerrero	937.57
17	Oaxaca	842.44
18	Aguascalientes	833.83
TOTAL		85, 974.64

Elaboración propia. Fuente: (SIAP, 2019)

Producción de chile rojo en México

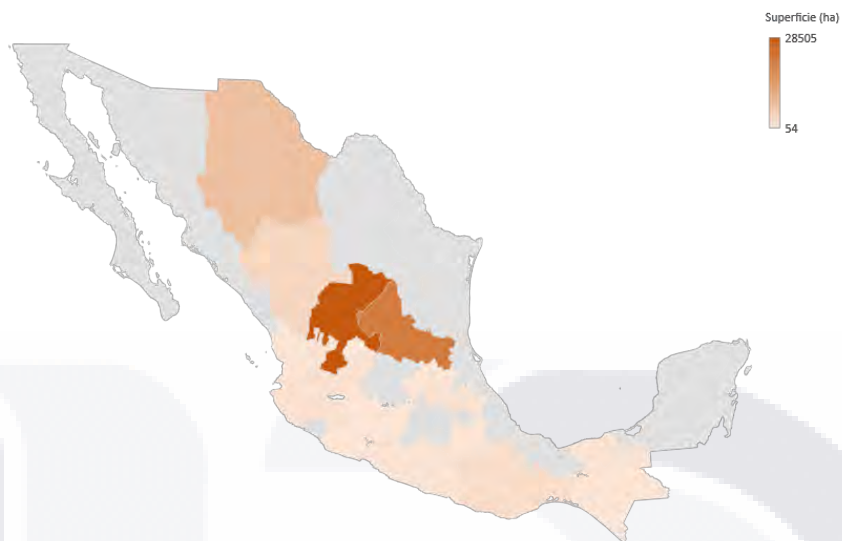


Figura 4. Superficie sembrada (ha) de Chile rojo en México (Cuadro 2)
 Fuente: Elaboración propia con datos extraídos de (SIAP, 2019)

Cuadro 2. Estados de México con producción de chile rojo.

No.	Estado	Superficie (ha)
1	Zacatecas	28,505
2	San Luis Potosí	21,599.67
3	Chihuahua	7,564
4	Durango	3,050
5	Oaxaca	1,734.98
6	Jalisco	824.03
7	Hidalgo	615
8	Tabasco	526
9	Guerrero	401.64
10	Puebla	328
11	Chiapas	297
12	Querétaro	147
13	Nayarit	109
14	Michoacán	101.3
15	Aguascalientes	54
TOTAL		65, 856.62

Elaboración propia. Fuente: (SIAP, 2019)

Producción de chile verde en Aguascalientes

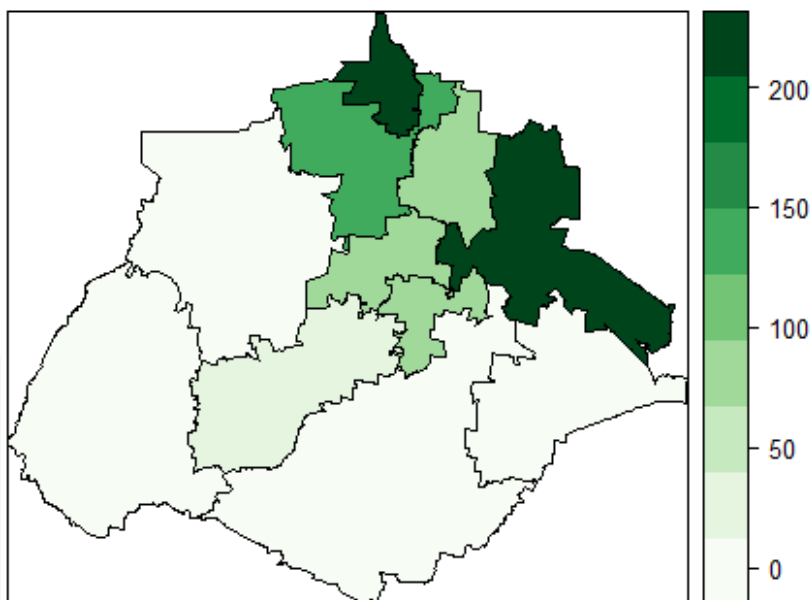


Figura 5. Superficie sembrada (ha) de Chile verde en Aguascalientes (Cuadro 3)
 Fuente: Elaboración propia con datos extraídos de (SIAP, 2019)

Cuadro 3. Hectáreas de producción de chile verde en el estado de Aguascalientes

Municipio	ha
Asientos	216
Cosío	205.35
Rincón de Romos	130
Pabellón de Arteaga	88
San Francisco de los Romo	80
Tepezalá	68
Jesús María	33
Calvillo	8
Aguascalientes	5.48
TOTAL	833.83

Elaboración propia. Fuente: (SIAP, 2019)

Problemas Fitopatológicos

Cuando las funciones de las plantas son alteradas por organismos fitopatógenos, condiciones del medio ambiente, y mal manejo del suelo y riego, las plantas presentan enfermedades. Dependiendo del agente causal de la enfermedad, la planta sufrirá procesos específicos (Agrios, 2001).

La clasificación de las enfermedades de las plantas dependerá de, (a) los síntomas que presenta (podriciones de la raíz, canchales, marchitamientos, manchas foliares, sarnas, tizones, antracnosis, royas, carbones, mosaicos, amarillamientos, manchas anulares), (b) órgano de la planta afectado (enfermedades de la raíz, tallo, hojas o frutos), (c) tipo de planta afectada (enfermedades de los cultivos mayores, de hortalizas, de árboles frutales, del bosque, del césped, de plantas ornamentales), (d) por factores abióticos (temperaturas muy altas o muy bajas, falta o exceso de humedad en el suelo, falta o exceso de luz, falta de oxígeno, contaminación atmosférica, deficiencia de nutrientes, toxicidad mineral, aridez o alcalinidad del suelo (pH), toxicidad de los plaguicidas, y prácticas agrícolas inadecuadas), y (e) por tipo de agente patógeno causante de la enfermedad (enfermedades por hongos, oomicetos, bacterias y micoplasmas, plantas superiores parásitas, virus y viroides, nematodos, y protozoarios) siendo este último criterio, el más usado (Agrios, 2001).

Las enfermedades por patógenos en las plantas causan el debilitamiento del hospedante a causa del uso de los recursos nutritivos de la planta hospedante, alteran el metabolismo de las células del huésped debido a la secreción de toxinas, enzimas o sustancias reguladoras de crecimiento, bloqueo del tejido vascular para la translocación de los nutrientes minerales, alimentos y agua; y consumo del contenido de las células del hospedante, con las que entran en contacto (Agrios, 2001).

Oomicetes

Los Oomycota son una clase distinta de microorganismos eucariontes similares a hongos, muchos de los cuales son patógenos de plantas o animales altamente destructivos (Fawke et al., 2015; Fry & Grünwald-Cornell, 2010). Durante mucho tiempo, los oomicetos fueron considerados como hongos superiores, debido a su hábito de crecimiento filamentoso, nutrición por absorción y reproducción a través de esporas, sin embargo, actualmente está claro que este grupo de organismos no está relacionado con los hongos verdaderos, parecen estar más estrechamente relacionados las algas y las plantas verdes (Fry & Grünwald-Cornell, 2010).

Las características que distinguen a los oomicetos de los hongos son: los tabiques (paredes celulares) en las hifas son raros, lo que define una condición multinucleada denominada cenocítica; los núcleos de las células vegetativas son típicamente diploides; la pared celular está compuesta por glucanos β -1,3 y β -1,6, y no de quitina (el polímero de N-acetil glucosa

amina, que se encuentra en las paredes de los hongos verdaderos); muchas especies producen esporas nadadoras biflageladas sin paredes (zoosporas) en estructuras llamadas esporangios, siendo esta una de las características más distintivas (Fawke et al., 2015; Fry & Grünwald-Cornell, 2010). Los oomicetos son diploides durante su etapa micelial vegetativa, mientras que los hongos producen predominantemente talos haploides, aunque existen excepciones. Las células de los oomicetos se pueden distinguir morfológicamente de los hongos verdaderos por sus mitocondrias, ya que poseen crestas tubulares en contraposición a las crestas aplanadas de los hongos, o por sus hifas, que no siempre están septadas (Fawke et al., 2015).

El flagelo anterior de una zoospora es del tipo oropel, mientras que el flagelo posterior es del tipo latigazo. Las zoosporas pueden nadar en películas de agua sobre la superficie de las hojas, en el agua del suelo, en medios hidropónicos, y en cuerpos de agua naturales. En algunas especies se ha perdido la capacidad de producir zoosporas; los esporangios pueden germinar directamente para producir tubos germinativos, un rasgo que a menudo depende de la temperatura (Fry & Grünwald-Cornell, 2010).

La reproducción sexual ocurre a través de la producción de los gametangios ovogonios y anteridios, que por lo general cada individuo produce ambos.

En algunas especies, ocurren dos tipos distintos de apareamiento y ambos son necesarios para la reproducción sexual, heterotálicas u homotálicas. En los oomicetos heterotálicos, los gametangios se producen solo en presencia de ambos tipos de apareamiento debido al hecho de que una hormona producida por un talo estimula al otro a producir gametangios. En homotálicos, la reproducción sexual ocurre dentro de un solo individuo. A diferencia de las especies heterotálicas, los individuos homotálicos no requieren distintos tipos de apareamiento, pero pueden reproducirse sexualmente por autofecundación (Fry & Grünwald-Cornell, 2010).

Enfermedades causadas por hongos y oomicetos

Existen aproximadamente 100 000 especies de hongos, de las cuales 8000 son de importancia patogénica en plantas (Agrios, 2001).

Todas las plantas son atacadas por algún tipo de hongo, y cada uno de los hongos parásitos ataca a uno o más tipos de plantas. Hay dos tipos de hongos parásitos, los parásitos obligados o biotrófos que crecen y se reproducen cuando establecen una cierta asociación con las plantas, que les sirven de hospedante durante todo su ciclo de vida, y los parásitos no obligados que requieren de una planta hospedante durante una cierta etapa de su ciclo de vida, el cual lo pueden concluir desarrollándose en materia orgánica muerta, o bien creciendo y reproduciéndose tanto en materia orgánica muerta como en plantas vivas (Agrios, 2001)

Las enfermedades de las plantas causadas por oomicetos básicamente son de dos tipos, las que afectan a los órganos de la planta que se localizan en el suelo y las que se encuentran en

contacto con él (raíces, tallos, tubérculos, semillas y frutos carnosos depositados sobre el suelo). Dichas enfermedades son producidas por las especies de *Aphanomyces*, *Phytium* y *Phytophthora* (Agrios, 2001). Las enfermedades que causan incluyen el tizón de las plántulas, pudrición de raíz, tizón foliar y mildiú veloso (Fry & Grünwald-Cornell, 2010).

***Phytophthora capsici* Leo.**

Clasificación Taxonómica (Iribarren, 2015)

Reino: Chromista

Phylum: Oomycota

Clase: Oomicetes

Subclase: Peronosporomycetidae

Orden: Peronosporales

Familia: Pythiaceae

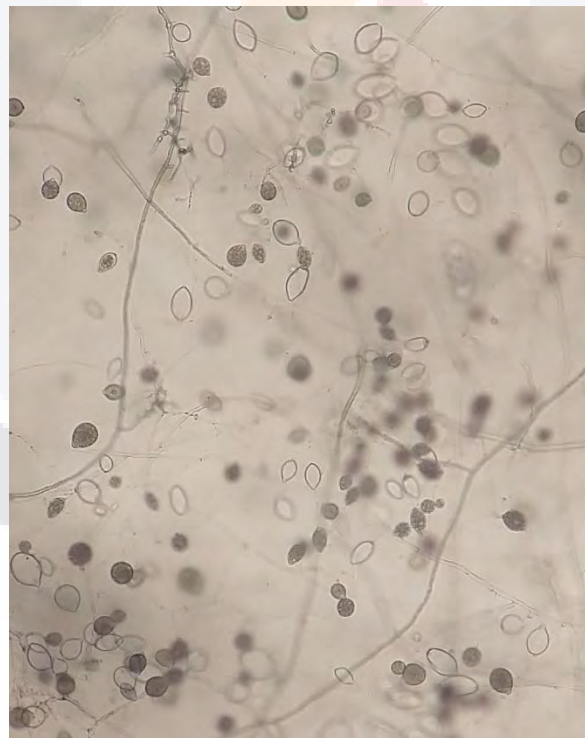


Figura 6. *Phytophthora capsici*.

Es un oomiceto que posee hifas cenocíticas y micelio alargado, produce zoosporangios que producen zoosporas con dos flagelos. Forman los esporangios (zoosporangios) en la punta de las hifas (Agrios, 2001)(Figura 6). El oomiceto vive como saprófito en el suelo y es

considerado un patógeno importante de muchos cultivos debido a que causa grandes pérdidas (Ramírez et al., 2015). Tiene una distribución mundial, por lo que lo convierte en un problema de escala cosmopolita.

P. capsici es la causa principal de la pudrición basal y de raíz del chile (*C. annuum*) (Ramírez et al., 2015), así como también en la zanahoria y la calabaza, y la pudrición del fruto del chile, tomate, berenjena y de algunas cucurbitáceas (Agrios, 2001; Ma et al., 2016). El patógeno, también puede infectar la corona y partes foliares de muchos hospederos, ya sea por exceso de irrigación o por salpique (Ramírez et al., 2015).

La enfermedad en la planta, se caracteriza por un marchitamiento repentino como consecuencia de la pudrición de las raíces y la base del tallo (Ma et al., 2016). Los síntomas de la enfermedad se desarrollan rápidamente durante períodos de alta humedad del suelo, asociados con lluvias prolongadas o irrigación frecuente (Ramírez et al., 2015).

Forma de contagio por Phytophthora capsici

El oomiceto inverna en forma de oosporas o micelio en el suelo o en raíces infectadas. En la primavera, las oosporas germinan en forma de zoosporas, mientras que el micelio prosigue su desarrollo, produciendo zoosporangios que liberan zoosporas. Las zoosporas nadan en el agua del suelo y al entrar en contacto con las raíces de las plantas susceptibles son infectadas. El hongo forma más micelio y zoosporas durante los climas húmedos y moderadamente fríos y lleva la enfermedad a otras plantas (Figura 7). Por otra parte, climas secos cálidos o incluso demasiado fríos, el hongo sobrevive en forma de oosporas o micelio que puede reiniciar nuevas infecciones cuando las condiciones de suelo y temperatura son favorables (Agrios, 2001).

Algunas relaciones que se establecen entre el oomiceto y su hospedante, es que el oomiceto ataca primero el tallo de la planta por debajo de la superficie del suelo, o bien, primero ataca a la raíz principal y producir síntomas semejantes a los de la sequía y el marchitamiento general de los órganos aéreos de la planta, posteriormente aparecen canchales o cualquier tipo de lesiones directas por arriba de la superficie de suelo (Agrios, 2001).

P. capsici se favorece con las temperaturas bajas y por la alta humedad del suelo y humedad atmosférica, por ello, las áreas con poca altitud y pobremente drenadas es más común que sean infectadas por más alto grado de virulencia (Agrios, 2001).

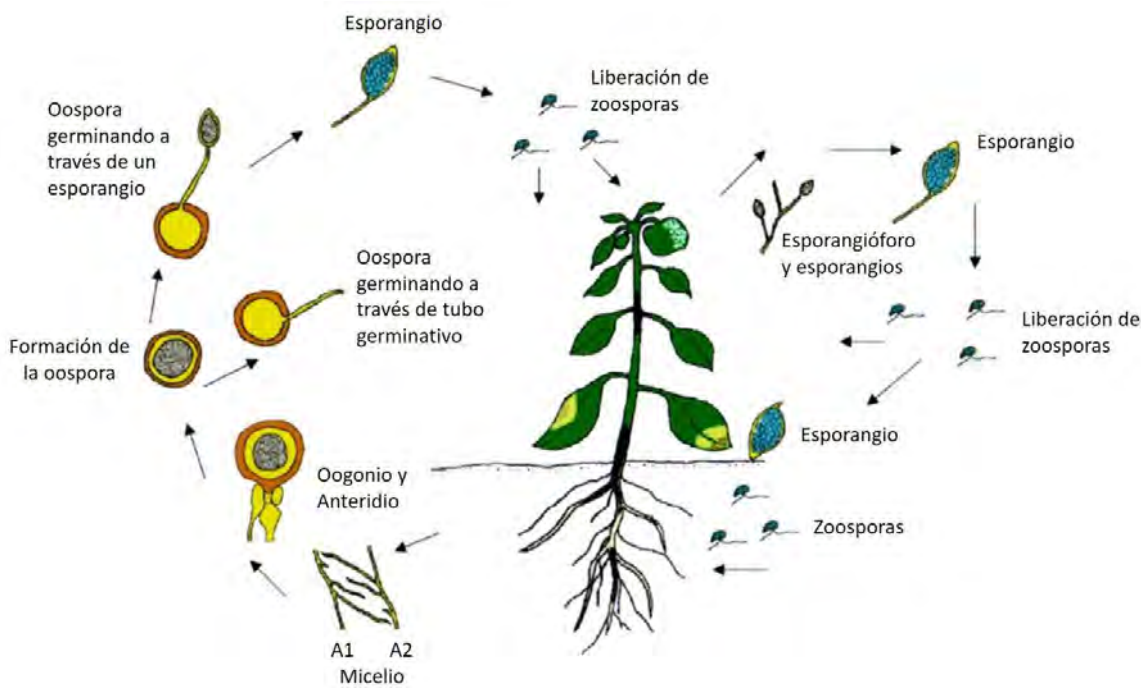


Figura 7. Ciclo de vida de *P. capsici*.
 Fuente: (Ristaino & Johnston, 1999)

Métodos de control

Las plantas están expuestas constantemente a microorganismos, debido a ello se han desarrollado diferentes estrategias para defenderse de la infección por patógenos (Alejo-Iturvide et al., 2008), aunque algunas veces pueden perder la batalla contra ellos.

Los métodos de control del patógeno no han sido del todo efectivos debido a la persistencia de sus oosporas en el suelo que son resistentes a la desecación, temperaturas frías y otras condiciones extremas, por lo que pueden sobrevivir por muchos años sin un hospedero (Hausbeck & Lamour, 2004).

Las opciones de control de enfermedades con agroquímicos pueden causar resistencia, fitotoxicidad y contaminación del ambiente, por lo que es de suma importancia el uso de estrategias ambientalmente sostenibles para el control de la marchitez, así como de otras enfermedades (Agrios, 2001; Ko et al., 2009).

El control de *Phytophthora* y la pudrición de la raíz en chiles es muy complicado; se han hecho investigaciones de manejo sostenible de enfermedades, incluyendo prácticas culturales, correcciones del suelo, cultivares resistentes, biofungicidas, solarización, e injerto (Ma et al., 2016).

El biocontrol es uno de los medios más estudiados y comprobados para la lucha contra *P.capsici*. Por ejemplo los antagonistas fúngicos como *Penicillium striatisporum*, *Trichoderma harzianum* y *Trichoderma hamatum*, y los antagonistas bacterianos como *Bacillus amyloliquefaciens*, *Pseudomonas corrugata* y otras cepas de *Pseudomonas* y *Bacillus* se mostraron para la supresión de la enfermedad patógena (Ma et al., 2016).

También, la solarización del suelo ha mostrado ser efectiva para reducir el inóculo de patógenos de la capa superior de suelo (aprox. De 10 cm), pero esta estrategia solo es efectiva en países donde los meses de verano son muy calurosos (Ma et al., 2016).

La desinfección de suelos por medio del uso de paja de trigo como fuente de carbono seguido de inundaciones durante un lapso de dos a tres semanas reduce la población de patógenos en el suelo y también la incidencia de enfermedades en Chile (Ma et al., 2016).

Las rizobacterias promotoras de crecimiento, por medio de antibiosis, competencia por espacio y nutrientes, e inducción de resistencia sistémica, contribuyen a la protección de la planta contra patógenos radicales y foliares (Ramírez et al., 2015). Las enzimas degradadoras de la pared celular están implicadas antagónicamente contra patógenos, así mismo de la producción de fitohormonas, antibióticos, compuestos orgánicos volátiles, fitoalexinas y sideróforos, que contribuyen al biocontrol (Kim et al., 2009; Ko et al., 2009)

Por otro lado, se han implementado productos químicos de bajo riesgo como fosfatos e inductores de resistencia como Actigard (Ma et al., 2016).

La tecnología de injerto vegetal es una opción que tiene el potencial de aumentar la resistencia de las plantas contra enfermedades del suelo, generando la reducción del uso de pesticidas. El uso de plantas injertadas puede aumentar dramáticamente la productividad de las verduras cultivadas en el campo bajo un manejo convencional y orgánico. El injerto se usa principalmente para aumentar la resistencia del hospedante contra la pudrición de la raíz y las enfermedades de marchitez, y para aumentar el rendimiento. (de Miguel et al., 2007; Ma et al., 2016).

Con la eliminación gradual del bromuro de metilo debido a la preocupación del impacto negativo de los pesticidas químicos en el medio ambiente y la salud humana, el desarrollo de métodos sostenibles, ecológicos y alternativos para el manejo de enfermedades transmitidas por el suelo, como el tizón de *Phytophthora* y la pudrición de la raíz se ha convertido en una máxima prioridad (Colla et al., 2012).

El Método del Injerto

El injerto es un método de propagación vegetal que consiste en unir dos piezas de tejido vegetal: la variedad y el portainjerto; El portainjerto es la parte que confiere el sistema radicular y recibe a la variedad para brindarle beneficios de resistencia a factores bióticos o abióticos, o mejorar o aumentar la producción a la variedad. La variedad es una porción de tallo o yema que desarrolla la parte aérea del injerto, como lo son las ramas, hojas, flores y frutos (Fallik & Ilic, 2014; Osuna-Ávila et al., 2012).

El proceso de injertación es una técnica utilizada por más de 50 años en la producción de hortalizas para la protección contra las enfermedades transmitidas por el suelo (Louws et al., 2010). A ido ganado popularidad debido a que da como resultado aumento en el rendimiento de la fruta y mayor vigor general de la planta (Fallik & Ilic, 2014).

El injerto es una estrategia importante para el manejo integrado de plagas y la eliminación o atribución de resistencia a los patógenos del suelo y otras plagas de cultivos de solanáceas y cucurbitáceas. Las enfermedades más importantes que son manejadas por la técnica del injerto son causadas por hongos patógenos como *Verticillium*, *Fusarium*, *Pyrenochaeta* y *Monosporascus*; patógenos oomicetos como *Phytophthora*; patógenos bacterianos como *Ralstonia*; nematodos de la raíz, y varios patógenos de virus transmitidos por el suelo (Louws et al., 2010).

Para la elección del método de injertado se deben considerar varios factores, entre ellos destacan los cultivares que serán injertados, el portainjerto y la variedad, los objetivos por los cuales se llevará a cabo, la experiencia de la mano de obra, las condiciones del manejo del injertado, también la tasa de sobrevivencia de las plantas para injertar, la edad y calidad de las plantas, y el manejo posterior de las plantas injertadas (Fallik & Ilic, 2014)

El método por empalme en hortalizas es de los métodos más empleados debido a que varias investigaciones lo avalan como el mejor por la tasa de sobrevivencia alta en comparación con el de hendidura, aproximación y lateral (Temperini et al., 2013).

Un desafío asociado al injerto es la selección de portainjertos para el manejo de la enfermedad, debe ser específica del sitio, la estructura de la población, y la dinámica del patógeno, así como los factores edáficos, ambientales, y antropogénicos (Louws et al., 2010).

Comprender la revascularización espacial entre el portainjerto y en la variedad en la unión del injerto es crucial porque podría ayudar a que el injerto sea más exitoso y de mayor calidad, lo que aumentaría el beneficio económico del injerto (Dogra et al., 2018).

El Portainjerto

Los portainjertos o también conocidos como patrones, son plantas cuyo sistema radicular brinda soporte a la variedad a cultivar para evitarle el contacto con el suelo (de Miguel et al., 2007).

La creciente demanda de los consumidores de hortalizas de alta calidad hace indispensable la práctica de seleccionar cuidadosamente combinaciones de variedad-portainjerto para garantizar frutos de alta calidad (Fallik & Ilic, 2014).

Para la elección del portainjerto se debe tomar en cuenta las siguientes características: ser inmune a la enfermedad que se desea prevenir, que no presente dificultades con algún otro parásito del suelo que le puedan afectar de manera grave o frecuente, que sea muy vigoroso y rusticidad, que sea conocido de tener una buena afinidad con la planta que le será injertada, ser una planta sana, y que se conozca no desfavorezca la calidad y producción del fruto (de Miguel et al., 2007). También debe considerarse que la compatibilidad es muy específica, lo que significa que un portainjerto en particular generalmente no es compatible con todas las variedades comerciales de una especie determinada (Dogra et al., 2018), por lo que es recomendable hacer un estudio previo de compatibilidad, para completar una buena elección del portainjerto.

La elección de un portainjerto adecuado hará la diferencia en los resultados; generalmente se eligen portainjertos de raíces vigorosas y resistentes, ello conferirá el aumento en la absorción de agua y minerales (Oda et al., 2005), lo que permitirá ahorro de área de siembra e insumos sin reducir rendimiento.

Se ha documentado que también los portainjertos son seleccionados para combatir plagas foliares, incluidos los patógenos, los artrópodos y los virus (Louws et al., 2010).

Influencia del portainjerto sobre la variedad

No es sorprendente que los portainjertos tengan un impacto drástico en la variedad y los frutos obtenidos, ya que puede haber mejora en el vigor de la planta, resistencia a las enfermedades, mejor tolerancia al estrés biótico y abiótico como temperaturas altas y bajas, tolerancia a ciertas características del suelo como salinidad, así como mejor absorción de nutrientes (Fallik & Ilic, 2014). Sin embargo, existen algunas publicaciones con resultados contradictorios sobre la calidad de los frutos obtenidos de plantas injertadas, y si estos cambios pueden ser ventajosos o perjudiciales (Flores et al., 2010; Rouphael et al., 2010). Estos cambios pueden ser alteraciones del desarrollo de la planta, tamaño del fruto, calidad, etc. (Hartmann & Kester, 1991).

El entorno o ambiente, métodos de aclimatación, métodos de producción y tipo de suelo, así como las combinaciones que pudieran surgir entre portainjerto y variedad, pueden ser en

parte, las causas por las cuales surgen las diferencias mencionadas con anterioridad (Fallik & Ilic, 2014).

El vigor de la planta injertada es intermedio entre el propio portainjerto y el de la variedad, la influencia del primero es mayor. La variedad también influencia sobre el tamaño de la raíz del portainjerto (de Miguel et al., 2007).

Las raíces vigorosas del portainjerto son generalmente capaces de absorber agua y nutrientes más eficazmente que la variedad y proporcionan un buen aporte de hormonas endógenas. El flujo de la savia procedente de la raíz del patrón contiene altas concentraciones de sustancias orgánicas y fitohormonas como las giberelinas y citoquininas (Lee, 1994).

Entonces, la apariencia, sabor, tamaño, forma, color, textura, así como sus compuestos bioactivos, pudieran verse afectados a raíz del proceso de injertado de manera positiva o negativa. Son rasgos que se deben mantener en consideración para la aceptación del consumidor final, por lo que debieran cuidarse estos aspectos y mantener seguridad en que el injerto traerá mejoras en la producción de los frutos, puesto que cualquier factor externo que afecte estos rasgos puede modificar los parámetros de calidad de los productos frescos y por lo tanto, puede conducir a cambios en la calidad del producto final (Fallik & Ilic, 2014).

Se conocen estudios en los que se han obtenido resultados en los que se detectan modificaciones en el contenido vitamínico de los frutos a raíz de la injertación, sin embargo, en esos mismos frutos el tamaño sufrió un aumento considerable con respecto a los no injertados, aunque también se ha demostrado que el proceso de injertado ha aumentado el valor nutricional de los frutos obtenidos de estas plantas, así como el aumento hasta en un 30% en la producción de frutos comercializables (Krumbein & Schwarz, 2013; Nicoletto et al., 2013); todo ello dependerá siempre de las especies y cultivares injertados, y de ello dependerán los resultados, sumándole el manejo y las condiciones en las que se practique.

Por ejemplo, en tomate la cantidad de vitamina C puede ser o no similar en frutos de plantas injertadas (Granges et al., 1998). Se observó también que el contenido de sólidos solubles, azúcares totales y ácido ascórbico es ligeramente menor en los frutos de plantas injertadas. Sin embargo, tienen mejor color y más licopeno que las plantas sin injertar. Se han descrito escasas diferencias en contenido de N, P, K, Ca, y Mg dependiendo del portainjerto empleado (Chung et al., 1997).

Por otra parte, el injerto no afecta las características genéticas de la variedad. El efecto del injerto sobre la expresión sexual de la planta se dijo, era escaso (Lee, 1994).

En chiles y pimientos, son escasos los estudios sobre alteraciones del metabolismo vegetal y los compuestos bioactivos en el fruto, en respuesta al injerto.

Proceso de unión del injerto

El proceso de unión del injerto se distingue en tres pasos fundamentales: cohesión del portainjerto, proliferación del callo en la unión, y diferenciación vascular entre ambas partes.

La cohesión consiste en la polimerización de los materiales de las membranas celulares de la herida del injerto, proporcionando un cemento que le brinda soporte mecánico y flujo de agua. La proliferación del callo se efectúa aproximadamente a los seis días después del injerto (DDI), y es donde comienza la división en los tejidos de la variedad y después del portainjerto. El tejido necrótico se reabsorbe y se establece la continuidad y diferenciación de los elementos vasculares. La diferenciación vascular es un proceso que solo se efectúa en injertos compatibles. Esta diferenciación se lleva a cabo entre los vasos del portainjerto y variedad probablemente en respuesta a las auxinas liberadas de los vasos lesionados (de Miguel et al., 2007).

Por encima del injerto, los vasos conductores procedentes de la raíz de la variedad se necrosan pero la continuación de los del portainjerto son suficientes para asegurar un suministro de agua y nutrientes adecuados para las necesidades de ambas plantas (de Miguel et al., 2007).

El proceso de injertación debe ser certero al momento de elegir las plántulas variedad-portainjerto con diámetros cercanamente iguales, y meticuloso al momento de corte y ensamble con la pinza de silicona, ya que ello dependerá la primera fase de reconocimiento y unión entre las partes involucradas, pues el mecanismo de unión en el injerto consiste en que las regiones cambiales de la variedad y el portainjerto estén muy próximas para interconectarse a través del puente del callo. Una vez que los dos componentes del injerto, están en contacto íntimo, proliferan nuevas células parenquimatosas tanto del portainjerto como de la variedad (Dogra et al., 2018), produciendo el tejido del callo que se entremezcla y entrelaza, para llenar los espacios entre los dos componentes que conectan la variedad y el portainjerto (Aloni et al., 2010; Pina & Errea, 2005).

Sin embargo, la distinción entre una unión de injerto compatible e incompatible no siempre es clara (Dogra et al., 2018). Los factores de compatibilidad del injerto, el proceso de curación y formación de callo, así como los componentes de señalización intercambiados entre la variedad y el portainjerto, aún no son bien entendidos y explicados por la comunidad científica (Tedesco et al., 2022), sin embargo, la formación de conexiones vasculares es considerada como el requisito básico para el éxito del injerto (Pina & Errea, 2005).

Proceso histológico de la unión

En respuesta al proceso de injertado, se desembocan una serie de procesos a nivel histológico en el área de la herida de ambas plantas ensambladas de manera artificial. Entre los 3-5 días DDI, los elementos vasculares se diferencian directamente del parénquima o generalmente del tejido del callo. A los cinco DDI, en injertos de la misma especie se forman uniones entre

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

los elementos vasculares del xilema y floema de las dos plantas y entre especies de la misma familia aproximadamente a los 7 DDI. De los 5-7 DDI empieza el transporte de asimilados en los injertos compatibles. El aumento gradual de la unión es evidente debido a la aparición de puentes entre el xilema de ambas plantas. A partir de los 7-10 DDI, el cambium lesionado comienza a formar elementos del xilema y floema secundarios. La unión se completa cuando se han establecido varias conexiones del xilema y floema a través del injerto (de Miguel et al., 2007).

Es debidamente indispensable que el tejido vascular de las plantas involucradas en el injerto, este estrechamente relacionada y en etapas juveniles, puesto que el cambium vascular se encuentra entre las células del xilema y floema (Pina & Errea, 2005), y debido a que los vasos del xilema del tejido vascular transportan principalmente agua a los sitios de su evaporación, y que los tubos cribosos del tejido del floema son responsables del transporte de compuestos inorgánicos y orgánicos desde las raíces y las hojas hasta las partes donde se necesitan (Harada, 2010), es sumamente indispensable el ensamble en estos tejidos.

Durante la exitosa formación de la unión del injerto, se ha observado la proliferación de callos, tanto del portainjerto como de la variedad, la formación de puentes en los callos, la diferenciación de nuevo tejido vascular de las células de los callos y la producción de xilema y floema secundarios (Kawaguchi et al., 2008).

En el proceso de establecimiento del injerto, las nuevas células cambiales se diferencian del callo recién formado, donde forman una conexión cambial continua entre el portainjerto y la variedad (Pina & Errea, 2005). Generalmente, el primer tejido diferenciado que une la unión del injerto es el xilema de reparación de heridas, seguido por el floema de reparación de heridas; el proceso de establecimiento del injerto finaliza cuando la nueva capa cambial en el puente del callo comienza la actividad cambial típica que forma los nuevos tejidos vasculares (xilema y floema) que establecen la conexión vascular de la variedad y el portainjerto (Pina & Errea, 2005). En injertos compatibles la formación de tejido vascular se considera la última etapa del injerto exitoso después del establecimiento de la continuidad cambial y puede ocurrir una fuerte conexión en poco tiempo (Pugalendhi et al., 2021).

El desarrollo de tejido calloso entre los componentes del injerto actúa como un puente entre la variedad y el portainjerto, permitiendo que el agua y los nutrientes pasen por alto los tejidos vasculares dañados por el procedimiento de corte (Pina et al., 2012). Sin embargo, algunos estudios previos revelan que la proliferación de callo no es una señal exclusiva de injertos compatibles (Pina et al., 2012).

Factores que influyen en la unión del injerto

La temperatura marca un efecto en la formación del callo. La optima oscila entre los 23-28°C durante la fase de unión. No debe exceder los 33°C.

La humedad es un factor importante para la unión de los tejidos, debido a que deben de mantenerse húmedos, sino las probabilidades de unión se reducen. Entre más húmedo este el ambiente, menos probabilidades habrá de marchitez de los brotes sin raíz. La humedad debe estar entre 70 y 90°C y baja luminosidad para otorgar una mejor calidad del injerto y mayor tasa de supervivencia. Si baja de los 70% y alta luminosidad, ambas partes se verán perjudicadas. Una superficie de contacto eficaz depende del número y disposición de los haces vasculares de las dos plantas y de la zona de corte. Un suelo con patógenos puede perjudicar la unión del injerto, ya que en ocasiones las bacterias y hongos entran en contacto con la herida y ocasionan la muerte prematura (de Miguel et al., 2007).

Además, las auxinas, citoquininas, ABA, y el Etileno en la señalización hormonal tienen un papel importante en la interacción variedad-portainjerto para el desarrollo adecuado de las plantas injertadas (Aloni et al., 2010).

Algunos factores que ocasionan el fracaso del injerto se deben a una falta de coincidencia anatómica, mala mano de obra, condiciones ambientales adversas, enfermedades, respuestas fisiológicas adversas entre los componentes del injerto, transmisión de virus o fitoplasma, y anomalías anatómicas del tejido vascular en el puente del callo (Dogra et al., 2018).

El Injerto en Solanáceas

El injerto en hortalizas solanáceas ha contribuido a la agricultura sostenible, ya que es empleado proteger o dar resistencia contra enfermedades y patógenos como hongos, oomicetos, y nematodos transmitidos por el suelo, contra tensiones abióticas como altas y bajas temperaturas, salinidad, sequía o contenido excesivo de agua o encharcamiento en el suelo, y contra elevadas concentraciones de metales pesados y contaminantes orgánicos en el suelo, así como para mejorar el vigor de la planta y la vida útil de los frutos (Fallik & Ilic, 2014; Leal-Fernández et al., 2013).

Esta técnica se ha utilizado con éxito para controlar patógenos como *Meloidogyne javanica*, *M. incógnita* (Oka et al., 2004), *P. capsici* (Jang et al., 2012; Pintado-López et al., 2017; Sánchez-Chávez et al., 2015; Santos & Goto, 2004), y *F. oxysporum* var. *redolens* (Attia et al., 2003), entre otros.

Otras ventajas que confiere el injerto es la absorción más eficiente de agua y nutrientes del suelo para mantener mejores condiciones vitales durante períodos más largos en temporadas de crecimiento (Fallik & Ilic, 2014).

Sin embargo, se puede ver afectado el rendimiento y la calidad de los frutos producidos por las plantas injertadas dependiendo de las combinaciones de variedad-portainjerto durante la cosecha o durante su almacenamiento, de los métodos de cosecha, producción, y del entorno

(Fallik & Ilic, 2014), por lo que tiene impacto en la aceptación comercial del producto (Leal-Fernández et al., 2013).

Injertos en Chile (Capsicum spp.)



Figura 8. Injertos en *C. annuum*

Se sabe que los chiles son compatibles con otros miembros del mismo género *Capsicum*, sin embargo hay evidencia de incompatibilidad con otros taxones de la misma especie (de Miguel et al., 2007; Leal-Fernández et al., 2013). Sin embargo, en la actualidad existe evidencia de que es posible la compatibilidad con otras variedades del género, incluso en otras especies de la misma familia (Ives et al., 2012; Rodríguez & Bosland, 2010).

Hay dos tipos de injerto básicos empleados en solanáceas: (a) de aproximación, en el que durante el proceso de soldadura se mantienen las dos radículas de la variedad y del portainjerto, y (b) de empalme, en el que el brote de la variedad se une al portainjerto (de Miguel et al., 2007; Osuna-Ávila et al., 2012).

El método de injerto por empalme es el más empleado en las solanáceas, en específico en plantas de chile, debido a su facilidad en manejo y ejecución rápida, también porque se puede realizar en plántula, y porque permite la unión de los haces vasculares del portainjerto y la variedad (de Miguel et al., 2007).

Enfermedades del chile que se previenen con el injerto

La enfermedad más importante por las pérdidas que ocasiona y por la facilidad y frecuencia con la que se da, es la conocida como “secadera”, “marchitez del chile”, o “tristeza”, que es ocasionada por el oomiceto *P. capsici*. Los síntomas típicos que ocasiona el patógeno son marchitamiento y/o pérdida de turgencia en las hojas, necrosis en la base del tallo y defoliación. La parte aérea de las plantas muestra flacidez transitoria en las horas centrales

del día. En sus últimos estados, la planta muestra marchitez sin defoliación y maduración anticipada de los frutos (si hubiere) (García-Jiménez et al., 2007).

Otra de las enfermedades es “Marchitez bacteriana” ocasionada por *Ralstonia solanacearum*. Causa una enfermedad sistémica que es el principal problema bacteriano en solanáceas en Europa y Corea (de Miguel et al., 2007). Los síntomas son aspecto marchito o flácido de las hojas superiores de la planta que avanza con rapidez hasta que la planta se marchita en su totalidad. El sistema vascular se llena de bacterias, mucus y una coloración parda (García-Jiménez et al., 2007).

También, los nematodos son otro problema frecuente e importante, aunque no tan frecuente como en los tomates. Hay evidencia que existen variedades y portainjertos de chile resistentes a nematodos (de Miguel et al., 2007; Oka et al., 2004).

Antecedentes

La técnica del injerto es muy valorada por los agricultores debido a contribuyen a aumentar en el rendimiento de los frutos y dan un amplio vigor a las plantas injertadas (Tsaballa et al., 2013), así como también, las plantas injertadas absorben más eficientemente el agua y los nutrientes del suelo, y retienen su vitalidad durante períodos más largos durante la temporada de crecimiento (Lee et al., 2010). Sin embargo, también existe el riesgo de obtener algunos efectos desfavorables, como lo podría ser alteración en la calidad del fruto derivado de ciertas combinaciones con algunos portainjertos (Leal-Fernández et al., 2013; Tsaballa et al., 2013) o en su defecto favorecer la presencia de los compuestos bioactivos en el fruto (Chávez-Mendoza et al., 2015).

Existen estudios que prueban el uso del injerto en *Capsicum* con diferentes finalidades o propósitos; algunos de ellos son mencionados a continuación:

Kawaguchi et al. (2008) estudiaron la incompatibilidad en injertos en las hortalizas solanáceas representadas por tomate (*Solanum lycopersicum* L.), berenjena (*Solanum melongena* L.) y chile (*C. annuum* L.). Evaluaron el porcentaje de sobrevivencia, rendimiento, y calidad de frutos de las plantas injertadas. La sobrevivencia también fue evaluada a través de las uniones en sus tejidos y en su potencial hídrico de los injertos, así como las conductividades hidráulicas del xilema. Los injertos de tomate-chile y de chile-tomate fueron severamente incompatibles, y los injertos de tomate-berenjena y berenjena-tomate fueron moderadamente incompatibles, comparadas con las combinaciones de injerto homogéneas que fueron compatibles en un 96, 99, y 88% de sobrevivencia en tomate-tomate, berenjena-berenjena, y chile-chile, respectivamente. La inhibición del crecimiento y la alta mortalidad en los injertos de tomate-chile y chile-tomate se debieron a las discontinuidades en los haces vasculares en la unión del injerto, lo que impidió la translocación de asimilados, nutrientes minerales y agua entre variedad y portainjertos. Concluyeron que la respuesta de

las plantas a la incompatibilidad del injerto varía en plantas solanáceas dependiendo de la combinación de variedad y portainjerto.

Rodríguez y Bosland (2010) evaluaron los tipos de injertación cuña apical y el injerto de tubo, y la sobrevivencia en injertos con plántulas de tres variedades de *C. annuum* sobre el portainjerto *S. lycopersicum*. En los injertos en tubo se obtuvo una sobrevivencia del 58%. El injerto de cuña apical tuvo el mayor porcentaje de éxito, con una tasa de sobrevivencia del 100%. Concluyeron que el injerto intergenérico entre *C. annuum* y *S. lycopersicum* es factible, y puede proporcionar un mecanismo para el control de enfermedades transmitidas por el suelo que afectan los cultivos de *C. annuum*.

Osuna-Ávila et al. (2012) estudiaron la influencia en la sincronización de los diámetros en las variedades Jalapeño, Chilaca y Cayene, injertados en el portainjerto CM334, y la sobrevivencia al injerto. Determinaron que el tallo del portainjerto CM334 era compatible con Jalapeño y Chilaca. El porcentaje de sobrevivencia de los injertos fue de 90% en todas las combinaciones. Consideraron que el uso del portainjerto CM334 podría formar parte del manejo integrado para controlar *P. capsici*.

Tsaballa et al. (2013) injertaron dos variedades de chile (*C. annuum*), entre las cuales la forma del fruto difería (portainjerto con fruto largo y variedad con fruto redondo). Observaron que la forma de los frutos obtenidos de la variedad fue influenciada a partir del proceso del injertado. Además, esos cambios sufridos en la forma del fruto fueron heredados de manera estable en la progenie de las semillas durante dos generaciones siguientes. Esto observado fenotípica y genotípicamente por medio de marcadores moleculares que indicaron sobre el alcance de los cambios genéticos involucrados.

Chávez-Mendoza et al. (2013) evaluaron los compuestos bioactivos en cinco combinaciones de injertos con variedades de Pimiento (*C. annuum*); caracterizaron el contenido en β -carotenos, vitamina C, licopeno, fenoles totales, y la actividad antioxidante. Los resultados revelaron que en los injertos hubo correlación entre la actividad antioxidante y la concentración de licopeno y vitamina C. En todas las combinaciones la correlación fue directa. Determinaron que en las plantas injertadas hubo un aumento en las concentraciones de β caroteno y vitamina C, pero sin ser afectado el contenido de fenoles y licopeno. Sin embargo, estos resultados variaron dependiendo de la combinación, también afirmaron que el injerto favorece la presencia de compuestos bioactivos en el chile.

Jang et al., (2013) evaluaron la calidad de los frutos obtenidos de tres variedades de plantas de chile (*C. annuum*) injertadas en cinco diferentes portainjertos resistentes a *P. capsici*. Determinaron que el portainjerto y el período y tiempo de cosecha influyeron en la calidad aparente y la propiedad de textura de los frutos. También determinaron que el rendimiento comercializable de los frutos de los autoinjertos no se vio afectado significativamente.

Leal-Fernández et al. (2013) evaluaron las características morfológicas y el rendimiento de los frutos obtenidos de injertos de Pimiento (*C. annuum*) en ocho diferentes portainjertos, en los que incluyeron a CM334. Obtuvieron la mejor interacción de injertos con en plantas, ya que el número de frutos comercializable y su peso fueron mayores en un 23.4 y un 31.2%. Sin embargo, la peor respuesta se obtuvo con el portainjerto CM334, que mostró valores significativamente más bajos de casi todas las variables, posiblemente debido a la incompatibilidad con el injerto.

López-Marín et al., (2013) estudiaron el comportamiento de plantas sin injertar e injertos de Pimiento (*C. annuum*) con tres portainjertos comerciales en condiciones no sombreadas y sombreadas, para probar si el injerto da ventajas sobre la resistencia a la alta radiación y temperatura. Las plantas injertadas se desempeñaron mejor que las no injertadas en ambas condiciones de crecimiento, pero las diferencias fueron más evidentes en condiciones no sombreadas. Determinaron que las plantas injertadas aumentaron el rendimiento de frutos totales y comercializables en un 30 y 50% en condiciones sin sombra y sombreados respectivamente en comparación con las plantas no injertadas.

Sánchez-Chávez et al. (2015) estudiaron el efecto del uso del Pimiento comercial Terrano (*C. annuum*) como portainjerto, de dos variedades comerciales de Pimiento, sobre el rendimiento y calidad de fruto, y su resistencia a *P. capsici*. Evaluaron el rendimiento, calidad del fruto, y mortandad de plantas. Sus resultados indicaron que dos de las combinaciones de injertos produjeron rendimientos más altos en la producción de frutos, registrándose incrementos del 53.47% y 49.40% en relación con los controles sin injertar. Además, se registró cierta resistencia de los injertos a *P. capsici* con porcentaje de mortalidad entre 32% y 36% en comparación con las variedades sin injertar que presentaron la mayor cantidad de plantas muertas (entre 57 y 53%). Concluyeron que el portainjerto Terrano confirió resistencia a la enfermedad provocada por *P. capsici*, y aumentó la producción en un 50%, y que los parámetros de calidad del fruto del pimiento morrón mejoraron.

Ergun & Aktas, (2018) estudiaron el efecto del injerto en el mejoramiento y comportamiento agronómico de algunas variedades de *C. annuum* a campo abierto, por medio de la evaluación del crecimiento, rendimiento, y calidad de los frutos producidos. Observaron que las plantas injertadas eran más altas que las no injertadas y que el rendimiento total, el número de frutos, la firmeza de la pulpa del fruto, el peso del fruto y el diámetro del tallo fueron influenciados por el portainjerto de manera positiva. Los chiles injertados produjeron un 16% más de rendimiento que las plantas no injertadas y autoinjertadas. Concluyeron que el uso de plantas injertadas de chile en condiciones de campo abierto representaría una estrategia potencial para un aumento en el rendimiento total sin tener un deterioro notable en los frutos producidos.

Navarrete-Mapen et al., (2020) experimentaron la tolerancia de injertos de *Capsicum chinense-C. annuum* var. *glabriusculum* a begomovirus transmitido por la mosca blanca.

USARON DOS ESPECIES CRIOLLAS DE PORTAINJERTO AMASHITO Y MUELA, Y HABANERO COMO VARIEDAD INJERTADA (CRIOLLO Y JAGUAR). OBSERVARON MENOR POBLACIÓN DE MOSCA BLANCA EN LOS TRATAMIENTOS INJERTADOS: MUELA-HABANERO JAGUAR, AMASHITO-HABANERO JAGUAR, MUELA-HABANERO CRIOLLO, Y AMASHITO-HABANERO CRIOLLO, Y LA MAYOR INCIDENCIA Y SEVERIDAD PROMEDIO DE VIROSIS FUE EN HABANERO JAGUAR CON 100 Y 62%. CONCLUYERON QUE LA TASA DE INFECCIÓN APARENTE ESTUVO ASOCIADA CON LA FORTALEZA GENÉTICA DEL PORTAINJERTO, POR LO QUE LAS PLANTAS INJERTADAS FUERON MÁS RESISTENTES AL VIRUS Y CON MENOR APARICIÓN DE MOSQUITA BLANCA. TAMBIÉN, DETERMINARON QUE LA PRODUCCIÓN DE TODOS LOS TRATAMIENTOS CUMPLIÓ CON LOS PARÁMETROS NORMALES.

JUSTIFICACIÓN

Los cultivares de Chile Serrano y Pimiento son de los más producidos a nivel nacional con gran importancia económica (Sánchez-Chávez et al., 2015; Secretaría de Agricultura y Desarrollo rural, 2020), sin embargo muestran gran susceptibilidad a *P. capsici*, lo que ocasiona grandes pérdidas en producción (Ramírez et al., 2015), debido a que el patógeno ocasiona de 10 al 100% de pérdida en la producción (Sánchez-Chávez et al., 2015).

Las prácticas actuales de manejo del oomiceto son muy dañinas y no son efectivas, ya que provocan fitotoxicidad, contaminación, resistencia, y son costosos (Barchenger et al., 2018; Colla et al., 2012; Hausbeck & Lamour, 2004; Ramírez et al., 2015).

Se ha demostrado que la técnica del injerto en chiles y pimientos es una manera efectiva para proteger a las plantas de enfermedades causadas por patógenos como *P. capsici* (Abebe et al., 2016). Sin embargo, actualmente existe poca información acerca de portainjertos del género *Capsicum* resistentes a *P. capsici* que pudieran ser útiles, por ello, existe la necesidad de explorar nuevas fuentes de resistencia en portainjertos que pudieran proteger a los cultivares comerciales susceptibles.

Se sabe que el CM334 es resistente a *P. capsici* (García-Rodríguez et al., 2010; Pintado-López et al., 2017), y recientemente se ha reportado que algunos cultivares de Pasilla también (Reyes-Tena et al., 2021), sin embargo, el Chile Pasilla no ha sido explorado como portainjerto. Tampoco se han estudiado en detalle la compatibilidad y sobrevivencia de injertos en *Capsicum annuum* a partir del análisis tisular de cortes histológicos del tallo en variedades y portainjertos. Otro tema poco explorado, pero de gran importancia tiene que ver con los efectos del injerto y del portainjerto sobre la calidad organoléptica y la concentración de compuestos bioactivos en el fruto de la variedad injertada.

Es necesario hacer un estudio más profundo que determine la compatibilidad histológica, explorar nuevos portainjertos contra *P. capsici*, y explorar si el proceso de injertado y la exposición a *P. capsici* altera la síntesis de los compuestos bioactivos de los frutos, pues en

ello radica la obtención de frutos comercializables y atractivos para la salud humana, ya que de ello depende también el mejoramiento del comercio local, regional y nacional.

HIPÓTESIS Y OBJETIVOS

HIPÓTESIS

1. La sobrevivencia de los injertos se relaciona directamente con la compatibilidad histológica.
2. La sobrevivencia de los injertos después de la inoculación con el patógeno depende de la resistencia que le confiere el portainjerto.
3. El proceso de injertación influye en la síntesis de compuestos bioactivos en los frutos de Chile.
4. La inoculación de las plantas injertadas con el patógeno altera el contenido de compuestos bioactivos en sus frutos.

OBJETIVO GENERAL

Evaluar la histocompatibilidad y los compuestos bioactivos en el fruto de injertos entre variedades comerciales de Chile Pimiento y Serrano, sobre los portainjertos CM334 y Pasilla, resistentes a *Phytophthora capsici*.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Determinar el porcentaje de sobrevivencia de los injertos, y analizar a nivel de microscopía su compatibilidad histológica.
2. Evaluar la incidencia, severidad, y sobrevivencia de los injertos en presencia de *Phytophthora capsici*.
3. Examinar los compuestos bioactivos en frutos con madurez comercial, obtenidos de plantas sobrevivientes al injerto y a la inoculación con *P. capsici*.

DISEÑO EXPERIMENTAL

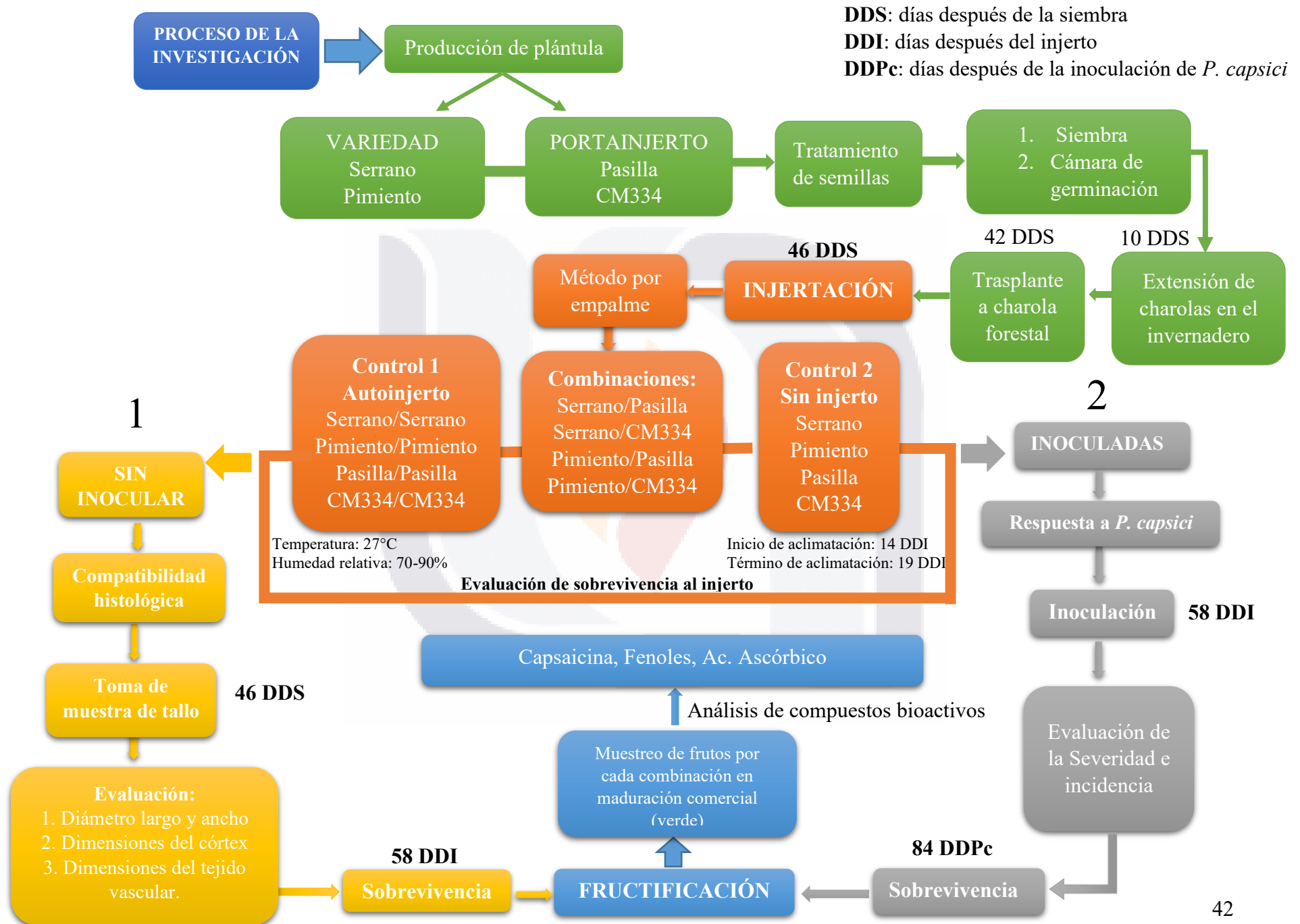
El experimento completo incluyó tres factores con diferentes niveles por factor: (1) Cultivares (Serrano Coloso, Pimiento CW, Pasilla 18M, y CM334); (2) Tratamientos de injerto (injertos intervarietales, autoinjertos, plantas sin injertar); y (3) exposición a *P. capsici* (inoculada, sin inocular). Los tres factores y sus niveles (4 cultivares x 3 tratamientos de injerto x 2 niveles de inoculación) generaron un total de 24 tratamientos combinados (4 x 3 x 2 = 24), de los cuales 12 combinaciones varietales fueron inoculadas y 12 combinaciones varietales se dejaron sin inocular.

Cada unidad experimental estuvo conformada por 15 plantas. Dos repeticiones de las 12 combinaciones varietales fueron inoculadas, y dos repeticiones se dejaron sin inocular (Cuadro 4). En cada grupo se registró la sobrevivencia al injerto y los compuestos bioactivos en el fruto, la severidad e incidencia por *P. capsici* fue evaluada en las combinaciones varietales inoculadas.

Cuadro 4. Organización de las repeticiones de las combinaciones varietales por grupo

Tratamiento	Combinación varietal	No. De plantas por repetición	No. de repeticiones “no inoculadas”	No. de repeticiones “inoculadas”
Injerto intervarietal	Serrano-Pasilla	15	2	2
	Serrano-CM334	15	2	2
	Pimiento-Pasilla	15	2	2
	Pimiento-CM334	15	2	2
Autoinjerto	Serrano-Serrano	15	2	2
	Pimiento-Pimiento	15	2	2
	Pasilla-Pasilla	15	2	2
	CM334-CM334	15	2	2
Sin-Injertar	Serrano	15	2	2
	Pimiento	15	2	2
	Pasilla	15	2	2
	CM334	15	2	2

A continuación, se muestra un diagrama del proceso de la investigación.



BIBLIOGRAFÍA

- Abebe, A. M., Wai, K. P. P., Siddique, M. I., Mo, H.-S., Yoo, H. J., Jegal, Y., Byeon, S.-E., Jang, K.-S., Jeon, S.-G., Hwang, J.-E., & Kim, B.-S. (2016). Evaluation of Phytophthora root rot- and bacterial wilt-resistant inbred lines and their crosses for use as rootstocks in pepper (*Capsicum annuum* L.). *Horticulture, Environment, and Biotechnology*, 57(6), Article 6. <https://doi.org/10.1007/s13580-016-0050-8>
- Agrios, G. N. (2001). *Fitopatología* (2da ed.). Editorial Limusa S.A. De C.V.
- Aguilar-Melendez, A., Morrell, P. L., Roose, M. L., & Kim, S.-C. (2009). Genetic diversity and structure in semiwild and domesticated chiles (*Capsicum annuum*; Solanaceae) from Mexico. *American Journal of Botany*, 96(6), 1190–1202. <https://doi.org/10.3732/ajb.0800155>
- Aguirre-Hernández, E., & Muñoz-Ocotoero, V. (2015). El chile como alimento. *Revista Ciencia*, 66(3), Article 3.
- Alejo-Iturvide, F., Márquez-Lucio, M. A., Morales-Ramírez, I., Vázquez-Garcidueñas, Ma. S., & Olalde-Portugal, V. (2008). Mycorrhizal protection of chili plants challenged by *Phytophthora capsici*. *European Journal of Plant Pathology*, 120(1), 13–20. <https://doi.org/10.1007/s10658-007-9188-7>
- Aloni, B., Cohen, R., Karni, L., Aktas, H., & Edelstein, M. (2010). Hormonal signaling in rootstock–scion interactions. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 119–126. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.09.003>
- Antonio, A. S., Wiedemann, L. S. M., & Veiga Junior, V. F. (2018). The genus *Capsicum*: A phytochemical review of bioactive secondary metabolites. *RSC Advances*, 8(45), 25767–25784. <https://doi.org/10.1039/C8RA02067A>
- Athanasiou, A., Smith, P. A., Vakilpour, S., Kumaran, N. M., Turner, A. E., Bagiokou, D., Layfield, R., Ray, D. E., Westwell, A. D., Alexander, S. P. H., Kendall, D. A., Lobo, D. N., Watson, S. A., Lophatanon, A., Muir, K. A., Guo, D., & Bates, T. E. (2007). Vanilloid receptor agonists and antagonists are mitochondrial inhibitors: How vanilloids cause non-vanilloid receptor mediated cell death. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 354(1), 50–55. <https://doi.org/10.1016/j.bbrc.2006.12.179>
- Attia, M., Arafa, A., Moustafa, M., & Mohamed, M. (2003). Pepper grafting, a method of controlling soilborne disease and enhancement of fruit yield: Improvement of pepper resistance to *Fusarium* wilt. *Egypt J Phytopathol*, 31, 151–165.
- Barboza, G. E., de Bem Bianchetti, L., & Stehmann, J. R. (2020). *Capsicum carassense* (Solanaceae), a new species from the Brazilian Atlantic Forest. *PhytoKeys*, 140, 125–138. <https://doi.org/10.3897/phytokeys.140.47071>
- Bruneton, J. (2001). *Farmacognosia, fitoquímica, plantas medicinales* (2da edición). Acribia S.A.
- Chávez-Mendoza, C., Sanchez, E., Muñoz-Marquez, E., Sida-Arreola, J. P., & Flores-Cordova, M. A. (2015). Bioactive Compounds and Antioxidant Activity in Different Grafted Varieties of Bell Pepper. *Antioxidants* (Basel, Switzerland), 4(2), 427–446. <https://doi.org/10.3390/antiox4020427>
- Chung, H. D., Youn, S. J., & Choi, Y. J. (1997). Effects of rootstocks on yield, quality and components of tomato fruits. *Jour.of the Korean Soc. for Hort. Sci*, 38(6), 603–607.

Colla, P., Gilardi, G., & Gullino, M. L. (2012). A review and critical analysis of the European situation of soilborne disease management in the vegetable sector. *Phytoparasitica*, 40(5), Article 5.

CONABIO. (2017). Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad | Gobierno | gob.mx. <https://www.gob.mx/conabio>

Cruz-Pérez, A., González-Hernández, V. A., Soto-Hernández, R. M., Gutiérrez-Espinosa, M. A., Gardea-Béjar, A. A., & Pérez-Grajales, M. (2007). Capsaicinoides, vitamina c y heterosis durante el desarrollo del fruto de chile manzano. *Agrociencia*, 41, 627–635.

de Miguel, A., de la Torre, F., Baixauli, C., Maroto, V., Jordá, Ma. C., López, Ma. M., & García-Jiménez, J. (2007). Injerto de hortalizas (1era edición). Ministerio de agricultura, pesca y alimentación.

Deepa, N., Kaur, C., George, B., Singh, B., & Kapoor, H. C. (2007). Antioxidant constituents in some sweet pepper (*Capsicum annuum* L.) genotypes during maturity. *LWT - Food Science and Technology*, 40(1), 121–129. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2005.09.016>

Di Sotto, A., Vecchiato, M., Abete, L., Toniolo, C., Giusti, A. M., Mannina, L., Locatelli, M., Nicoletti, M., & Di Giacomo, S. (2018). *Capsicum annuum* L. var. Cornetto di Pontecorvo PDO: Polyphenolic profile and in vitro biological activities. *Journal of Functional Foods*, 40, 679–691. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2017.11.041>

Dogra, K., Kour, K., Kumar, R., Bakshi, P., & Kumar, V. (2018). Graft-Incompatibility in Horticultural Crops. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 7(2), 1805–1820. <https://doi.org/10.20546/ijemas.2018.702.218>

Ergun, V., & Aktas, H. (2018). Effect of grafting on yield and fruit quality of pepper (*Capsicum annuum* L.) grown under open field conditions. *Scientific Papers. Series B, Horticulture*, 62, 4.

Fallik, E., & Ilic, Z. (2014). Grafted vegetables – the influence of rootstock and scion on postharvest quality. *Folia Horticulturae*, 26(2), Article 2. <https://doi.org/10.2478/fhort-2014-0008>

FAOSTAT. (2017). <https://www.fao.org/faostat/en/#home>

Fawke, S., Doumane, M., & Schornack, S. (2015). Oomycete Interactions with Plants: Infection Strategies and Resistance Principles. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 79(3), 263–280. <https://doi.org/10.1128/MMBR.00010-15>

Flores, F. B., Sanchez-Bel, P., Estañ, M. T., Martínez-Rodríguez, M. M., Moyano, E., Morales, B., Campos, J. F., Garcia-Abellán, J. O., Egea, M. I., Fernández-García, N., Romojaro, F., & Bolarín, M. C. (2010). The effectiveness of grafting to improve tomato fruit quality. *Scientia Horticulturae*, 125(3), 211–217. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.03.026>

Fry, W. E., & Grünwald-Cornell, N. J. (2010). Introduction to Oomycetes. *The Plant Health Instructor*. <https://doi.org/DOI:10.1094/PHI-I-2010-1207-01>

García-Jiménez, J., López, M., & Jordá, C. (2007). Enfermedades mas importantes que previene el injerto. En *Injerto de Hortalizas* (p. 166). Ministerio de agricultura, pesca y alimentación.

García-Mier, L. (2015). Potencial nutracéutico del pimiento (*Capsicum annuum* L.) en función de las condiciones de producción y procesado culinario [Doctorado, utónoma de Querétaro]. <http://ri-ng.uaq.mx/handle/123456789/405>

García-Rodríguez, R., Chiquito-Almanza, E., Loeza-Lara, D., Godoy-Hernández, H., Villordo Pineda, E., Pons-Hernández, L., González-Chavira, M., & Anaya-López, A.-L. (2010). Producción de chile ancho injertado sobre criollo de Morelos 334 para el control de *Phytophthora capsici*. *Agrociencia*, 44, 701–709.

Granges, A., Pucheu-Plante, G., Leger, A., & Produit, V. (1998). Tomates en serre: Effet du greffage des plants compare a celui de la desinfection a la vapeur en sol fatigue. *Rev. suisse Vit. arb. Hort.*, 30(4), 233–236.

Guevara-González, G., Pons-Hernandez, L., Torres-Pacheco, I., & González-Chavira, M. (2018). Manual práctico para el cultivo del chile. Mundi-Prensa Libros.

Harada, T. (2010). Grafting and RNA transport via phloem tissue in horticultural plants. *Scientia Horticulturae*, 125(4), 545–550. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.05.013>

Hartmann, H., & Kester, D. (1991). *Propagación de plantas*. (1 primera). Compañía Editorial Continental, S.A. de C.V.

Hassan, F. A., Ismail, A., Abdulhamid, A., & Azlan, A. (2011). Identification and quantification of phenolic compounds in bambangan (*Mangifera pajang* Kort.) peels and their free radical scavenging activity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59(17), 9102–9111. <https://doi.org/10.1021/jf201270n>

Hausbeck, M. K., & Lamour, K. H. (2004). *Phytophthora capsici* on Vegetable Crops: Research Progress and Management Challenges. *Plant Disease*, 88(12), Article 12. <https://doi.org/10.1094/PDIS.2004.88.12.1292>

Ignat, I., Volf, I., & Popa, V. I. (2011). A critical review of methods for characterisation of polyphenolic compounds in fruits and vegetables. *Food Chemistry*, 126(4), 1821–1835. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.12.026>

Imran, M., Butt, M. S., & Suleria, H. A. R. (2018). Capsicum annum Bioactive Compounds: Health Promotion Perspectives. En J.-M. Merillon & K. G. Ramawat (Eds.), *Sweeteners* (pp. 1–22). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-319-54528-8_47-1

Imran, M., Butt, M. S., & Suleria, H. A. R. (2019). Capsicum annum Bioactive Compounds: Health Promotion Perspectives. En J.-M. Merillon & K. G. Ramawat (Eds.), *Bioactive Molecules in Food* (pp. 159–180). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-319-78030-6_47

Iribarren, M. J. (2015). Caracterización de *Phytophthora capsici* como patógeno de especies hortícolas presentes en la zona noreste de la provincia de Buenos Aires [Doctor en Ciencias Naturales, Universidad Nacional de La Plata]. <https://doi.org/10.35537/10915/50423>

Ives, L., Brathwaite, R., Barclay, G., Isaac, W. A., & Bowen-O'Connor, C. (2012). Graft Compatibility of Scotch Bonnet (*Capsicum chinense* Jacq) with Selected Salt-Tolerant Solanaceous. *Journal of Agricultural Science and Technology*, 81–92.

Jang, Y., Moon, J.-H., Lee, J.-W., Lee, S. G., Kim, S. Y., & Chun, C. (2013). Effects of Different Rootstocks on Fruit Quality of Grafted Pepper (*Capsicum annum* L.). *Kor. J. Hort. Sci. Technol*, 31(6), Article 6. <https://doi.org/DOI> <http://dx.doi.org/10.7235/hort.2013.13047>

Jang, Y., Yang, E., Cho, M., Um, Y., Ko, K., & Chun, C. (2012). Effect of grafting on growth and incidence of phytophthora blight and bacterial wilt of pepper (*Capsicum annum* L.). *Horticulture, Environment, and Biotechnology*, 53(1), 9–19. <https://doi.org/10.1007/s13580-012-0074-7>

Kawaguchi, M., Taji, A., Backhouse, D., & Oda, M. (2008). Anatomy and physiology of graft incompatibility in solanaceous plants. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 83(5), 581–588. <https://doi.org/10.1080/14620316.2008.11512427>

Kim, S. G., Khan, Z., Jeon, Y. H., & Kim, Y. H. (2009). Inhibitory Effect of *Paenibacillus polymyxa* GBR-462 on *Phytophthora capsici* Causing *Phytophthora* Blight in Chili Pepper. *Journal of Phytopathology*, 157(6), 329–337. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0434.2008.01490.x>

Ko, H.-S., Jin, R.-D., Krishnan, H. B., Lee, S.-B., & Kim, K.-Y. (2009). Biocontrol ability of *Lysobacter antibioticus* HS124 against *Phytophthora* blight is mediated by the production of 4-hydroxyphenylacetic acid and several lytic enzymes. *Current Microbiology*, 59(6), 608–615. <https://doi.org/10.1007/s00284-009-9481-0>

Kraft, K. H., Brown, C. H., Nabhan, G. P., Luedeling, E., Luna Ruiz, J. d. J., Coppens d'Eeckenbrugge, G., Hijmans, R. J., & Gepts, P. (2014). Multiple lines of evidence for the origin of domesticated chili pepper, *Capsicum annuum*, in Mexico. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 111(17), 6165–6170. <https://doi.org/10.1073/pnas.1308933111>

Krumbein, A., & Schwarz, D. (2013). Grafting: A possibility to enhance health-promoting and flavour compounds in tomato fruits of shaded plants? *Scientia Horticulturae*, 149, 97–107. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.09.003>

Kumar, O. A., Rao, S. A., & Tata, S. S. (2010). Phenolics quantification in some genotypes of *Capsicum annuum* L. 5.

Leal-Fernández, C., Godoy-Hernández, H., Núñez-Colín, C. A., Anaya-López, J. L., Villalobos-Reyes, S., & Castellanos, J. Z. (2013). Morphological response and fruit yield of sweet pepper (*Capsicum annuum* L.) grafted onto different commercial rootstocks. *Biological Agriculture & Horticulture*, 29(1), 1–11. <https://doi.org/10.1080/01448765.2012.746063>

Lee, J.-M. (1994). Cultivation of Grafted Vegetables I. Current Status, Grafting Methods, and Benefits. *HortScience*, 29(4), 235–239. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.29.4.235>

Lee, J.-M., Kubota, C., Tsao, S. J., Bie, Z., Echevarria, P. H., Morra, L., & Oda, M. (2010). Current status of vegetable grafting: Diffusion, grafting techniques, automation. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 93–105. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.08.003>

Liyanapathirana, C., & Shahidi, F. (2005). Optimization of extraction of phenolic compounds from wheat using response surface methodology. *Food Chemistry*, 93(1), 47–56. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2004.08.050>

López-López, Á., Espinoza-Santana, S., Ceceña-Duran, C., Ruiz-Alvarado, C., Nuñez Ramirez, F., & Araiza-Zúñiga, D. (2015). Biosíntesis, acumulación y efecto del ambiente sobre compuestos antioxidantes del fruto del cultivo del chile (*Capsicum* spp.). *BIOtecnia*, 17, 50. <https://doi.org/10.18633/bt.v17i2.183>

López-Marín, J., González, A., Pérez-Alfocea, F., Egea-Gilabert, C., & Fernández, J. A. (2013). Grafting is an efficient alternative to shading screens to alleviate thermal stress in greenhouse-grown sweet pepper. *Scientia Horticulturae*, 149, 39–46. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.02.034>

Louws, F. J., Rivard, C. L., & Kubota, C. (2010). Grafting fruiting vegetables to manage soilborne pathogens, foliar pathogens, arthropods and weeds. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 127–146. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.09.023>

Luna-Ruiz, J. de J., Nabhan, G. P., & Aguilar-Meléndez, A. (2018). Shifts in Plant Chemical Defenses of Chile Pepper (*Capsicum annuum* L.) Due to Domestication in Mesoamerica. *Frontiers in Ecology and Evolution*, 6, 48. <https://doi.org/10.3389/fevo.2018.00048>

Luo, X.-J., Peng, J., & Li, Y.-J. (2011). Recent advances in the study on capsaicinoids and capsinoids. *European Journal of Pharmacology*, 650(1), 1–7. <https://doi.org/10.1016/j.ejphar.2010.09.074>

Ma, Y., Wang, Q., Cao, Y., Wang, G., Guo, D., & Abbasi, P. A. (2016). Bio-based and Reduced-Risk Strategies for the Management of Phytophthora Blight and Root Rot of Pepper. En N. K. Arora, S. Mehnaz, & R. Balestrini (Eds.), *Bioformulations: For Sustainable Agriculture* (pp. 163–175). Springer India. https://doi.org/10.1007/978-81-322-2779-3_9

Marinova, D., Ribarova, F., & Atanassova, M. (2005). Total phenolics and total flavonoids in bulgarian fruits and vegetables. 7.

Medina, C. I., Lobo, M., & Gómez, A. F. (2006). Variabilidad fenotípica en poblaciones de ají y pimentón de la colección colombiana del género *Capsicum*. *Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 7(2), Article 2. https://doi.org/10.21930/rcta.vol7_num2_art:67

Montes-Hernández, S., López- López, P., & Ramírez-Meraz, M. (2010). Recopilación y análisis de la información existente de las especies del género *Capsicum* que crecen y se cultivan en México (Núm. 2do; Proyecto “Generación y recopilación de información de las especies de las que México es centro de origen y diversidad genética”, p. 40). Universidad Autónoma de Sinaloa (UAS).

Naczki, M., & Shahidi, F. (2006). Phenolics in cereals, fruits and vegetables: Occurrence, extraction and analysis. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, 41(5), 1523–1542. <https://doi.org/10.1016/j.jpba.2006.04.002>

Navarrete-Mapen, R. Z., Cristóbal-Alejo, J., Uc-Vázquez, A., Reyes-Ramírez, A., Tun-Suárez, J. M., & Alvarado-López, C. J. (2020). Graft response of *Capsicum chinense*-*Capsicum annuum* var. *Glabriusculum* to *Begomovirus* in field. *Revista Mexicana de Fitopatología, Mexican Journal of Phytopathology*, 38(2), Article 2. <https://doi.org/10.18781/R.MEX.FIT.2001-2>

Nicoletto, C., Tosini, F., & Sambo, P. (2013). Effect of grafting and ripening conditions on some qualitative traits of ‘Cuore di bue’ tomato fruits: Effect of grafting and ripening conditions on ‘Cuore di bue’ tomato. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 93(6), 1397–1403. <https://doi.org/10.1002/jsfa.5906>

Oda, M., Maruyama, M., & Mori, G. (2005). Water transfer at Graft union of tomato plants grafted onto *Solanum* rootstocks. *Journal of the Japanese Society for Horticultural Science*, 74(6), 458–463. <https://doi.org/DOI: 10.2503/jjshs.74.458>

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.

Oro, J. R. de X., & Donnamaría, M. C. (2006). Acción Farmacológica, Biofísicoquímica y Estructura Dinámica de la Vitamina C. *Acta Farm. Bonaerense*, 25(1), 145–154.

- Osuna-Ávila, P., Aguilar-Solís, J., Fernández-Pavía, S., Godoy-Hernández, H., Corral-Díaz, B., Flores-Margez, J. P., Borrego Ponce, A., & Olivas, E. (2012). Injertos en chiles tipo Cayene, jalapeño y chilaca en el noroeste de Chihuahua, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 3(4), 739–750. <https://doi.org/10.29312/remexca.v3i4.1427>
- Palacios-Castro, S. (2007). Caracterización morfológica de accesiones de *Capsicum* spp. Universidad Nacional de Colombia.
- Pereira, D., Valentão, P., Pereira, J., & Andrade, P. (2009). Phenolics: From Chemistry to Biology. *Molecules*, 14(6), 2202–2211. <https://doi.org/10.3390/molecules14062202>
- Pickersgill, B. (2007). Domestication of Plants in the Americas: Insights from Mendelian and Molecular Genetics. *Annals of Botany*, 100(5), 925–940. <https://doi.org/10.1093/aob/mcm193>
- Pina, A., & Errea, P. (2005). A review of new advances in mechanism of graft compatibility–incompatibility. *Scientia Horticulturae*, 106(1), 1–11. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2005.04.003>
- Pina, A., Errea, P., & Martens, H. J. (2012). Graft union formation and cell-to-cell communication via plasmodesmata in compatible and incompatible stem unions of *Prunus* spp. *Scientia Horticulturae*, 143, 144–150. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.06.017>
- Pintado-López, L. M., Guzmán-Plazola, R. A., Ayala-Escobar, V., & Aguilar-Rincón, V. H. (2017). Grafting on CM-334 controls serrano chili wilting caused by *Phytophthora capsici* and changes phenology but does not affect fruit yield. *Journal of Phytopathology*, 165(7–8), Article 7–8. <https://doi.org/10.1111/jph.12585>
- Pugalendhi, L., Bharathi, S., Selvi, N. A. T., & Nandhini Devi, H. U. (2021). Anatomical and Histological Studies of Grafted Tomato with Interspecific Solanaceous Rootstocks. *International Journal of Plant & Soil Science*, 132–140. <https://doi.org/10.9734/ijpss/2021/v33i2030639>
- Ramírez, C., Soto, Z., Castro, L., Arauz, L. F., Uribe-Lorío, L., & Uribe, L. (2015). Efecto de cuatro rizobacterias promotoras de crecimiento sobre la pudrición basal causada por *Phytophthora capsici* en plantas de chile dulce (*Capsicum annuum*). *Agronomía Costarricense*, 39(3), 87–100.
- Rautenkanz, A. A., Li, L., Manchler, F., Martinoia, E., & Oertli, J. J. (1994). Transport of ácido ascorbic and dehydroascorbic acids across protoplast and vacuole membranes isolated from barley (*Hordeum vulgare* L. cv gerbel) leaves. *Plant Physiology*, 106, 187–193.
- Reyes-Escogido, M., Gonzalez-Mondragon, E. G., & Vazquez-Tzompantzi, E. (2011). Chemical and Pharmacological Aspects of Capsaicin. *Molecules*, 16(2), 1253–1270. <https://doi.org/10.3390/molecules16021253>
- Reyes-Tena, A., Rodríguez-Alvarado, G., de Jesús Luna-Ruíz, J., Arreola-Romero, V., Arriaga-Solorio, K. L., Gómez-Dorantes, N., & Fernández-Pavía, S. P. (2021). Tolerance to Virulence Phenotypes of *Phytophthora capsici* in Pasilla Pepper Cultivars. *HortScience*, 56(10), 1239–1243. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI15998-21>
- Ristaino, J. B., & Johnston, S. A. (1999). Ecologically Based Approaches to Management of *Phytophthora* Blight on Bell Pepper. *Plant Disease*, 83(12), 1080–1089. <https://doi.org/10.1094/PDIS.1999.83.12.1080>

- Rodrigues, S., Pinto, G., & Fernandes, F. (2008). Optimization of ultrasound extraction of phenolic compounds from coconut (*Cocos nucifera*) shell powder by response surface methodology. *Ultrasonics Sonochemistry*, 15(1), 95–100. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2007.01.006>
- Rodríguez, M. M., & Bosland, P. W. (2010). Grafting Capsicum to Tomato Rootstocks. *Journal of Young Investigators*, 20(2), 6.
- Rouphael, Y., Schwarz, D., Krumbein, A., & Colla, G. (2010). Impact of grafting on product quality of fruit vegetables. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 172–179. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.09.001>
- Sánchez-Chávez, E., Torres-González, A., Flores-Córdova, M. A., Preciado-Rangel, P., & Márquez Quiroz, C. (2015). Uso de portainjerto sobre el rendimiento, calidad del fruto y resistencia a *Phytophthora capsici* Leonian en pimiento morrón. *Nova Scientia*, 7(15), Article 15. <https://doi.org/10.21640/ns.v7i15.302>
- Santos, H. S., & Goto, R. (2004). Enxertia em plantas de pimentão no controle da murcha de fitóftora em ambiente protegido. *Horticultura Brasileira*, 22(1), 45–49. <https://doi.org/10.1590/S0102-05362004000100009>
- Secretaría de Agricultura y Desarrollo rural. (2020). El Chile es parte de nuestra riqueza mexicana. [Sagarpa.gob.mx. http://www.gob.mx/agricultura/articulos/el-chile-es-parte-de-nuestra-riqueza-mexicana?idiom=es](http://www.gob.mx/agricultura/articulos/el-chile-es-parte-de-nuestra-riqueza-mexicana?idiom=es)
- Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas. (2017). Chile (*Capsicum* spp)*. Gobierno de México. <http://www.gob.mx/snics/acciones-y-programas/chile-capsicum-spp>
- SIAP. (2019). Estadística de Producción Agrícola. http://infosiap.siap.gob.mx/gobmx/datosAbiertos_a.php
- Simonovska, J., Škerget, M., Knez, Ž., Srbinoska, M., Kavrakovski, Z., Grozdanov, A., & Rafajlovska, V. (2016). Physicochemical characterization and bioactive compounds of stalk from hot fruits of *Capsicum annuum* L. *Macedonian Journal of Chemistry and Chemical Engineering*, 35(2), Article 2. <https://doi.org/10.20450/mjce.2016.944>
- Stewart, C., Mazourek, M., Stellari, G. M., O'Connell, M., & Jahn, M. (2007). Genetic control of pungency in *C. chinense* via the Pun1 locus. *Journal of Experimental Botany*, 58(5), 979–991. <https://doi.org/10.1093/jxb/erl243>
- Tedesco, S., Fevereiro, P., Kragler, F., & Pina, A. (2022). Plant grafting and graft incompatibility: A review from the grapevine perspective. *Scientia Horticulturae*, 299, 111019. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2022.111019>
- Temperini, O., Calabrese, N., Temperini, A., Rouphael, Y., Tesi, R., Lenzi, A., Carito, A., & Colla, G. (2013). Grafting artichoke onto cardoon rootstocks: Graft compatibility, yield and *Verticillium* wilt incidence. *Scientia Horticulturae*, 149, 22–27. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.06.014>
- Tripodi, P., & Kumar, S. (2019). The Capsicum Crop: An Introduction. En N. Ramchiary & C. Kole (Eds.), *The Capsicum Genome* (pp. 1–8). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-319-97217-6_1
- Tsaballa, A., Athanasiadis, C., Pasentsis, K., Ganopoulos, I., Nianiou-Obeidat, I., & Tsaftaris, A. (2013). Molecular studies of inheritable grafting induced changes in pepper (*Capsicum annuum*) fruit shape. *Scientia Horticulturae*, 149, 2–8. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.06.018>

Tsao, R. (2010). Chemistry and Biochemistry of Dietary Polyphenols. *Nutrients*, 2(12), 1231–1246. <https://doi.org/10.3390/nu2121231>

Waizel-Bucay, J., & Morfin, R. C. (2011). El género *Capsicum* spp. (Chile). 13.

Yáñez, P., Balseca, D., & Rivadeneira, L. (2015). Morphological characteristics and concentration of capsaicin in five native species of *Capsicum* cultivated in Ecuador. *LA GRANJA*, 22(2), Article 2. <https://doi.org/DOI: 10.17163/lgr.n22.2015.02>

Zhigila, D. A., AbdulRahaman, A. A., Kolawole, O. S., & Oladele, F. A. (2014). Fruit Morphology as Taxonomic Features in Five Varieties of *Capsicum annum* L. Solanaceae. *Journal of Botany*, 2014, 1–6. <https://doi.org/10.1155/2014/540868>

Zhuang, Y., Chen, L., Sun, L., & Cao, J. (2012). Bioactive characteristics and antioxidant activities of nine peppers. *Journal of Functional Foods*, 4(1), 331–338. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2012.01.001>



TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

CAPITULO II: Sobrevivencia al Injerto y Compatibilidad Histológica

INTRODUCCIÓN

El chile (*Capsicum annum* L.) es uno de los cultivos más importantes a nivel mundial; es la especie más cultivada y popular (Duan et al., 2017; Kraft et al., 2014). La domesticación y diversificación del chile está bien documentada en México (Aguilar-Rincón et al., 2010). La canasta básica de alimentos de los mexicanos incluye el chile, el cual se consume como hortaliza, colorante alimentario, y como medicamento debido a sus compuestos bioactivos (Barchenger et al., 2018; Palma-Martínez et al., 2017). Por lo tanto, el chile es un cultivo de alto valor que contribuye a los beneficios económicos para los productores (Barchenger et al., 2018).

Capsicum spp. presenta susceptibilidad a enfermedades causadas por patógenos del suelo como *Phytophthora capsici*, *Verticillium dahliae* y *Meloidogyne* spp. (Ergun & Aktas, 2018). *P. capsici* causa la pudrición de raíz, así como el tizón del tallo, hoja, y fruto. La pudrición de raíz por *Phytophthora* se asocia con el oscurecimiento de la raíz y pequeñas lesiones de la raíz que pueden expandirse rápidamente a los tejidos circundantes (Barchenger et al., 2018), esto provoca muerte prematura de la planta por marchitamiento, asociándosele con la obstrucción de los haces vasculares (Sanogo et al., 2022) y limitando la producción de cultivos. Por esta razón, *P. capsici* es considerado el patógeno más devastador en el mundo para la producción de chile, causando pérdidas del 10 al 100% (Sánchez-Chávez et al., 2015) y millones de dólares en pérdidas anuales (Bosland, 2008; Richins et al., 2010). Las prácticas actuales de manejo del oomiceto son muy dañinas y no son efectivas, ya que provocan fitotoxicidad, contaminación, resistencia, y son costosos (Barchenger et al., 2018; Hausbeck & Lamour, 2004).

La técnica del injerto es muy utilizada en cultivos de Cucurbitáceas y Solanáceas (King et al., 2010; Lee et al., 2010; Navarrete-Mapen et al., 2020; Osuna-Ávila et al., 2012). El injerto se utiliza para aumentar la producción, y proporcionar resistencia al estrés abiótico del suelo, como el calor y las heladas, salinidad, sequía, encharcamiento, metales pesados y los contaminantes orgánicos (Jang et al., 2012; King et al., 2010). Se ha evidenciado la eficiencia del injerto contra patógenos del suelo y nematodos (Fallik & Ilic, 2014; López-Marín et al., 2013). Los cultivares comerciales injertados aprovechan la resistencia que les confiere el portainjerto (Navarrete-Mapen et al., 2020). La elección acertada y oportuna de portainjertos proporcionan excelentes niveles de tolerancia a enfermedades devastadoras causadas por hongos, oomicetos y bacterias como *Didymella bryoniae*, *Fusarium*, *Monosporascus cannonballus*, *Verticillium*, *Phytophthora*, *Pseudomonas* y nematodos (Lee et al., 2010).

Sin embargo, el género *Capsicum* se ha caracterizado por ser poco explorado en esta técnica debido a que muestra una compatibilidad débil o nula con algunos portainjertos que se ha trabajado (de Miguel et al., 2007). Acorde con algunas investigaciones, se reporta que es compatible sólo con otros *Capsicum* (de Miguel et al., 2007; Kawaguchi et al., 2008); no obstante, también existen evidencias de compatibilidad intergenérica con otros miembros de

la misma familia (Ives et al., 2012). La compatibilidad del injerto es un rasgo esencial en los programas de mejoramiento de portainjertos (Pina et al., 2012). La detección temprana y precisa de la compatibilidad del injerto es un requisito previo para su éxito (Babar et al., 2023; Tamilselvi & Pugalendhi, 2017), que se puede llevar a cabo con un análisis de la organización celular para detectar eventos estructurales tempranos en la unión del injerto, ya que constituye un método factible y conveniente para el diagnóstico temprano de la compatibilidad (Zarrouk et al., 2010).

Se requieren nuevos portainjertos resistentes para reducir las enfermedades de pudrición de raíz (Abebe et al., 2016). Las variedades o razas locales son buenas fuentes potenciales de resistencia contra *P. capsici* (Palma-Martínez et al., 2017), pero la compatibilidad de injertos y el nivel de protección de nuevos portainjertos deben probarse con diferentes cultivares comerciales.

El objetivo del presente capítulo fue determinar el porcentaje de sobrevivencia de los injertos, y analizar a nivel de microscopía su compatibilidad histológica.

MATERIALES Y MÉTODOS

La investigación se realizó en la Universidad Autónoma de Aguascalientes en el Centro de Ciencias Agropecuarias y en el Centro de Ciencias Básicas.

Variedades y Portainjertos

Se utilizaron cuatro cultivares de chile (*C. annuum*): Serrano Coloso y Pimiento California Wonder (CW) como variedades de alto valor comercial pero susceptibles a *P. capsici*; y dos portainjertos resistentes a *P. capsici*: Pasilla 18M y CM334 como control resistente.

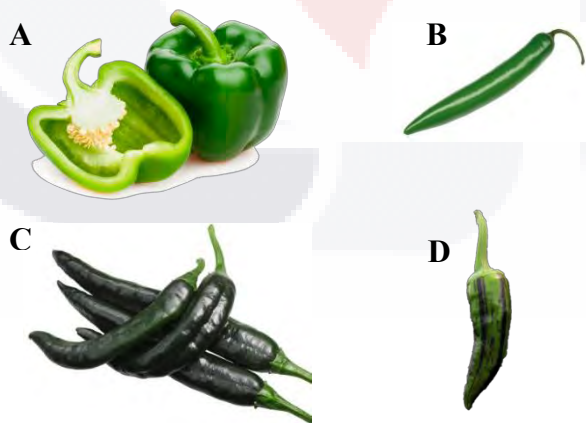


Figura 9. A: Pimiento var. California Wonder; B: Serrano var. Coloso; C: Pasilla var. 18M; D: CM334

Producción de plántulas

Se trataron 500 semillas por cultivar con fungicida (Quintozeno + Thiram; 1,2 g/100 mL de agua destilada). La siembra se realizó el 26 de enero de 2021 en las instalaciones del Comité Estatal Sistema Producto Chile de Aguascalientes (CEPROCH) en Rincón de Romos, Ags., México. Las semillas de las variedades y portainjertos se sembraron en charolas previamente desinfectadas de poliestireno de 338 cavidades con peat moss (Kekkila®). Después de la siembra, las charolas se cubrieron con vermiculita, se regaron, emplayaron, e incubaron durante 10 días en una cámara de germinación a 20-22°C y 70% de humedad relativa (HR). Cuando se observaron las primeras emergencias, las charolas se extendieron sobre mesas en el invernadero. A los 42 días después de la siembra (DDS) se trasplantaron 240 plántulas por cultivar en charolas forestales de 60 cavidades con peat moss. Las plántulas recibieron el programa de nutrición para plántulas de chile, preestablecido por CEPROCH (0.5g/L de NPK 12-43-12, tercera semana 1g/L de NPK 12-43-12 + 0.5 g/L de NPK 19- 19-19, de la cuarta a la séptima semana 2 g de NPK 19-19-19). A los 45 DDS las plántulas se trasladaron a un invernadero del Centro de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma de Aguascalientes en Jesús María, Ags.

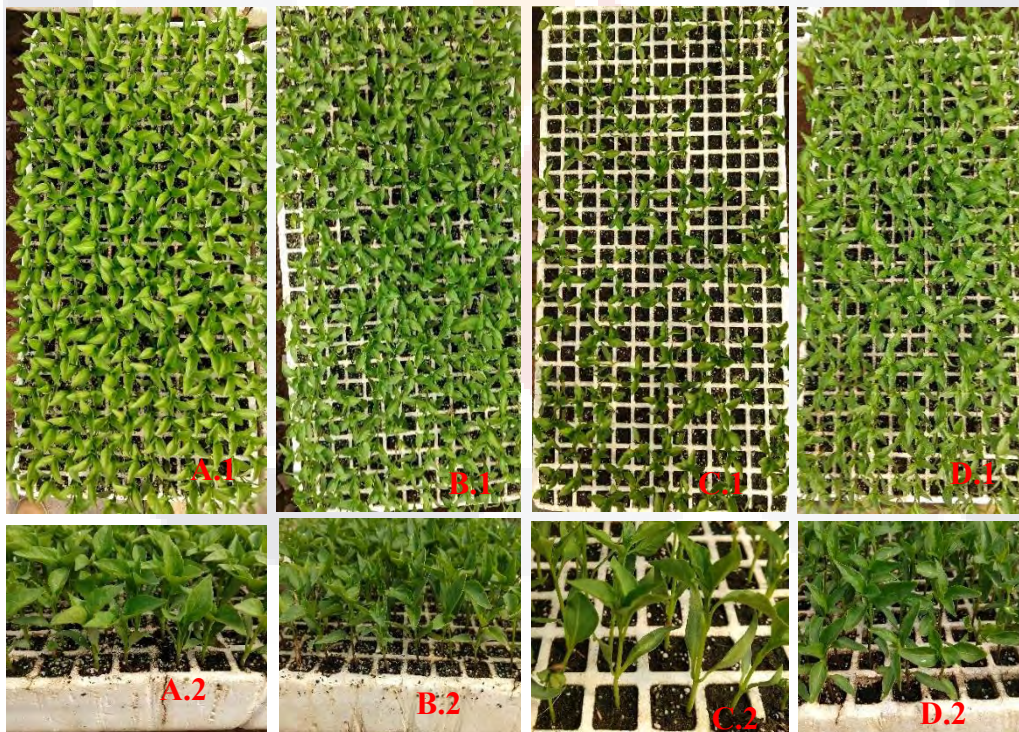


Figura 10. Variedades y portainjertos a los 42 DDS (días después de la siembra) (A.1) y (A.2): Pimiento. (B.1) y (B.2): Serrano. (C.1) y (C.2): Pasilla. (D.1) y (D.2): CM334

Proceso de injertación

El proceso de injertación se realizó a los 46 DDS y se usó el método de empalme. Durante el proceso, fue atomizada agua sobre las plántulas para mantenerlas turgentes. El tallo del portainjerto se cortó en bisel aproximadamente a 45° por encima de los cotiledones; Se colocó un clip de silicona en la punta del tallo cortado. La parte aérea de la variedad comercial se cortó en bisel con el mismo ángulo y diámetro que el tallo del portainjerto; la variedad se insertó en el clip colocado en el portainjerto, de modo que las dos áreas cortadas se pusieron en contacto estrecho. Los cotiledones fueron retirados cuando se observó abundante formación de callos en el área de unión del injerto.



Figura 11. Proceso de injertación

Injertos intervarietales y controles

Se hicieron cuatro combinaciones de injertos intervarietales: Pimiento-Pasilla, Pimiento-CM334, Serrano-Pasilla, y Serrano-CM334. Se incluyeron como controles autoinjertos de cada cultivar (Pimiento-Pimiento, Serrano-Serrano, Pasilla-Pasilla, y CM334-CM334), así como plantas sin injertar de cada cultivar. Se generaron un total de 12 tratamientos bifactoriales: 4 combinaciones de injertos intervarietales + 4 autoinjertos + 4 cultivares sin injertar. Cada uno de los tratamientos estuvo representado por 60 plantas, organizadas en cuatro unidades experimentales (cuatro repeticiones) de 15 plantas cada una (Cuadro 5).

Todas las plantas injertadas y sus controles fueron trasladadas y mantenidas en un túnel de curación con temperaturas entre 22 y 28°C, HR entre 70 y 90%, sin luz solar directa. La máxima intensidad lumínica registrada en los túneles ($136 \mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$) fue entre las 12:00 y las 13:00 horas (h). Todas las plantas permanecieron en los túneles durante 14 días (d) con un programa de humidificación de 2 a 4 h continuas cada 1 a 2 h, dando un total de 12 a 15 h de humidificación por día, hasta el inicio de la aclimatación a los 14 días después injerto (DDI).

Cuadro 5. Organización de los tratamientos

Tratamientos	Combinaciones varietales	n ⁱ
<i>Sin injertar</i>	Serrano	4
	Pimiento	4
	Pasilla	4
	CM334	4
<i>Autoinjerto</i>	Serrano-Serrano	4
	Pimiento-Pimiento	4
	Pasilla -Pasilla	4
	CM334-CM334	4
<i>Injertos intervarietales</i>	Serrano-Pasilla	4
	Serrano-CM334	4
	Pimiento-Pasilla	4
	Pimiento-CM334	4

ⁱ Cada repetición (unidad experimental) estuvo representada por 15 plantas (un total de 60 plantas por tratamiento).

Aclimatación y mantenimiento de injertos intervarietales y controles

La aclimatación comenzó el 14 DDI y consistió en destapar paulatinamente los túneles de curación para ventilar las plantas injertadas y controles, simultáneamente se comenzaron a bajar las horas de humidificación diaria, hasta que las plantas quedaron completamente destapadas e independientes del túnel de curación. Este proceso duró 5 d (14 a 19 DDI). A partir de los 20 DDI, todas las plantas se mantuvieron completamente descubiertas en invernadero con temperaturas entre 13 y 32°C, y radiación solar de 230 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$. Una vez por semana se aplicó una solución nutritiva a base de 1 g/L de NPK (18-18-18), y 0,5 g/L de microelementos (Fe 6,25%, Zn 2,00%, Mn 2,00%, B 0,40%, Cu 0,15%, y Mo 0,05%).

Evaluación de la sobrevivencia al injerto

La sobrevivencia de los injertos se registró a los 14, 21, 28, 35, 42, y 58 DDI contando las plantas sobrevivientes (plantas injertadas, autoinjertadas y no injertadas). Los registros se organizaron en una base de datos y se calculó y analizó la evolución de los porcentajes de sobrevivencia por tratamiento del injerto.

Toma y fijación de muestras de tallo

La toma de las muestras de tallo se hizo en los cuatro cultivares (Pimiento, Serrano, CM334, y Pasilla) a los 46 DDS antes del proceso de injertación, y a los 21 DDI en los injertos

intervarietales (Pimiento-CM334, Pimiento-Pasilla, Serrano-CM334, y Serrano-Pasilla). Fueron tomadas 3 muestras por cada tratamiento. El tamaño de la muestra fue de aprox. 8 mm; en las muestras injertadas se hizo un corte recto u horizontal en la parte basal de la muestra del portainjerto, y de la parte superior dentro de la zona de la variedad se cortó en bisel o diagonal, con el fin de distinguir la variedad y el portainjerto en la muestra tomada (Figura 12)



Figura 12. Muestra de tallo injertado con cortes en los extremos para distinguir portainjerto de la variedad.

A= variedad (corte diagonal), B= portainjerto (corte horizontal), A+B= tallo injertado

Las muestras de tallo fueron depositadas de manera individual en tubos eppendorf de 1.5 mL con solución F.A.A (Alcohol etílico de 70%, Ácido acético, y Formaldehido 40%) para su fijación durante mínimo 48 h.

Deshidratación, aclaramiento e infiltración

El proceso de deshidratación, aclaramiento, e infiltración de cada una de las muestras incluyó 17 estaciones; cada muestra fue procesada en el Histoquinet con diferentes concentraciones de alcohol y xilol, hasta llegar a la infiltración en parafina. Los 17 pasos y tiempos se enlistan a continuación:

- | | |
|-------------------------------|-----------------------|
| 1. Agua destilada..... | 1 hora |
| 2. 20% EtOH..... | 2 horas |
| 3. 30% EtOH..... | 2 horas |
| 4. 50% EtOH..... | 2 horas |
| 5. 70% EtOH..... | 2 horas |
| 6. 90% EtOH..... | 2 horas |
| 7. 95% EtOH..... | 2 horas |
| 8. 100% EtOH..... | 8 hrs (toda la noche) |
| 9. 100%EtOH..... | 2 horas |
| 10. 2:1 EtOH 100%: Xilol..... | 2 horas |
| 11. 1:2 EtOH 100%: Xilol..... | 2 horas |

12. Xilol.....	2 horas
13. Xilol.....	2 horas
14. 2:1 Xilol: Aceite de parafina.....	3 horas
15. 1:2 Xilol: Aceite de parafina.....	3 horas
16. Parafina primer cambio.....	6 horas
17. Parafina segundo cambio.....	6 horas

Debido a la dureza de las muestras de injertos intervarietales, estas fueron infiltradas en parafina con una bomba para infiltración al vacío por 4 horas cada muestra. La parafina empleada para la infiltración tiene un punto de fusión de 54-65°C.

Inclusión en parafina y cortes en microtomo

Las muestras fueron incluidas en parafina con ayuda de placas y escuadras de aluminio formando un cuadro en el que se vertió parafina y al fondo se colocó la muestra. Las muestras de tallo sin injertar fueron colocadas en posición vertical dentro del cubo de parafina; las muestras de tallo injertadas se colocaron en posición horizontal “acostadas” acomodando la herida del corte hacia la cara más próxima a la navaja del microtomo. Posteriormente, todas las muestras incluidas se dejaron solidificar.

Los cortes histológicos se hicieron en microtomo de rotación tipo Minot. Se ajustó el micrófono a 10 µm, se colocó en el cabezal el cubo de parafina con la muestra incluida, y se procedió a hacer los listones de corte, se rescataron con un pincel y se colocaron en un portaobjetos, se agregó un par de gotas de alcohol al 50% para la extensión de la muestra, se pasaron los listones a un baño María, y al extenderse las muestras se colocaron en el portaobjetos. Los portaobjetos con las muestras se colocaron en la incubadora a 60°C por 24 h para la adhesión de los tejidos al portaobjetos.

Desparafinación, hidratación, tinción y montaje

El proceso se hizo en un tren de tinción de 16 estaciones en vaso Coplin de vidrio. La técnica de tinción aplicada fue Safranina-Azul de Alcían (Safranina 120 mL: 4 g de Safranina, 62 mL de Etanol al 95% 58 mL de agua destilada. Azul de Alcían 100 mL: 1 g Azul Alcían, 3 mL de ácido acético glacial, 97 mL de agua destilada).

El proceso fue el siguiente:

1. Xilol.....	5 min
2. Xilol.....	5 min
3. Xilol: ETOH 100% (1:1) ...	3 min
4. ETOH 100%.....	3 min
5. ETOH 96%.....	3 min
6. ETOH 70%.....	2 min
7. Safranina O.....	corte longitudinal 1 h. Corte transversal 1.5 h
8. Agua destilada	20 seg.
9. Agua destilada.....	20 seg.
10. Agua destilada	20 seg.

11. Azul de Alcían.....	corte longitudinal 15 seg. corte transversal 7 seg.
12. Agua destilada.....	1 min
13. EtOH 96%	hasta diferenciar, aprox. de 15 a 30 seg.
14. ETOH 100%.....	1 min
15. Xilol.....	2 min
16. Xilol.....	2 min

Finalmente se aplicó resina Entelan sobre el cubreobjetos y se colocó sobre el portaobjetos con la muestra teñida. Una vez montadas las laminillas, se dejaron secar por dos días, se limpiaron y analizaron al microscopio.

Análisis microscópico

Las muestras fueron observadas y analizadas bajo un microscopio óptico de campo claro Leica DM750 con cámara Leica ICC50 W. Las laminillas de cada muestra fueron observadas a 4x, 10x, y 40x. Se obtuvieron capturas fotográficas a 4x y 10x para el análisis morfométrico con el software ImageJ.

En las muestras de tallo sin injertar (corte transversal) se analizaron y midieron las siguientes variables:

- ✓ Diámetro del tallo (largo y ancho)
- ✓ Dimensiones del córtex
- ✓ Dimensiones del tejido vascular

Los cortes longitudinales de los injertos intervarietales fueron observados al microscopio para observar la unión del tejido vascular y la proliferación de callo.

Análisis estadístico

Todos los datos se analizaron con el software Statistica StatSoft 8.0. Los porcentajes de sobrevivencia de injertos intervarietales, autoinjertos, y plantas no injertadas, se analizaron mediante análisis de varianza (ANOVA) y prueba de Tukey al 0.05 de significancia.

Para determinar si existe relación entre sobrevivencia al injerto y compatibilidad histológica, se calcularon las diferencias entre variedades y portainjertos a partir de los registros histológicos: diámetro de tallo (largo y ancho), dimensiones del córtex, y dimensiones del tejido vascular. Con los datos obtenidos se analizó la correlación de Pearson entre las diferencias de las variables histológicas variedad-portainjerto y el porcentaje de sobrevivencia de los injertos intervarietales a los 58 DDI.

RESULTADOS

Sobrevivencia al injerto

Los resultados del ANOVA factorial de sobrevivencia al injerto de las 12 combinaciones varietales a 14, 21, 28, 35, 42 y 58 DDI se presentan en el Cuadro 6. El ANOVA factorial mostró diferencias altamente significativas ($p < 0.01$) para los efectos simples de combinación varietal y DDI, pero la interacción entre combinación varietal y DDI resultó no significativa ($p = 0.9806$). La ausencia de interacción indica que la evolución de la sobrevivencia a diferentes DDI fue similar en las 12 combinaciones varietales. En general, la sobrevivencia de los injertos intervarietales se mantuvo por encima del 90% hasta los 58 DDI, superando la supervivencia de las plantas autoinjertadas (Cuadro 8).

Cuadro 6. Análisis de varianza de la sobrevivencia al injerto de las 12 combinaciones varietales y los días después del injerto (DDI)

<i>Fuentes de variación</i>	gl	SC	CM	Fc	p
<i>Combinación varietal</i>	11	9628	875	13.69	< 0.01
<i>DDI</i>	5	3247	649	10.16	< 0.01
<i>Combinación varietal*DDI</i>	55	2189	40	0.62	0.980663
<i>Error</i>	216	13814	64		
<i>Total</i>	287	28879			

La sobrevivencia de las 12 combinaciones varietales a los 58 DDI se resume en el Cuadro 8. Aun cuando el ANOVA del Cuadro 7 mostró diferencias significativas ($p = 0.011705$) entre combinaciones varietales, la prueba de Tukey a 58 DDI indica que, con excepción del autoinjerto Serrano-Serrano (75% de sobrevivencia), en realidad no hubo diferencias significativas en 11 de las 12 combinaciones varietales, cuya sobrevivencia fluctuó entre 80% en el autoinjerto Pimiento-Pimiento y 100 % en las variedades sin injertar Pimiento y Pasilla (Cuadro 8).

Cuadro 7. Análisis de varianza de sobrevivencia de las 12 combinaciones varietales a 58 DDI

<i>Fuente de variación</i>	gl	SC	CM	Fc	p
<i>Combinación varietal</i>	11	2605.8	236.9	2.715	0.011705
<i>Error</i>	36	3141.5	87.3		
<i>Total</i>	47	5747.3			

Cuadro 8. Supervivencia al injerto de las 12 combinaciones varietales a los 58 DDI

Tratamientos	Combinaciones varietales	n ⁱ	Supervivencia (%) ⁱⁱ	Min	Max
<i>Sin injertar</i>	Serrano	4	93.00 ± 4.73ab ⁱⁱⁱ	80	100
	Pimiento	4	100.00 ± 0 a	100	100
	Pasilla	4	100.00 ± 0 a	100	100
	CM334	4	98.25 ± 1.75 a	93	100
<i>Autoinjerto</i>	Serrano-Serrano	4	74.50 ± 8.76 b	60	100
	Pimiento-Pimiento	4	79.75 ± 6.77ab	62	93
	Pasilla -Pasilla	4	90.75 ± 3.61ab	85	100
	CM334-CM334	4	88.75 ± 4.97ab	77	100
<i>Injertos intervarietales</i>	Serrano-Pasilla	4	89.25 ± 1.93 ab	85	93
	Serrano-CM334	4	89.00 ± 7.34 ab	69	100
	Pimiento-Pasilla	4	94.25 ± 1.93 ab	92	100
	Pimiento-CM334	4	87.00 ± 3.83 ab	77	93

ⁱ Número de repeticiones (15 plantas por repetición, es decir, 60 plantas por combinación varietal).

ⁱⁱ Supervivencia media ± error estándar.

ⁱⁱⁱ Medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes según la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$).

La prueba de Tukey del cuadro 8, muestra que las diferencias radican en la supervivencia de las combinaciones varietales Serrano-Serrano (74.5% b), Pimiento (100 % a), Pasilla (100% a), y CM334 (98.25% a); cabe mencionar que las diferencias antes señaladas pertenecen al grupo de menor supervivencia (Serrano-Serrano), y a los grupos de mayor supervivencia (Pimiento, Pasilla, y CM334), que corresponden a plantas sin injertar. No obstante, las diferencias significativas son relativamente mínimas, ya que la supervivencia de las combinaciones varietales osciló entre 74.5% y el 100%.

Los injertos intervarietales alcanzaron tasas de supervivencia a los 58 DDI cercanas al 90% (del 87% en Pimiento-CM334 al 94% en Pimiento-Pasilla 18M) (Cuadro 8). El ANOVA parcial de injertos intervarietales (Cuadro 9) no detectó diferencias significativas ($p=0.6883$) para este subgrupo, lo que indica una eficiencia similar en la compatibilidad entre de los portainjertos Pasilla 18M y CM334 con las variedades comerciales susceptibles Serrano Coloso y Pimiento CW.

Cuadro 9. Análisis de varianza de supervivencia a 58 DDI de los cuatro injertos inter-varietales (Pimiento-Pasilla, Pimiento CM334, Serrano-Pasilla, Serrano-CM334)

Fuente de variación	gl	SC	CM	Fc	p
<i>Injertos intervarietales</i>	3	114.3	38.1	0.501	0.688388
<i>Error</i>	12	911.5	76.0		
<i>Total</i>	15	1025.8			

Los resultados globales muestran que no existe diferencia significativa en la sobrevivencia de los injertos a los 58 DDI, es decir que estadísticamente son iguales y por lo tanto, los portainjertos Pasilla y CM334 son igualmente compatibles con las variedades comerciales de Pimiento y Serrano.

Los cuadros de las evaluaciones a los 14, 21, 28, 35 y 42 DDI, se encuentran en el Anexo II.

A continuación, en las Figuras 13-19 se muestra la evolución de una de las cuatro repeticiones en cada uno de los tratamientos de injerto: Injerto intervarietal (charola 10), autoinjerto (charola 11), y planta sin injertar (charola 12).



Figura 13. Plantas sobrevivientes a los 21 DDI



Figura 14. Área de unión del injerto a los 21 DDI
 (A) Injertos intervarietales; (B) Toma de muestra en área de unión del injerto



Figura 15. Plantas sobrevivientes a los 28 DDI



Figura 16. Plantas sobrevivientes a los 35 DDI



Figura 17. Plantas sobrevivientes a los 42 DDI



Figura 18. Plantas sobrevivientes a los 58 DDI (edad para inoculación de *P. capsici*)



Figura 19. Área de unión a los 58 DDI

Análisis Histológico

Diferencias varietales

Se hicieron análisis morfométricos de los cuatro cultivares, en las que se incluyeron las variedades comerciales Serrano Coloso y Pimiento CW, y de los portainjertos Pasilla 18M y CM334. Las mediciones se hicieron en las muestras de tallo sin injertar tomadas a la altura del corte donde sería el área de unión del injerto antes de ser injertadas a los 46 DDS. Las variables que se midieron de los tallos en cada uno de los cultivares fueron (1) diámetro basal largo, (2) diámetro basal ancho, (3) espesor del córtex, y (4) espesor del tejido vascular (xilema y floema).

A continuación, se muestran de las figuras 20-23 las fotografías de las muestras de tallo del área donde fueron unidas las variedades y los portainjertos a los 46 DDS antes del proceso de injertación.

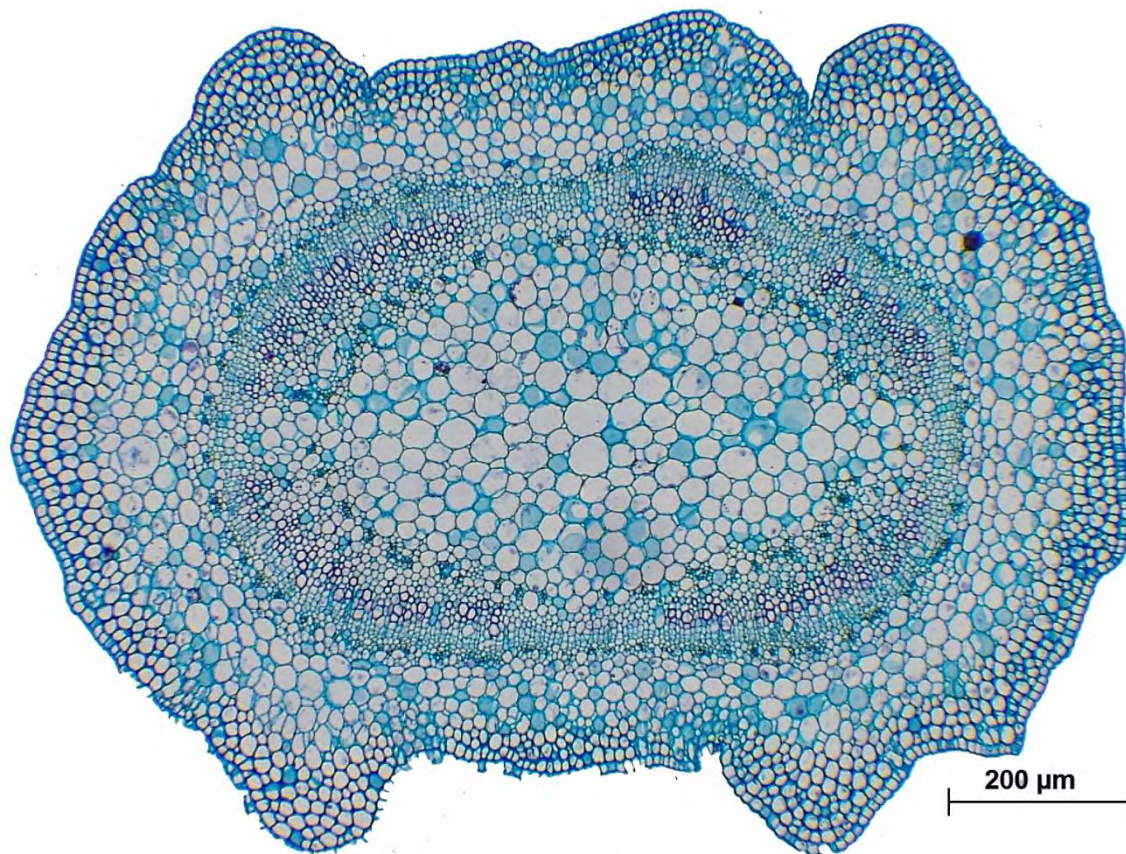


Figura 20. Corte transversal de tallo de la variedad comercial Pimiento CW.

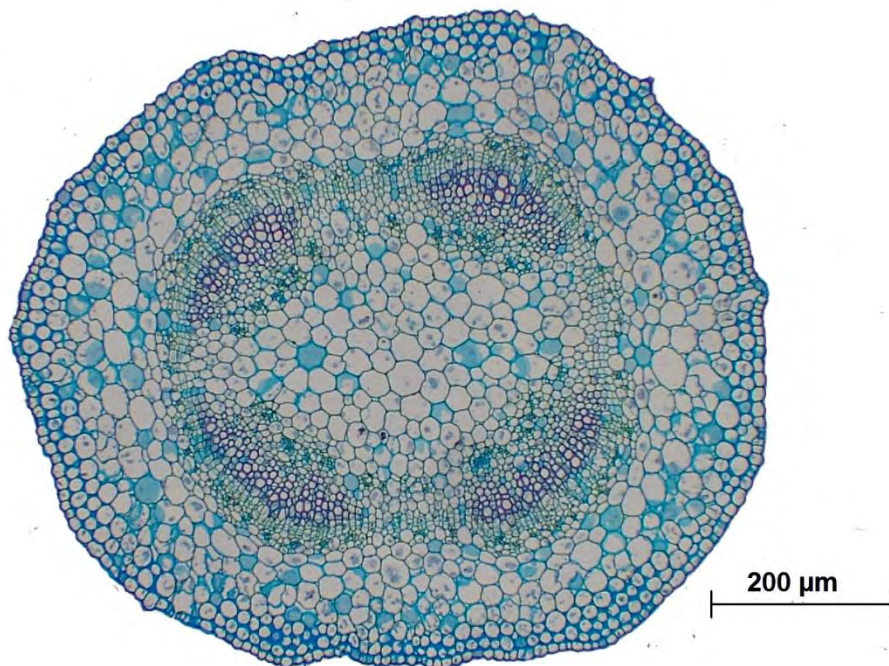


Figura 21. Corte transversal de tallo de la variedad comercial Serrano Coloso.

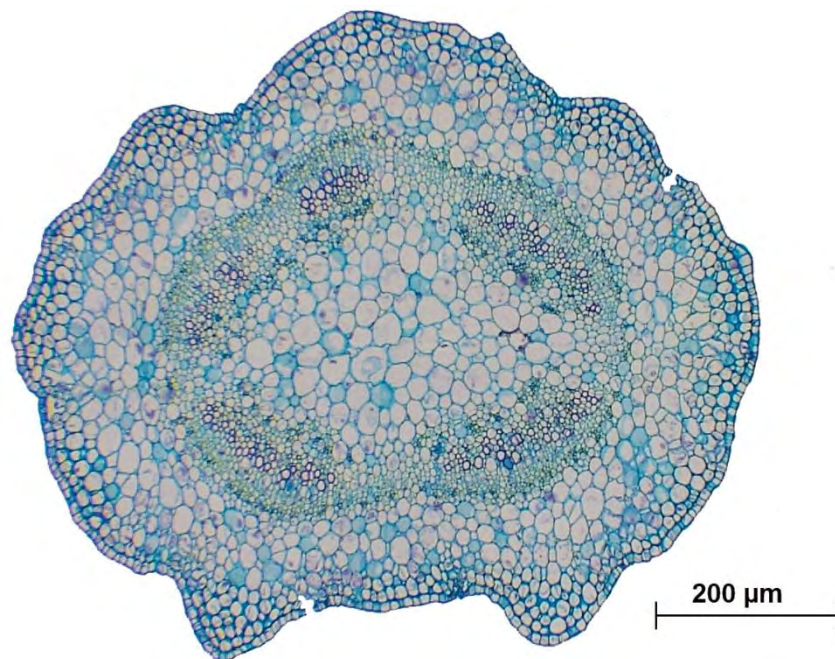


Figura 22. Corte transversal de tallo del portainjerto Pasilla 18M.

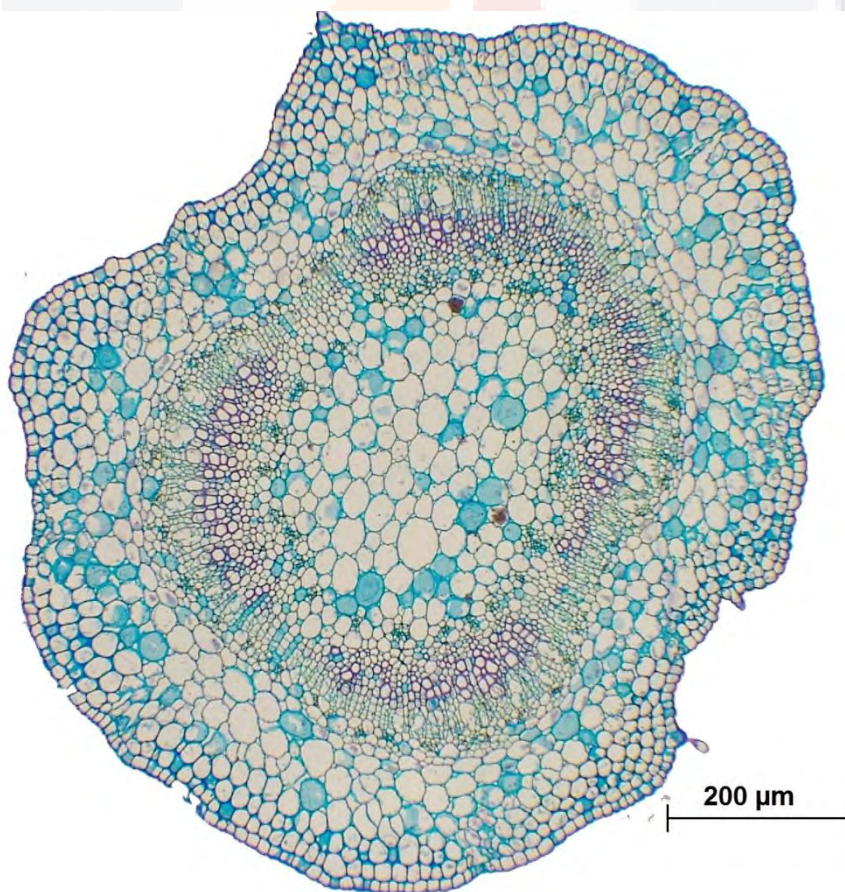


Figura 23. Corte transversal de tallo del portainjerto CM334.

Los resultados del análisis morfométrico de las variables histológicas de cada uno de los cultivares se muestran en las tablas 11 a 13. En la Figura 24, se muestran las fotografías a 10x de los cuatro cultivares (Espesor de córtex y tejido vascular).

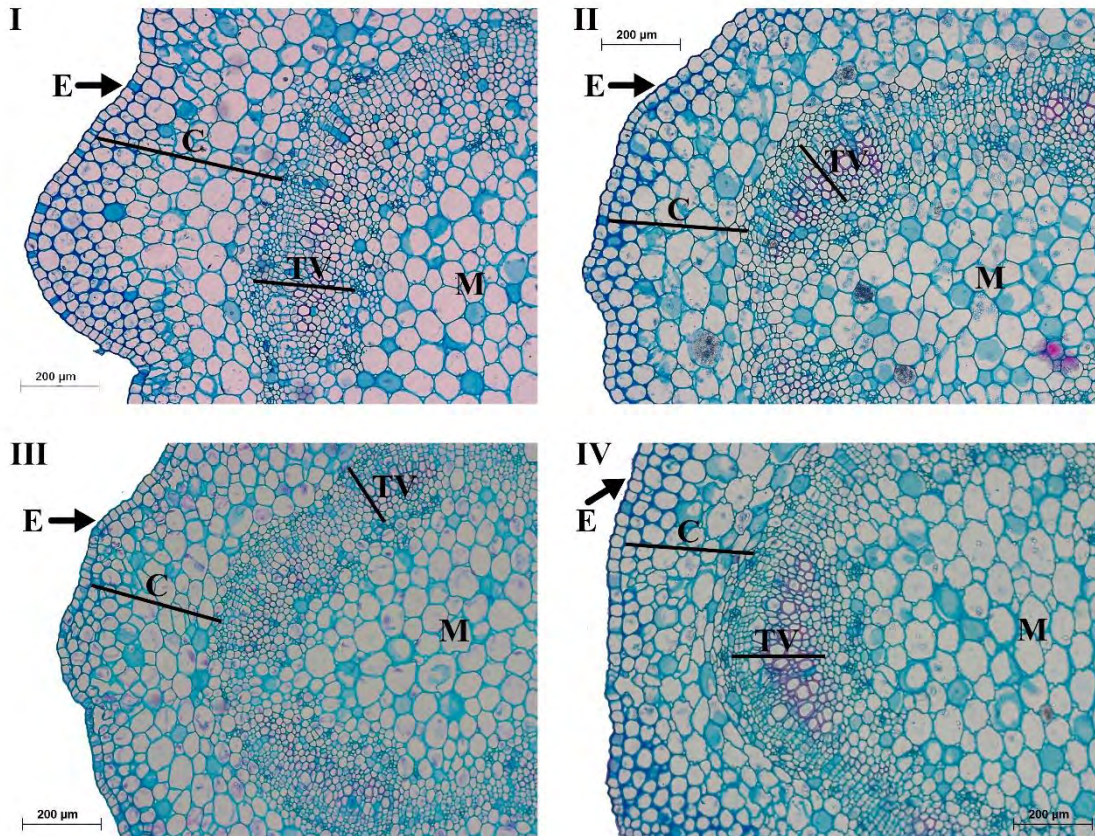


Figura 24. Cortes transversales a los 46 DDS de las variedades comerciales. I. Pimiento, y II. Serrano; y de los portainjertos: III. Pasilla, y IV. CM334. (E) Epidermis, (TV) Tejido vascular, (C) córtex, (M) Médula.

El análisis de varianza de las mediciones de las cuatro variables histológicas de cada cultivar se muestra en el Cuadro 10, donde se determinó que existen diferencias altamente significativas en las medidas de los diámetros basal largo y ancho, y en el córtex de los cuatro cultivares (Pimiento, Serrano, Pasilla y CM334); así también, se obtuvo una diferencia significativa en el espesor del tejido vascular de los cuatro cultivares.

Cuadro 10. Análisis de varianza de las variables histológicas de los cuatro cultivares (Pimiento, Serrano, Pasilla, CM334)

Variable	SC	gl	CM	Fc	p	Significancia
Diámetro basal-largo (μm)	240647.7	3	80215.91	14.92725	0.001217	**
Diámetro basal-ancho (μm)	38709.3	3	12903.09	11.16985	0.003122	**
córtex Promedio a-b-c (μm)	9876.5	3	3292.16	22.85083	0.000281	**
Tejido vascular-promedio a-b-c (μm)	719.1	3	239.70	5.34614	0.025842	*

*Diferencias significativas. ** Diferencias altamente significativas

En el Cuadro 11 se muestra que según la prueba de Tukey el diámetro basal-largo de la variedad Serrano (834.01 b), estadísticamente es igual a la de los portainjertos Pasilla (900.38 b) y CM334 (957.48 b). El diámetro de la variedad Pimiento (1208.37 a) resultó ser el de mayores dimensiones, mostrando desigualdad con las dimensiones de los dos portainjertos.

Cuadro 11. Diámetro basal-largo de las variedades comerciales y de los portainjertos

Diámetro basal-largo (μm)					
⁽¹⁾ Cultivar	N	⁽²⁾ Media Diámetro basal- largo (μm)	Error estándar	Mínimo	Máximo
Pimiento ^v	3	1208.37 a	32.29	1145.68	1253.17
Serrano ^v	3	834.01 b	32.71	790.49	898.07
Pasilla ^p	3	900.38 b	67.49	826.38	1035.14
CM334 ^p	3	957.48 b	22.29	913.73	986.77

⁽¹⁾(v) variedades comerciales. (p) portainjertos

⁽²⁾Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba de Tukey ($\alpha= 0.05$)

En la prueba de Tukey del Cuadro 12, se muestra que el diámetro basal-ancho de la variedad Serrano (717.83 bc) tiene similitud a los portainjertos Pasilla (681.49 c) y CM334 (778.94 ab), por su parte la variedad Pimiento (829.71 a) solo tuvo aproximación con el portainjerto CM334, ya que el diámetro ancho del Pimiento tuvo mayores dimensiones.

De manera que se observó que la variedad con mayor diámetro fue el Pimiento.

Cuadro 12. Diámetro basal-ancho de las variedades comerciales y de los portainjertos

Diámetro basal-ancho (μm)					
⁽¹⁾ Cultivar	N	⁽²⁾ Media Diámetro basal-ancho (μm)	Error estándar	Mínimo	Máximo
Pimiento ^v	3	829.71 a	21.10	807.41	871.88
Serrano ^v	3	717.83 bc	7.06	703.90	726.75
Pasilla ^p	3	681.49 c	9.20	665.92	697.76
CM334 ^p	3	778.94 ab	31.00	744.65	840.81

⁽¹⁾(v) variedades comerciales. (p) portainjertos

⁽²⁾Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba de Tukey ($\alpha= 0.05$)

Así también, la prueba de Tukey de las dimensiones del espesor del córtex mostradas en el Cuadro 13, determinó que el córtex de la variedad Serrano (138.82 c) estadísticamente comparte algo de similitud con el córtex del portainjerto Pasilla (155.92 bc) y difiriendo del portainjerto CM334 (177.81 b). Por su parte, el córtex de Pimiento (215.58 a) obtuvo las dimensiones más grandes diferenciándose de ambos portainjertos.

Cuadro 13. Espesor del córtex de las variedades comerciales y de los portainjertos

Espesor córtex (μm)					
⁽¹⁾ Cultivar	N	⁽²⁾ Espesor córtex Promedio a-b-c (μm)	Error estándar	Mínimo	Máximo
Pimiento ^v	3	215.58 a	9.18	204.21	233.75
Serrano ^v	3	138.82 c	9.43	125.80	157.14
Pasilla ^p	3	155.92 bc	4.03	147.85	160.06
CM334 ^p	3	177.81 b	1.63	174.76	180.33

⁽¹⁾(v) variedades comerciales. (p) portainjertos

⁽²⁾Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba de Tukey ($\alpha= 0.05$)

Por otra parte, la prueba de Tukey del Cuadro 14 muestra que el espesor del tejido vascular de la variedad Serrano (81.06 ab) y de la variedad Pimiento (80.69 ab) son similares a las de los portainjertos CM334 (92.50 a) y Pasilla (70.63 b). También se determinó que el tejido vascular de los dos portainjertos difiere en sus dimensiones, siendo el tejido vascular del CM334 mayor al de Pasilla.

Cuadro 14. Espesor del tejido vascular de las variedades comerciales y de los portainjertos

Espesor Tejido vascular (µm)					
⁽¹⁾ Cultivar	N	⁽²⁾ Espesor Tejido vascular-promedio a-b-c (µm)	Error estándar	Mínimo	Máximo
Pimiento ^v	3	80.69 ab	4.62	71.46	85.68
Serrano ^v	3	81.06 ab	1.40	78.68	83.54
Pasilla ^p	3	70.63 b	5.81	64.32	82.24
CM334 ^p	3	92.50 a	1.64	89.25	94.47

⁽¹⁾(v) variedades comerciales. (p) portainjertos

⁽²⁾Medias con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba de Tukey ($\alpha= 0.05$)

Correlación de las diferencias morfométricas vs Porcentaje de sobrevivencia

Las morfometrías fueron utilizadas para obtener las diferencias dimensionales histológicas entre Variedad-Portainjerto, con el fin de obtener una correlación de las diferencias obtenidas por cada variable con la sobrevivencia a los 58 DDI, para determinar la influencia que tienen las dimensiones de los tejidos más importantes involucrados en la compatibilidad histológica con la sobrevivencia del injerto.

Las diferencias obtenidas de las variedades-portainjertos de cada una de las variables se muestran en el Cuadro 15. Se obtuvieron algunas diferencias negativas, lo que quiere decir, que las dimensiones de la variable histológica de la variedad fueron más grandes que las del portainjerto, sin embargo, estas diferencias no fueron causa de mortalidad de los injertos intervarietales, ya que se obtuvieron sobrevivencias mayores del 87%.

Cuadro 15. Diferencias morfométricas de los miembros de los injertos intervarietales (Variedad-Portainjerto)

Variedad	Portainjerto	Injerto intervarietal	X				Y
			Diferencia de diámetros-largo	Diferencia de diámetros-ancho	Diferencia de espesor de córtex	Diferencia de espesor de Tejido vascular	% Sobrevivencia 58 DDI
Pimiento	Pasilla	Pimiento-Pasilla	307.99	148.21	59.66	10.05	94.25
Pimiento	CM334	Pimiento-CM334	250.89	50.77	37.76	-11.82	87.00
Serrano	Pasilla	Serrano-Pasilla	-66.37	36.34	-17.09	10.42	89.25
Serrano	CM334	Serrano-CM334	-123.47	-61.11	-38.99	-11.45	89.00

La correlación de las diferencias morfométricas de los injertos intervarietales con respecto a los diámetros, córtex, y tejido vascular, se obtuvo la correlación de cada una de las variables histológicas estudiadas con el porcentaje de sobrevivencia a los 58 DDI, dichos resultados se muestran en el Cuadro 16.

Cuadro 16. Coeficientes de correlación de Pearson (r) derivados del análisis de correlación entre porcentaje de sobrevivencia a los 58 DDI de los injertos intervarietales y las diferencias morfométricas variedad-portainjerto

Variable dependiente	Diferencias variedad-portainjerto al día del injerto (46 DDS)			
	Diferencia de largo de diámetros	Diferencia de ancho de diámetros	Diferencia de espesor de córtex	Diferencia de espesor de Tejido vascular
% Sobrevivencia a 58 DDI	r = 0.3833	r = 0.6725	r = 0.4624	r = 0.6968
	p=0.617	p=0.327	p=0.538	p=0.303

N=4 (Injertos inter-varietales: Pimiento-Pasilla, Pimiento-CM334, Serrano-Pasilla, Serrano-CM334).

Con respecto al estudio de correlación de las cuatro variables analizadas contra el porcentaje de sobrevivencia a los 58 DDI, se encontró que ningún valor de r es significativo, por lo tanto, no existe correlación. Es decir, las diferencias histológicas entre Variedad y Portainjerto no tienen relación con la sobrevivencia de los injertos intervarietales a los 58 DDI.

Sin embargo, los injertos intervarietales fueron histológicamente compatibles, ya que, a pesar de no tener una perfecta simetría en los tejidos analizados, hubo un excelente ensamble y reconocimiento Variedad-Portainjerto lo cual indica excelente adhesión de los tejidos, formación de callo, ensamble y formación de nuevo tejido vascular, como se muestran en las figuras 25-28.

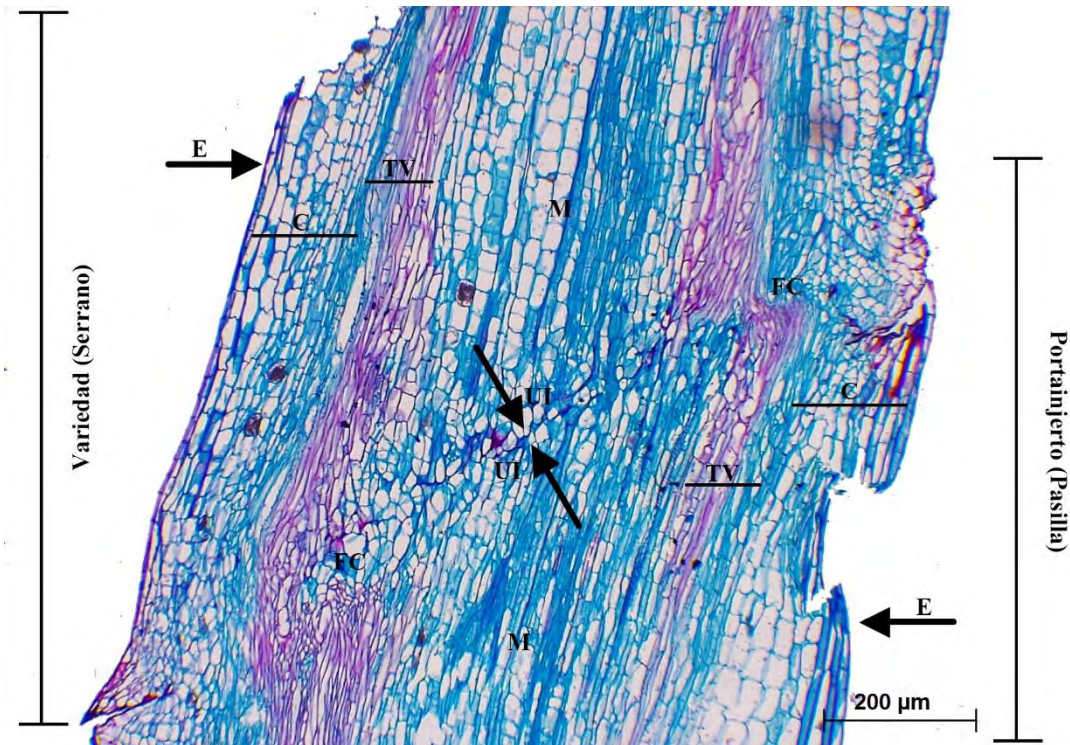


Figura 25. Corte longitudinal del injerto intervarietal Serrano-Pasilla a los 21 DDI. (E) Epidermis, (TV) tejido vascular, (C) córtex, (M) médula, (UI) unión del injerto, (FC) Formación de callo.

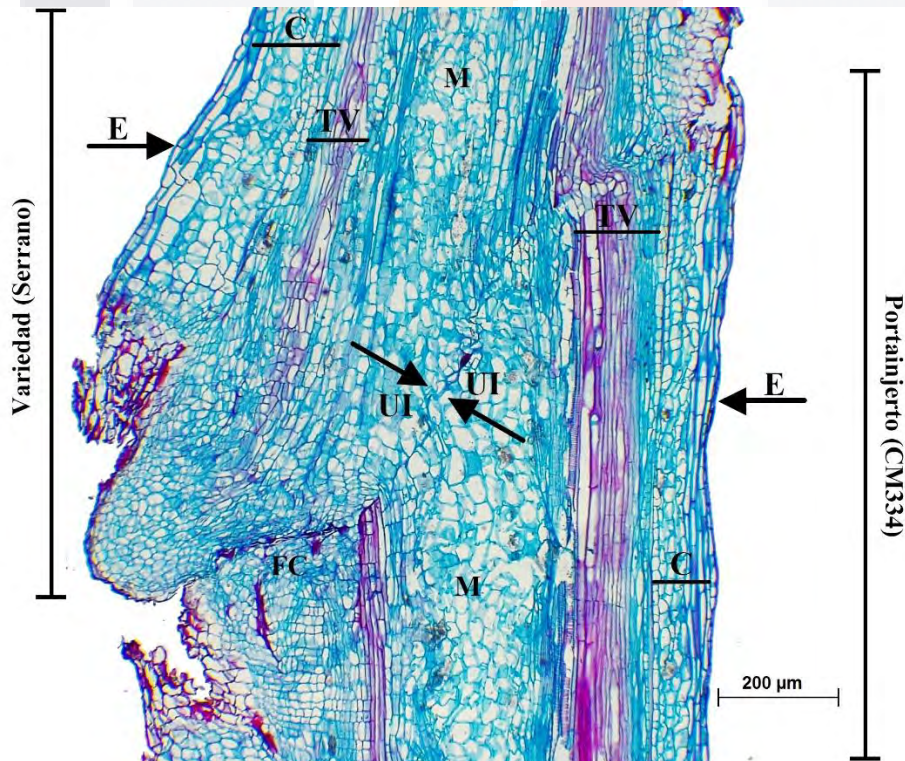


Figura 26. Corte longitudinal del injerto intervarietal Serrano-CM334 a los 21 DDI. (E) Epidermis, (TV) tejido vascular, (C) córtex, (M) médula, (UI) unión del injerto, (FC) Formación de callo.

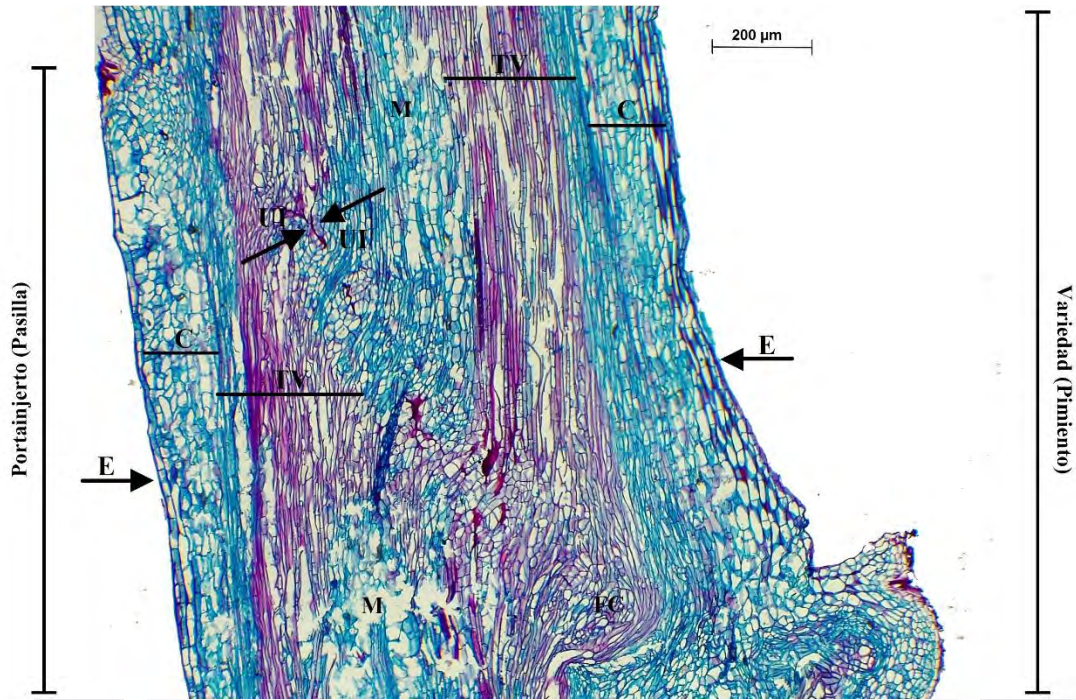


Figura 27. Corte longitudinal del injerto intervarietal Pimiento-Pasilla a los 21 DDI.
 (E) Epidermis, (TV) tejido vascular, (C) córtex, (M) médula, (UI) Unión del injerto, (FC) Formación del callo.

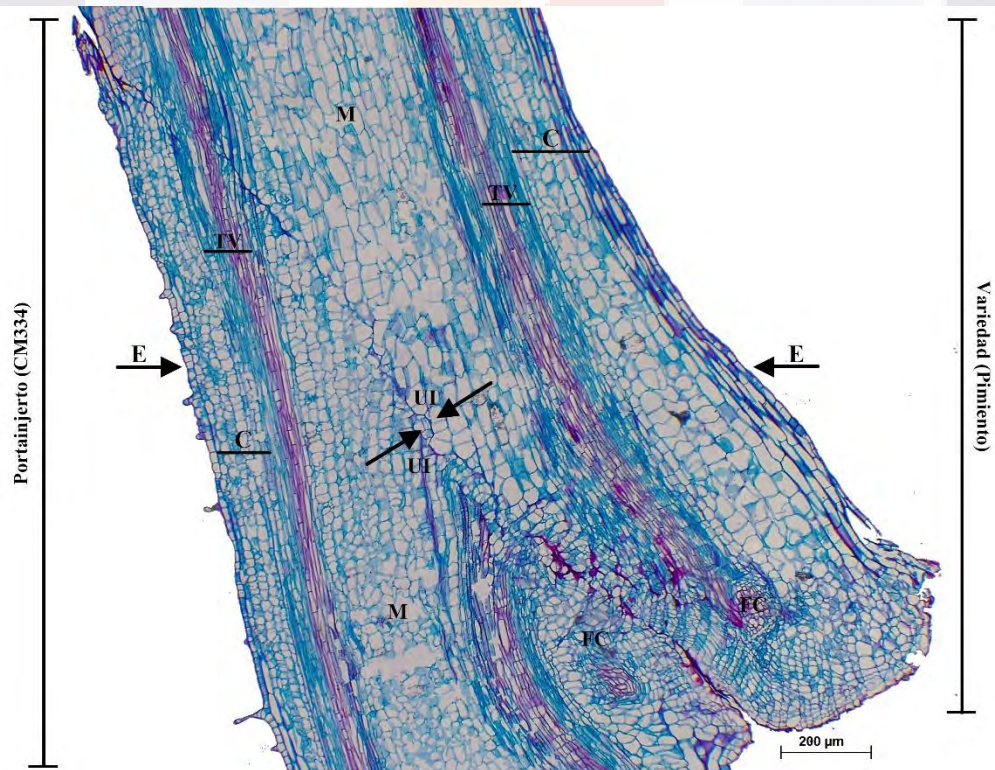


Figura 28. Corte longitudinal del injerto intervarietal Pimiento-CM334 a los 21 DDI.
 (E) Epidermis, (TV) tejido vascular, (C) córtex, (M) médula, (UI) Unión del injerto, (FC) Formación de callo.

DISCUSIÓN

Sobrevivencia al injerto

De acuerdo con los resultados obtenidos de sobrevivencia al injerto, CM334 y Pasilla 18M son útiles como portainjertos de las variedades susceptibles Pimiento CW, y Serrano Coloso, reconocidas por su importancia comercial (Aguirre-Hernández & Muñoz-Ocoter, 2015; Duan et al., 2017) y por su alta susceptibilidad a *P. capsici* (Pintado-López et al., 2017; Sánchez-Chávez et al., 2015); esto se deduce debido a que el análisis de varianza determinó que la sobrevivencia de todas las combinaciones varietales comparadas con los controles autoinjerto y plantas sin injertar respondieron de manera similar, pues los porcentajes de sobrevivencia obtenidos a los 58 DDI de los injertos intervarietales osciló entre 87-94%, de las plantas sin injertar fluctuó entre 93-100%, mientras que los autoinjertos obtuvieron porcentajes de sobrevivencia un poco más bajos entre 74-90%; además, la prueba de Tukey mostró que no existen diferencias estadísticas entre los injertos intervarietales, por lo tanto se concluye que ambos portainjertos son compatibles con Serrano y Pimiento. Los porcentajes de sobrevivencia coinciden con lo obtenido por Kawaguchi et al., (2008) donde los porcentajes de sobrevivencia que obtuvieron de injertos homogéneos *Capsicum-Capsicum* con la variedad Long red Cayene fue del 88%; también Jang et al., (2012) reportaron porcentaje de sobrevivencia superior al 80% en todas las plantas injertadas con cinco portainjertos comerciales de *C. annuum* y nueve líneas mejoradas; así también se coincide con los resultados de Johkan et al., (2008) quienes obtuvieron la sobrevivencia de homoinjertos de Pimiento con tejido joven de un 89%, sin embargo observaron que en injertos con tejido en etapas maduras la sobrevivencia era del 44% debido a la pobre diferenciación y conexión vascular causada por la baja formación de callo, no obstante sus resultados mejoraron por la aplicación foliar de ácido ascórbico (AA) tanto en injertos con tejidos jóvenes y viejos, ya que el AA promueve la formación de callo, de manera que la sobrevivencia mejoró a 100 y 89% respectivamente. Por nuestra parte, para alcanzar porcentajes de sobrevivencia altos, no se recurrió a la aplicación de AA ni a algún otro fitoquímico que beneficiara la conexión vascular, deduciendo que el ensamble exitoso entre los tejidos involucrados en los injertos se debió a que fueron injertados en tejidos jóvenes de 46 DDS, esto acorde a lo mencionado por Johkan et al., (2008). Así también, el éxito del injerto está influenciado por la alta afinidad y compatibilidad entre las especies injertadas (Acosta-Muñoz, 2005; Lee, 1994). Otros factores que potencializan el éxito del injerto son un ambiente con abundante oxígeno, una temperatura de 25 a 27°C, humedad relativa de 80 a 100% (Acosta-Muñoz, 2005), y sin luz solar directa (de Miguel et al., 2007). Sin embargo, las variaciones en los resultados de la sobrevivencia entre las diferentes investigaciones, pudiera deberse al genotipo empleado, la técnica y tipo de injerto, y la habilidad del injertador (Osuna-Ávila et al., 2012).

El uso de CM334 como portainjertos ya ha sido probado e identificado con compatibilidad en Jalapeño, Chilaca, y Cayene, con 90% de sobrevivencia con cada uno de ellos (Osuna-Ávila et al., 2012), y con Pimiento Triple Star (Leal-Fernández et al., 2013), sin embargo no

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

mencionan la sobrevivencia obtenida después del injerto, razón por la cual se deduce existe conocimiento previo de compatibilidad entre ambas variedades.

Se cuentan con investigaciones de injertos con *Capsicum* con diferentes propósitos, y en su mayoría con la variedad Pimiento dulce o morrón. Algunos de los propósitos por los cuales se han llevado a cabo los injertos en *Capsicum* son para determinar el efecto del injerto en los compuestos bioactivos (Chávez-Mendoza et al., 2015), evaluar su rendimiento agronómico (Ergun & Aktas, 2018), evaluar la influencia del injerto en la calidad y características de los frutos (Jang et al., 2013), evaluar el efecto del estrés térmico de injertos sobre el crecimiento vegetativo (López-Marín et al., 2013), evaluar la tolerancia de injertos de *Capsicums* contra Begomovirus (Navarrete-Mapen et al., 2020), evaluar los efectos del injerto en el genotipo de generaciones posteriores (Tsaballa et al., 2013), evaluar diferentes genotipos de portainjertos bajo estrés salino (Abidalrazzaq et al., 2021), por mencionar algunos ejemplos. Sin embargo, estas investigaciones no mencionan el porcentaje de sobrevivencia al proceso de injertación, y por lo tanto no se sabe hasta qué punto existe una compatibilidad exitosa entre las plantas participantes, con ello limitan la seguridad de saber que al injertar cierta variedad va a resistir el proceso.

Por otra parte, la elección de los portainjertos se basó en la utilidad o atributo que le pudieran conferir a la variedad. El Serrano Criollo de Morelos 334 (CM334) presenta el mayor nivel de resistencia conocido a *P. capsici* (Lamour et al., 2012; Reyes-Tena et al., 2021), y ha sido reportado como portainjerto en anteriores investigaciones por su gran eficacia frente a *P. capsici* (García-Rodríguez et al., 2010; Leal-Fernández et al., 2013; Osuna-Ávila et al., 2012; Pintado-López et al., 2017; Richins et al., 2010). Hasta el momento, el cutlivar Pasilla 18M no ha sido probado como portainjerto. No obstante, la decisión de usar esta variedad como portainjerto en esta investigación, fue debida a que en estudios preliminares con esta variedad se observó cierta resistencia al patógeno, y en el intento por otorgar este atributo a otras variedades por medio de cruza, se observó incompatibilidad genética, al menos con Serrano y Pimiento. En este sentido, el uso de variedades resistentes a *P. capsici* como portainjertos, es una alternativa eficaz que permite eludir la dificultad de incorporar genéticamente la resistencia a las variedades susceptibles (García-Rodríguez et al., 2010).

Aunado a esto, recientemente fue publicada la evidencia de que algunas variedades de Pasilla presentan resistencia a *P. capsici*, afirmando que Pasilla pudiera ser usado en programas de fitomejoramiento como fuentes de tolerancia genética y resistencia contra *P. capsici* (Reyes-Tena et al., 2021), siendo esta presente investigación, la pionera en investigar el uso de la variedad Pasilla 18M como portainjerto para probar su compatibilidad con otros cultivares, y que al mismo tiempo confiera resistencia frente al oomiceto.

Así también, se desveló la eficacia entre ambos portainjertos probados en esta investigación, de manera que el resultado obtenido mostró que no existen diferencias significativas en el porcentaje de sobrevivencia con CM334 y Pasilla 18M, por lo tanto, se concluye son igualmente compatibles con Serrano Coloso y Pimiento CW.

Compatibilidad histológica

Las razones para llevar a cabo un estudio de la compatibilidad histológica son para entender, conocer, y prevenir resultados que lleven a pérdidas. Por ello, en este estudio se decidió hacer un estudio histológico, para comprender y entender en qué se basa la compatibilidad en tejidos intervarietales de *Capsicum*, debido a que son conocidos por su difícil compatibilidad con otras especies.

Se sabe que la compatibilidad del injerto es la capacidad de dos plantas diferentes injertadas juntas para producir una unión exitosa y continuar desarrollándose en una planta compuesta (Dogra et al., 2018), y en lo que respecta esta investigación, los injertos intervarietales cumplieron con las características de ser injertos compatibles, a pesar de no haber encontrado correlación en sus diferencias morfométricas con el porcentaje de sobrevivencia, sin embargo hubo otros factores que favorecieron el éxito del injerto. Se sabe que el éxito del injerto no solo depende de los protocolos técnicos y fitosanitarios, sino también de los niveles de compatibilidad entre el portainjerto y la variedad (Tamilselvi & Pugalendhi, 2017; Tedesco et al., 2022) como histológicas, morfológicas, bioquímicas, y genéticas. El estudio de compatibilidad tiene una amplia gama debido a las diferentes interacciones variedad-portainjerto que se producen durante el injerto (Pina et al., 2012).

La secuencia del desarrollo de unión de un injerto compatible involucra el alineamiento de cambiums vasculares, cicatrización de heridas, la formación de puentes de callos, y reparación de heridas (Dogra et al., 2018). Este proceso incluye la adhesión entre los socios injertados, proliferación de células de callo en la unión del injerto, el establecimiento de nuevo tejido vascular y la formación de un sistema vascular funcional a través del injerto (Dogra et al., 2018; Pina et al., 2012; Tedesco et al., 2022); estas características fueron observadas en los cortes histológicos longitudinales de los injertos intervarietales.

Así también, en este estudio fueron considerados los factores críticos para la compatibilidad variedad-portainjerto que llevaron al éxito del injerto, como lo son el contacto directo del cambium vascular del portainjerto y la variedad, el estado funcional adecuado del portainjerto y la variedad, la prevención del marchitamiento, el cuidado adecuado de las plantas injertadas, y la habilidad y experiencia del injertador que son necesarios para garantizar el éxito de la unión del injerto (Dogra et al., 2018; Tamilselvi & Pugalendhi, 2017). Adicionalmente, se cumplieron con los elementos ambientales fundamentales como la temperatura y la humedad relativa para garantizar la unión exitosa del injerto, debido a que la humedad garantiza la formación de callos (Dogra et al., 2018; Kleinhenz et al., 2013; Tamilselvi & Pugalendhi, 2017). Por ese motivo, es importante proporcionar un entorno propicio con una temperatura y una humedad relativa óptimas para mejorar la cicatrización de la unión del injerto (Kleinhenz et al., 2013).

Cabe mencionar, que la elección del tipo de injerto es sumamente importante, ya que de ello dependerá también la calidad de unión variedad-portainjerto, pues se busca que los cambiums vasculares de los miembros del injerto estén en contacto; por ello, el más adecuado en solanáceas es el método por empalme elegido en esta investigación, debido a que en

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

solanáceas y cucurbitáceas, la formación de los haces vasculares en edad de plántula facilita la unión de los miembros del injerto. El injerto de empalme es un enfoque muy simple que logra una conexión rápida y fuerte, un área de unión del injerto mejorada y una buena compatibilidad, en comparación con otros procedimientos de injerto (de Miguel et al., 2007; Sabry et al., 2022). Las diferencias en las tasas de éxito del injerto logradas por diversas técnicas de injerto podrían deberse a variaciones en la superficie de contacto entre las capas de cambium tanto de la variedad como del portainjerto (Sabry et al., 2022). Una vez que los dos componentes del injerto, están en contacto íntimo, proliferan nuevas células parenquimatosas del portainjerto y de la variedad (Dogra et al., 2018), de manera que producen el tejido calloso entremezclado para conectar la variedad y el portainjerto (Aloni et al., 2010; Pina & Errea, 2005). Estas células callosas fueron observadas en los cortes longitudinales, en los que en algunos de ellos se pudo observar la diferenciación de tejido vascular.

Debido a la importancia que tiene la conexión del cambium vascular en la compatibilidad histológica, en esta investigación se hizo un análisis morfométrico en las medidas del diámetro, córtex, y tejido vascular de cada uno de los cultivares (Pimiento, Serrano, CM334, y Pasilla), para identificar en su histología el nivel de ensamble y correspondencia en los tejidos involucrados en la compatibilidad histológica, y por ende del cambium vascular. En el estudio se determinó que la variable de las dimensiones del tejido vascular estadísticamente es similar entre las variedades y los portainjertos, de lo que se derivó una excelente repuesta al injerto, y por lo tanto compatibilidad.

Por otra parte, se observó que el cultivar Pimiento, tuvo diámetros más grandes que los dos portainjertos Pasilla y CM334, sin embargo, la diferencia de diámetros no afectó en la compatibilidad de los injertos intervarietales Pimiento-Pasilla y Pimiento-CM334, pues a pesar de la diferencia, el ensamble de los tejidos y la reconexión vascular fue evidente. Algo similar ocurrió en los injertos de tomate reportados por Pugalendhi et al., (2021), que observaron diferenciación de los haces vasculares a pesar de que la variedad dominó el crecimiento en el portainjerto silvestre de tomate.

De la misma forma, la variable de las dimensiones del córtex el Pimiento difirió de ambos portainjertos, contrario a Serrano que coincidió con el portainjerto Pasilla; sin embargo, ninguna de estas diferencias estadísticas interfirió en la sobrevivencia del injerto, puesto que hubo más factores que lo favorecieron, como la coincidencia en sus tejidos vasculares, ya que el cambium vascular se encuentra entre las células del xilema y floema (Pina & Errea, 2005), además, la técnica y el manejo de los injertos, así como la adecuación de los factores climáticos, sin omitir la bioquímica y la genética de los socios involucrados, hicieron de los injertos intervarietales un éxito.

Con respecto a los resultados obtenidos de la correlación de las diferencias morfométricas de las variables histológicas con la sobrevivencia del injerto a los 58 DDI, a pesar de no haber correlación, fue evidente la existencia de compatibilidad, debido a que hubo adhesión de los tejidos, formación de callo, y ensamble y formación de nuevo tejido vascular, todo esto observado en los cortes histológicos longitudinales. Además, la sobrevivencia de los injertos

TESIS TESIS TESIS TESIS TESIS

intervarietales osciló de 87% a 94%, cumplieron con todo el ciclo fenológico hasta la maduración de sus frutos, y a la excelente respuesta que se obtuvo frente a *P. capsici* (resultados del objetivo 2, Capítulo III). Al contrario, los síntomas de incompatibilidad se presentan como irregularidades anatómicas en la interfase de la unión variedad-portainjerto, líneas necróticas continuas a lo largo de los bordes heridos del portainjerto y la variedad (Ives et al., 2012; Kawaguchi et al., 2008), con rupturas en los patrones de continuidad vascular y cambial y malas conexiones vasculares que inducen debilidad mecánica en la unión (Koepeke & Dhingra, 2013), además el marchitamiento inmediatamente después del injerto, puede deberse no solo a la mala conexión vascular de los tubos cribosos, el cambium y el xilema, sino también a incompatibilidad fisiológica como resultado de la falta de reconocimiento celular, respuesta a la herida generada por el corte, presencia de reguladores del crecimiento o toxinas incompatibles (Tamilselvi & Pugalendhi, 2017).

Babar et al., (2023), en su investigación en injertos de tomate, observaron en injertos intraespecíficos y autoinjertos una región de adherencia larga en la unión del injerto, mientras que en los interespecíficos presentaron una pequeña línea de adhesión, que comparando la línea de adherencia que mencionan estos autores, con lo observado en la presente investigación en los injertos intervarietales a los 21 DDI, la línea de unión apenas era perceptible, ya que la estructura anatómica de los socios involucrados en los injertos intervarietales aunque sus dimensiones no fueron completamente simétricas, tuvieron un excelente ensamble en sus tejidos, posiblemente al buen trabajo de unión y concordancia en los cambiums vasculares y a la creación del callo que pronto fue diferenciado que dieron lugar a la diferenciación de tejido vascular, coincidiendo con lo observado por Frey et al., (2020) en injertos de tomate a los 20 DDI, donde la línea de adhesión era casi imperceptible, siendo que en esta etapa el grosor de la pared de las células de la médula en la zona de unión se redujo significativamente.

En cucurbitáceas el injerto se considera funcional en 4 a 8 días después del injerto (DDI) a medida que se forman las hebras vasculares, y completamente funcional después de 15 días cuando se completan varias conexiones y alcanzan la resistencia mecánica (Tamilselvi & Pugalendhi, 2017). Así mismo, en injertos de tomate se observó la unión del injerto por la formación de vasos de xilema y floema a través de la unión del injerto 8 días después del injerto (Fernández-García et al., 2004). Por otra parte, Ives et al., (2012) observaron en injertos de chile habanero (*C. chinense*) en berenjena (*S. melongena*) a 21 DDI una producción satisfactoria de callos y diferenciación vascular, indicaron el establecimiento del xilema de reparación de heridas a través de la unión del injerto, lo que permitió el movimiento de agua y nutrientes minerales entre el portainjerto y la variedad; así también Frey et al., (2020) observaron que a los 20 DDI en injertos de tomate, fue visible tejido vascular más pronunciado, junto con grandes áreas que mostraban conexión vascular. De modo que los resultados obtenidos en la presente investigación coinciden con lo reportado por Ives et al., (2012) y Frey et al., (2020), al tener las mismas observaciones en los cortes longitudinales de los injertos intervarietales a los 21 DDI.

Pugalendhi et al., (2021) en su estudio de injertos de tomate con portainjertos silvestres y dos cultivares de tomates híbridos como variedades, encontraron que en algunas combinaciones,

mostraron una unión rápida a los 10 DDI entre los socios del injerto; así también, observaron en una de las combinaciones no compatibles, una zona de división entre los miembros en lugar de capas de diferenciación de tejido, por lo que se infiere que este problema condujo a pérdida de conducción de agua y alimento, y automáticamente la incompatibilidad, contrario a los injertos compatibles donde observaron callo extendido y capaz de células en proliferación que dieron lugar a conexiones de los vasos entre las variedades y los portainjertos, parecidas a las conexiones vasculares encontradas a los 21 DDI, coincidiendo con Pugalendhi et al., (2021), que mencionan hubo diferenciación completa de los haces vasculares a los 21 DDI.

Además de la compatibilidad histológica, existen otros factores que intervienen en la compatibilidad del injerto. Algunos autores consideran que las causas que conducen a la necrosis y las rupturas en la continuidad cambial son más bioquímicas que anatómicas (Dogra et al., 2018). Existen factores celulares, anatómicos, y bioquímicos que influyen en el éxito del injerto, como el sistema inherente de incompatibilidad celular, formación de plasmodesmos, y presencia de reguladores de crecimiento y peroxidasas (Pina & Errea, 2005). Las auxinas, citoquininas, ABA, y el Etileno en la señalización hormonal tienen un papel importante en la interacción variedad-portainjerto para el desarrollo adecuado de las plantas injertadas (Aloni et al., 2010). Las auxinas también tienen la capacidad de inducir la formación de callos (Asahina et al., 2011). Estas hormonas, que viajan en dirección basípeta (es decir, hacia abajo desde la punta de la variedad), se mueven a través del tallo, transportadas por proteínas de transporte (Frey et al., 2020). Así también, se sospecha que las moléculas intercambiadas entre las partes involucradas del injerto, facilitan la regeneración vascular y modulan la cicatrización (Tedesco et al., 2022). El papel de las hormonas vegetales endógenas según Aloni et al., (2010), y Koepke & Dhingra, (2013) están involucradas en la regulación de las complejas relaciones entre el portainjerto y la variedad.

Muchos procesos bioquímicos y estructurales complejos tienen lugar durante el establecimiento de un injerto, desde la respuesta a la herida inicial, los cambios en los bordes del corte, la formación de tejido calloso, la diferenciación de nuevo tejido vascular y la conexión del tejido vascular (Martínez-Ballesta et al., 2010; Melnyk, 2017).

La variación en los niveles morfológicos, fisiológicos y celulares puede proporcionar información valiosa para comprender la compatibilidad e incompatibilidad del injerto de las plántulas injertadas en una etapa temprana (Selvi, 2022).

CONCLUSIÓN

La sobrevivencia al proceso de injertación de las variedades Serrano Coloso y Pimiento CW con los portainjertos CM334 y Pasilla 18M fue mayor al 90% al igual que las plantas no injertadas; a pesar de no existir una perfecta simetría en la histología de los tallos, hubo similitudes en las variables histológicas que permitieron la compatibilidad en los tejidos variedad-portainjerto, además que intervinieron factores de manejo y ambientales que favorecieron la compatibilidad histológica.

BIBLIOGRAFIA

- Abebe, A. M., Wai, K. P. P., Siddique, M. I., Mo, H.-S., Yoo, H. J., Jegal, Y., Byeon, S.-E., Jang, K.-S., Jeon, S.-G., Hwang, J.-E., & Kim, B.-S. (2016). Evaluation of Phytophthora root rot- and bacterial wilt-resistant inbred lines and their crosses for use as rootstocks in pepper (*Capsicum annuum* L.). *Horticulture, Environment, and Biotechnology*, 57(6), Article 6. <https://doi.org/10.1007/s13580-016-0050-8>
- Abidalrazzaq, O., Yetisir, H., Ulas, F., & Ulas, A. (2021). Enhancing Salt Stress Tolerance of Different Pepper (*Capsicum annuum* L.) Inbred Line Genotypes by Rootstock with Vigorous Root System. *Gesunde Pflanzen*, 73(3), 375–389. <https://doi.org/10.1007/s10343-021-00564-4>
- Acosta-Muñoz, A. A. (2005). La técnica del injerto en plantas hortícolas. *Horticultura internacional*, 1, 62–65.
- Aguilar-Rincón, V., Torres, T., López, P., Latournerie, L., Meraz, M., Villalón-Mendoza, H., & Castillo, J. (2010). Los chiles de México y su distribución. SINAREFI, Colegio de Postgraduados, INIFAP, ITConkal, UANL, UAN.
- Aguirre-Hernández, E., & Muñoz-Ocotero, V. (2015). El chile como alimento. *Revista Ciencia*, 66(3), Article 3.
- Aloni, B., Cohen, R., Karni, L., Aktas, H., & Edelstein, M. (2010). Hormonal signaling in rootstock–scion interactions. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 119–126. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.09.003>
- Asahina, M., Azuma, K., Pitaksaringkarn, W., Yamazaki, T., Mitsuda, N., Ohme-Takagi, M., Yamaguchi, S., Kamiya, Y., Okada, K., Nishimura, T., Koshiha, T., Yokota, T., Kamada, H., & Satoh, S. (2011). Spatially selective hormonal control of RAP2.6L and ANAC071 transcription factors involved in tissue reunion in *Arabidopsis*. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 108(38), 16128–16132. <https://doi.org/10.1073/pnas.1110443108>
- Babar, M., Afzal, N., Siddiqui, K., Azhar, A., & Galani, S. (2023). Exploring graft incompatibility markers: Intraspecific and interspecific grafts of tomato (*Solanum lycopersicum* L.). *Scientia Horticulturae*, 310, 111762. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2022.111762>
- Barchenger, D. W., Lamour, K. H., & Bosland, P. W. (2018). Challenges and Strategies for Breeding Resistance in *Capsicum annuum* to the Multifarious Pathogen, *Phytophthora capsici*. *Frontiers in Plant Science*, 9, 628. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.00628>
- Bosland, P. W. (2008). Think global, breed local: Specificity and complexity of *Phytophthora capsici*. in *Proceedings of the 19th International Pepper Conference*, Atlantic City, NJ.
- Chávez-Mendoza, C., Sanchez, E., Muñoz-Marquez, E., Sida-Arreola, J. P., & Flores-Cordova, M. A. (2015). Bioactive Compounds and Antioxidant Activity in Different Grafted Varieties of Bell Pepper. *Antioxidants* (Basel, Switzerland), 4(2), 427–446. <https://doi.org/10.3390/antiox4020427>

de Miguel, A., de la Torre, F., Baixauli, C., Maroto, V., Jordá, Ma. C., López, Ma. M., & García-Jiménez, J. (2007). Injerto de hortalizas (1era edición). Ministerio de agricultura, pesca y alimentación.

Dogra, K., Kour, K., Kumar, R., Bakshi, P., & Kumar, V. (2018). Graft-Incompatibility in Horticultural Crops. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 7(2), 1805–1820. <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2018.702.218>

Duan, X., Bi, H. G., Li, T., Wu, G. X., Li, Q. M., & Ai, X. Z. (2017). Root characteristics of grafted peppers and their resistance to *Fusarium solani*. *Biologia Plantarum*, 61(3), Article 3. <https://doi.org/10.1007/s10535-016-0677-4>

Ergun, V., & Aktas, H. (2018). Effect of grafting on yield and fruit quality of pepper (*Capsicum annum L.*) grown under open field conditions. *Scientific Papers. Series B, Horticulture*, 62, 4.

Fallik, E., & Ilic, Z. (2014). Grafted vegetables – the influence of rootstock and scion on postharvest quality. *Folia Horticulturae*, 26(2), Article 2. <https://doi.org/10.2478/fhort-2014-0008>

Fernández-García, N., Carvajal, M., & Olmos, E. (2004). Graft Union Formation in Tomato Plants: Peroxidase and Catalase Involvement. *Annals of Botany*, 93(1), 53–60.

Frey, C., Acebes, J. L., Encina, A., & Álvarez, R. (2020). Histological changes associated with the graft union development in tomato [Preprint]. In Review. <https://doi.org/10.21203/rs.2.22507/v1>

García-Rodríguez, R., Chiquito-Almanza, E., Loeza-Lara, D., Godoy-Hernández, H., Villordo Pineda, E., Pons-Hernández, L., González-Chavira, M., & Anaya-López, A.-L. (2010). Producción de chile ancho injertado sobre criollo de Morelos 334 para el control de *Phytophthora capsici*. *Agrociencia*, 44, 701–709.

Hausbeck, M. K., & Lamour, K. H. (2004). *Phytophthora capsici* on Vegetable Crops: Research Progress and Management Challenges. *Plant Disease*, 88(12), Article 12. <https://doi.org/10.1094/PDIS.2004.88.12.1292>

Ives, L., Brathwaite, R., Barclay, G., Isaac, W. A., & Bowen-O’Connor, C. (2012). Graft Compatibility of Scotch Bonnet (*Capsicum chinense Jacq*) with Selected Salt-Tolerant Solanaceous. *Journal of Agricultural Science and Technology*, 81–92.

Jang, Y., Moon, J.-H., Lee, J.-W., Lee, S. G., Kim, S. Y., & Chun, C. (2013). Effects of Different Rootstocks on Fruit Quality of Grafted Pepper (*Capsicum annum L.*). *Kor. J. Hort. Sci. Technol*, 31(6), Article 6. <https://doi.org/DOI> <http://dx.doi.org/10.7235/hort.2013.13047>

Jang, Y., Yang, E., Cho, M., Um, Y., Ko, K., & Chun, C. (2012). Effect of grafting on growth and incidence of phytophthora blight and bacterial wilt of pepper (*Capsicum annum L.*). *Horticulture, Environment, and Biotechnology*, 53(1), 9–19. <https://doi.org/10.1007/s13580-012-0074-7>

- Johkan, M., Oda, M., & Mori, G. (2008). Ascorbic acid promotes graft-take in sweet pepper plants (*Capsicum annuum* L.). *Scientia Horticulturae*, 116(4), 343–347. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2008.02.004>
- Kawaguchi, M., Taji, A., Backhouse, D., & Oda, M. (2008). Anatomy and physiology of graft incompatibility in solanaceous plants. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 83(5), 581–588. <https://doi.org/10.1080/14620316.2008.11512427>
- King, S. R., Davis, A. R., Zhang, X., & Crosby, K. (2010). Genetics, breeding and selection of rootstocks for Solanaceae and Cucurbitaceae. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 106–111. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.08.001>
- Kleinhenz, D. M., Monicah, W. J., & Sally, A. M. (2013). Tomato grafting guide: A quick guide to splice and Cleft Graft Method. (Retrieved from [http://hortcrsp.ucdavis.edu/main/Deliverables/Kleinhenz/tomato grafting guide.pdf](http://hortcrsp.ucdavis.edu/main/Deliverables/Kleinhenz/tomato%20grafting%20guide.pdf) on 20/10/201).
- Koepke, T., & Dhingra, A. (2013). Rootstock scion somatogenetic interactions in perennial composite plants. *Plant Cell Reports*, 32(9), 1321–1337. <https://doi.org/10.1007/s00299-013-1471-9>
- Kraft, K. H., Brown, C. H., Nabhan, G. P., Luedeling, E., Luna Ruiz, J. d. J., Coppens d'Eeckenbrugge, G., Hijmans, R. J., & Gepts, P. (2014). Multiple lines of evidence for the origin of domesticated chili pepper, *Capsicum annuum*, in Mexico. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 111(17), 6165–6170. <https://doi.org/10.1073/pnas.1308933111>
- Lamour, K. H., Stam, R., Jupe, J., & Huitema, E. (2012). The oomycete broad-host-range pathogen *Phytophthora capsici*: *Phytophthora capsici*. *Molecular Plant Pathology*, 13(4), Article 4. <https://doi.org/10.1111/j.1364-3703.2011.00754.x>
- Leal-Fernández, C., Godoy-Hernández, H., Núñez-Colín, C. A., Anaya-López, J. L., Villalobos-Reyes, S., & Castellanos, J. Z. (2013). Morphological response and fruit yield of sweet pepper (*Capsicum annuum* L.) grafted onto different commercial rootstocks. *Biological Agriculture & Horticulture*, 29(1), 1–11. <https://doi.org/10.1080/01448765.2012.746063>
- Lee, J.-M. (1994). Cultivation of Grafted Vegetables I. Current Status, Grafting Methods, and Benefits. *HortScience*, 29(4), 235–239. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.29.4.235>
- Lee, J.-M., Kubota, C., Tsao, S. J., Bie, Z., Echevarria, P. H., Morra, L., & Oda, M. (2010). Current status of vegetable grafting: Diffusion, grafting techniques, automation. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 93–105. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.08.003>
- López-Marín, J., González, A., Pérez-Alfocea, F., Egea-Gilabert, C., & Fernández, J. A. (2013). Grafting is an efficient alternative to shading screens to alleviate thermal stress in greenhouse-grown sweet pepper. *Scientia Horticulturae*, 149, 39–46. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.02.034>

Martínez-Ballesta, M. C., Alcaraz-López, C., Muries, B., Mota-Cadenas, C., & Carvajal, M. (2010). Physiological aspects of rootstock–scion interactions. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 112–118. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.08.002>

Melnyk, C. W. (2017). Plant grafting: Insights into tissue regeneration. *Regeneration*, 4(1), 3–14. <https://doi.org/10.1002/reg2.71>

Navarrete-Mapen, R. Z., Cristóbal-Alejo, J., Uc-Vázquez, A., Reyes-Ramírez, A., Tun-Suárez, J. M., & Alvarado-López, C. J. (2020). Graft response of *Capsicum chinense*-*Capsicum annuum* var. *Glabriusculum* to *Begomovirus* in field. *Revista Mexicana de Fitopatología, Mexican Journal of Phytopathology*, 38(2), Article 2. <https://doi.org/10.18781/R.MEX.FIT.2001-2>

Osuna-Ávila, P., Aguilar-Solís, J., Fernández-Pavía, S., Godoy-Hernández, H., Corral-Díaz, B., Flores-Margez, J. P., Borrego Ponce, A., & Olivas, E. (2012). Injertos en chiles tipo Cayene, jalapeño y chilaca en el noroeste de Chihuahua, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 3(4), 739–750. <https://doi.org/10.29312/remexca.v3i4.1427>

Palma-Martínez, E., Aguilar-Rincón, V. H., Corona-Torres, T., & Gómez-Rodríguez, O. (2017). Resistencia a *Phytophthora capsici* Leo. en líneas de chile huacle (*Capsicum annuum* L.). *Revista Fitotecnia Mexicana*, 40(3), Article 3. <https://doi.org/10.35196/rfm.2017.3.359-363>

Pina, A., & Errea, P. (2005). A review of new advances in mechanism of graft compatibility–incompatibility. *Scientia Horticulturae*, 106(1), 1–11. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2005.04.003>

Pina, A., Errea, P., & Martens, H. J. (2012). Graft union formation and cell-to-cell communication via plasmodesmata in compatible and incompatible stem unions of *Prunus* spp. *Scientia Horticulturae*, 143, 144–150. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.06.017>

Pintado-López, L. M., Guzmán-Plazola, R. A., Ayala-Escobar, V., & Aguilar-Rincón, V. H. (2017). Grafting on CM-334 controls serrano chili wilting caused by *Phytophthora capsici* and changes phenology but does not affect fruit yield. *Journal of Phytopathology*, 165(7–8), Article 7–8. <https://doi.org/10.1111/jph.12585>

Pugalendhi, L., Bharathi, S., Selvi, N. A. T., & Nandhini Devi, H. U. (2021). Anatomical and Histological Studies of Grafted Tomato with Interspecific Solanaceous Rootstocks. *International Journal of Plant & Soil Science*, 132–140. <https://doi.org/10.9734/ijpss/2021/v33i2030639>

Reyes-Tena, A., Rodríguez-Alvarado, G., de Jesús Luna-Ruíz, J., Arreola-Romero, V., Arriaga-Solorio, K. L., Gómez-Dorantes, N., & Fernández-Pavía, S. P. (2021). Tolerance to Virulence Phenotypes of *Phytophthora capsici* in Pasilla Pepper Cultivars. *HortScience*, 56(10), 1239–1243. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI15998-21>

Richins, R. D., Micheletto, S., & O’Connell, M. A. (2010). Gene expression profiles unique to chile (*Capsicum annuum* L.) resistant to *Phytophthora* root rot. *Plant Science*, 178(2), 192–201. <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2009.11.005>

- Sabry, S., Ali, A. Z., Abdel-Kader, D. A., & Abou-Zaid, M. I. (2022). Histopathological and biochemical aspects of grafted and non-grafted cucumber infected with stem rot caused by *Fusarium* spp. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 29(3), 1770–1780. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2021.10.053>
- Sánchez-Chávez, E., Torres-González, A., Flores-Córdova, M. A., Preciado-Rangel, P., & Márquez Quiroz, C. (2015). Uso de portainjerto sobre el rendimiento, calidad del fruto y resistencia a *Phytophthora capsici* Leonian en pimiento morrón. *Nova Scientia*, 7(15), Article 15. <https://doi.org/10.21640/ns.v7i15.302>
- Sanogo, S., Lamour, K., Kousik, S., Lozada, D. N., Parada Rojas, C. H., Quesada-Ocampo, L., Wyenandt, C. A., Babadoost, M., Hausbeck, M. K., Hansen, Z., Ali, E., McGrath, M., Hu, J., Crosby, K., & Miller, S. A. (2022). *Phytophthora capsici*, 100 Years Later: Research Mile Markers from 1922 to 2022. *Phytopathology*®. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-08-22-0297-RVW>
- Selvi, T. (2022). Graft compatibility and anatomical studies in watermelon with interspecific *Cucurbita* hybrid rootstocks. *Indian Journal of Horticulture*, 79(3), Article 3. <https://epubs.icar.org.in/index.php/IJH/article/view/119924>
- Tamilselvi, N. A., & Pugalendhi, L. (2017). Graft Compatibility and Anatomical Studies of Bitter Gourd (*Momordica charantia* L.) Scions with Cucurbitaceous Rootstocks. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 6(2), 1801–1810. <https://doi.org/10.20546/ijemas.2017.602.202>
- Tedesco, S., Fevereiro, P., Kragler, F., & Pina, A. (2022). Plant grafting and graft incompatibility: A review from the grapevine perspective. *Scientia Horticulturae*, 299, 111019. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2022.111019>
- Tsaballa, A., Athanasiadis, C., Pasentsis, K., Ganopoulos, I., Nianiou-Obeidat, I., & Tsaftaris, A. (2013). Molecular studies of inheritable grafting induced changes in pepper (*Capsicum annuum*) fruit shape. *Scientia Horticulturae*, 149, 2–8. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.06.018>
- Zarrouk, O., Testillano, P. S., Risueño, M. C., Moreno, M. Á., & Gogorcena, Y. (2010). Changes in Cell/Tissue Organization and Peroxidase Activity as Markers for Early Detection of Graft Incompatibility in Peach/Plum Combinations. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 135(1), 9–17. <https://doi.org/10.21273/JASHS.135.1.9>

CAPITULO III: Respuesta de los tratamientos a *P. capsici*

INTRODUCCIÓN

Capsicum spp. presentan susceptibilidad a enfermedades causadas por patógenos del suelo como *Phytophthora capsici*, *Verticillium dahliae* y *Meloidogyne* spp. (Ergun & Aktas, 2018). *P. capsici* es considerado el patógeno más devastador en el mundo para la producción de chile, causando pérdidas del 10 al 100% (Sánchez-Chávez et al., 2015) y millones de dólares en pérdidas anuales (Bosland, 2008; Richins et al., 2010).

Las prácticas de manejo para evitar o reducir el impacto de *P. capsici* incluyen el control del riego, la rotación de cultivos, la solarización del suelo, la aplicación de fungicidas y el control biológico con antagonistas de hongos y bacterias (Granke et al., 2012; Hausbeck & Lamour, 2004; Ristaino, 1991; Ristaino & Johnston, 1999). En general, las estrategias de manejo tratan de reducir las pérdidas asociadas al patógeno. Sin embargo, una vez que *P. capsici* se establece en el cultivo, es muy difícil de erradicar (Lamour et al., 2012). Las estrategias aplicadas hasta el momento para el control de este patógeno no han sido muy efectivas (Barchenger et al., 2018).

La investigación y desarrollo de injertos del género *Capsicum* es una excelente alternativa para proteger y mejorar el comportamiento de cultivares de importancia comercial frente a infecciones del suelo. Actualmente, la mayoría de los cultivares comerciales son susceptibles a *P. capsici* (Barchenger et al., 2018; Hausbeck & Lamour, 2004), entre ellos están el chile Serrano y Pimiento de gran importancia comercial.

Tradicionalmente, el portainjerto utilizado en *Capsicum* ha sido el Criollo de Morelos 334 (CM334), que muestra resistencia a *P. capsici* (Osuna-Ávila et al., 2012; Sánchez-Chávez et al., 2015). La resistencia genética de CM334 frente a *P. capsici* ha sido probada en experimentos de injerto de chile con resultados satisfactorios (García-Rodríguez et al., 2010; Leal-Fernández et al., 2013; Pintado-López et al., 2017). Sin embargo, se necesita más investigación para identificar nuevos portainjertos de *Capsicum* con resistencia a *P. capsici*, y altamente compatibles con cultivares susceptibles de alto valor económico y de mercado.

Las razas autóctonas de chile de México podrían usarse para desarrollar portainjertos contra *P. capsici* (Retes-Manjarrez et al., 2020). Recientemente, se han encontrado nuevas fuentes de resistencia contra *P. capsici* en 14 razas de chiles Piquín, Manzano, Cola de rata, Jalapeño y Pasilla (Retes-Manjarrez et al., 2020; Reyes-Tena et al., 2021).

Específicamente, en México se cultivan y consumen diferentes razas locales de Pasilla. En el centro-norte de México se comercializan y consumen secos para preparar platos típicos; también se cosechan y comercializan sin madurar, comúnmente conocidas como Chilaca (Reyes-Tena et al., 2021). Los campos comerciales de chile Pasilla criollo cada año muestran severas infestaciones de pudrición de la raíz en el centro de México, sobre todo durante la temporada de lluvias. Nuestro grupo de investigación ha practicado desde 1995 la selección de plantas individuales basada en la resistencia de campo a la pudrición de la raíz, para desarrollar cultivares de chile Pasilla resistentes a *P. capsici*, como Pasilla 18M (Rodríguez-

Moreno et al., 2004). Nuestra estrategia de mejoramiento incluye la confirmación de resistencia genética de las plantas seleccionadas en campo, a través de inoculaciones controladas con diferentes aislados mexicanos de *P. capsici* (Reyes-Tena et al., 2021).

El objetivo del presente capítulo fue evaluar la incidencia, severidad, y sobrevivencia de los injertos intervarietales en presencia de *Phytophthora capsici*. En particular se contempla probar el cultivar Pasilla 18M como portainjerto de Serrano y Pimiento en comparación con CM334.

MATERIALES Y MÉTODOS

Para esta etapa de la investigación, la mitad de las plantas sobrevivientes por cada una de las combinaciones varietales (nombrada como el grupo “Inoculado”) fue sometida a la etapa de Respuesta al patógeno.

Fuente de inóculo

Como fuente de inóculo se utilizó el aislado de *P. capsici* CPV-293 (Figura 29) con apareamiento tipo A1. Este aislado se obtuvo de la colección de *Phytophthora* del laboratorio de Fitopatología de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, México. CPV-293 fue aislado de un campo comercial de chile Poblano en Yurécuaro, Michoacán. También se confirmó la virulencia del aislado CPV-293 en cultivares de Pasilla.

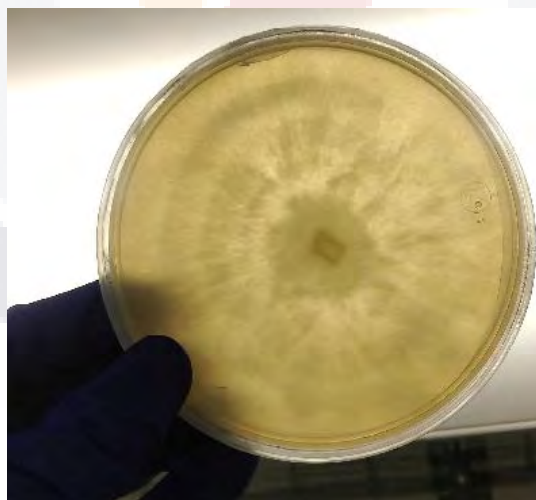


Figura 29. Cepa de *P. capsici*

Producción de inóculo e inoculación de las plantas

P. capsici se cultivó en cajas de Petri estériles con medio de cultivo V8-agar (250 mL de jugo V8, 2 g de carbonato de calcio (CaCO₃), 18 g de agar en 1 L de agua destilada (Atlas, 2010; Fernández-Pavía et al., 2020). Se incubaron las cajas de Petri con *P. capsici* a 25 °C; cuando el micelio cubrió toda la caja, se cortaron y retiraron asépticamente ocho cuadritos de agar de 8 x 8 mm y se transfirieron a nuevas cajas de Petri estériles con 15 mL de agua destilada estéril, posteriormente se incubaron a temperatura ambiente bajo luz natural con cambios de agua cada 24 h. Todas las cajas de Petri se revisaron diariamente al microscopio óptico para verificar la formación de esporangios.

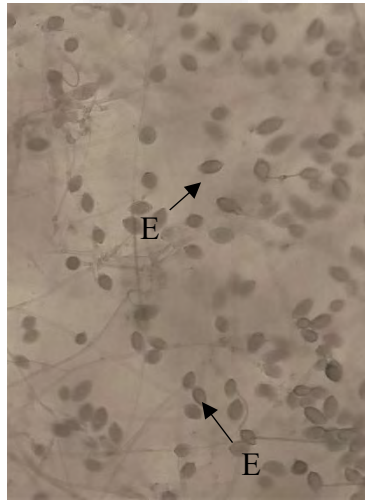


Figura 30. Formación de esporangios de *P. capsici* a partir de la inducción (E) Esporangios

Cuando se observaron abundantes esporangios, se indujo la liberación de zoosporas por choque térmico exponiendo las cajas de Petri con esporangios a 4°C durante 30 min. La liberación de zoosporas se verificó al microscopio óptico; cuando se observaron abundantes zoosporas en la suspensión (Figura 31), se colectaron en un matraz Erlenmeyer estéril. La concentración de zoosporas por mililitro en la suspensión madre se estimó con una cámara de Neubauer y el inóculo final se ajustó a 2000 zoosporas/mL.

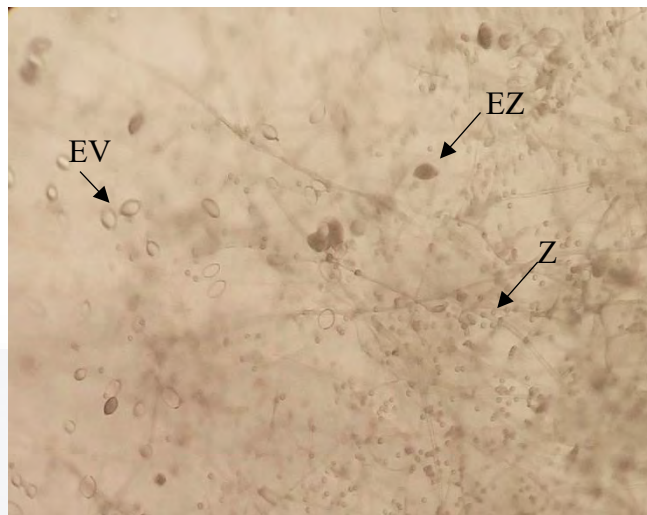


Figura 31. Liberación de zoosporas de *P. capsici*
Esoresangios con zoosporas en su interior (EZ), esoresangios vacíos (EV) y zoosporas liberadas (Z)

La inoculación de las plantas se realizó en invernadero a los 58 DDI. Antes de la inoculación, las plantas de las 12 combinaciones varietales (injertos intervarietales, autoinjertos y plantas no injertadas) se inundaron previamente con agua hasta saturación. Cada planta recibió 5 mL de inóculo (10.000 zoosporas) en la base del tallo. El exceso de agua se eliminó 24 h después de la inoculación.



Figura 32. Inoculación con *P. capsici*

Respuesta a P. capsici

La severidad e incidencia de la enfermedad causada por *P. capsici* se registró diariamente de 1 a 24 días después de la inoculación con *P. capsici* (DDPc). También se evaluó la incidencia a los 54 y 84 DDPc. La severidad de la enfermedad por planta se calificó con base en una escala de severidad de 0 a 4, donde: 0= Planta sana, 1= Ligera pérdida de turgencia foliar, 2= Pérdida avanzada de turgencia foliar y/o caída de hojas maduras, 3= Pérdida severa de turgencia en hojas jóvenes y maduras, defoliación, necrosis visible en la base del tallo, y 4=

Marchitez y defoliación general, necrosis avanzada en la base del tallo (Figura 33). La incidencia de la enfermedad por combinación varietal se basó en el número de plantas enfermas (severidad > 0) y se expresó como porcentaje de plantas enfermas. El progreso de la enfermedad se analizó a cada una de las 12 combinaciones varietales utilizando el Área bajo la curva del progreso de la enfermedad (ABCPE):

$$ABCPE = \sum_i \frac{Y_i + Y_{i+1}}{2} * (t_{i+1} - t_i)$$

Donde:

ABCPE=Área bajo la curva del progreso de la enfermedad

Y_i = Intensidad de la enfermedad en el día i (registro de severidad o incidencia en el día i),

t_i = Periodo de evaluación en días después de la inoculación.

El porcentaje de sobrevivencia a *P. capsici* fue evaluado a los 84 DDPc.



Figura 33. Escala de severidad

A continuación, se muestra en el Cuadro 17 el número de plantas inoculadas por tratamiento:

Cuadro 17. Plantas inoculadas por tipo de tratamiento y combinación varietal

Tratamiento	Combinación varietal	Repetición	Número de plantas inoculadas	No. de plantas inoculadas por combinación
Injerto intervarietal	Serrano - Pasilla	1	14	27
	Serrano - Pasilla	2	13	
	Serrano - CM334	1	15	28
	Serrano - CM334	2	13	
	Pimiento - Pasilla	1	15	29
	Pimiento - Pasilla	2	14	
	Pimiento - CM334	1	14	28
	Pimiento - CM334	2	14	
Autoinjerto	Serrano-Serrano	1	9	24
	Serrano-Serrano	2	15	
	Pimiento-Pimiento	1	13	27
	Pimiento-Pimiento	2	14	
	Pasilla-Pasilla	1	14	29
	Pasilla-Pasilla	2	15	
	CM334-CM334	1	15	29
	CM334-CM334	2	14	
Planta sin injertar	Serrano	1	15	27
	Serrano	2	12	
	Pimiento	1	15	30
	Pimiento	2	15	
	Pasilla	1	15	30
	Pasilla	2	15	
	CM334	1	15	29
	CM334	2	14	
Total de plantas inoculadas				337

Análisis Estadístico

Los datos de severidad e incidencia se registraron tras la inoculación con *P. capsici* en una base de datos. Todos los datos se analizaron con Statistica StatSoft 8.0. La severidad de la enfermedad causada por *P. capsici*, fue analizada mediante ANOVA y pruebas de Tukey con significancia de 0.05. El ABCPE se utilizó para comparar la evolución de la enfermedad entre injertos intervarietales, autoinjertos y plantas no injertadas.

RESULTADOS

Severidad

El ANOVA factorial de severidad (Cuadro 18) determinó diferencias altamente significativas ($p < 0.01$) entre las 12 combinaciones varietales y entre DDPc. Asimismo, la interacción entre combinación varietal y DDPc también fue altamente significativa ($p < 0,01$), lo que indica que la severidad causada por *P. capsici* durante 24 DDPc evolucionó de manera diferente entre las combinaciones varietales.

Cuadro 18. Análisis de varianza factorial de severidad por marchitez (0-4) en las 12 combinaciones varietales durante 24 días después de la inoculación con *P. capsici* (DDPc)

Fuentes de variación	gl	SC	CM	Fc	p
Combinación varietal	11	4483.88	407.626	485.833	<0.01
DDPc	23	1013.17	44.051	52.503	<0.01
Comb-Varietal*DDPc	253	1880.39	7.432	8.858	<0.01
Error	7800	6544.39	0.839		
Total	8087	13861.02			

El progreso de la severidad media durante 24 DDPc se ilustra en las Figuras 34-36 para cada una de las 12 combinaciones varietales.

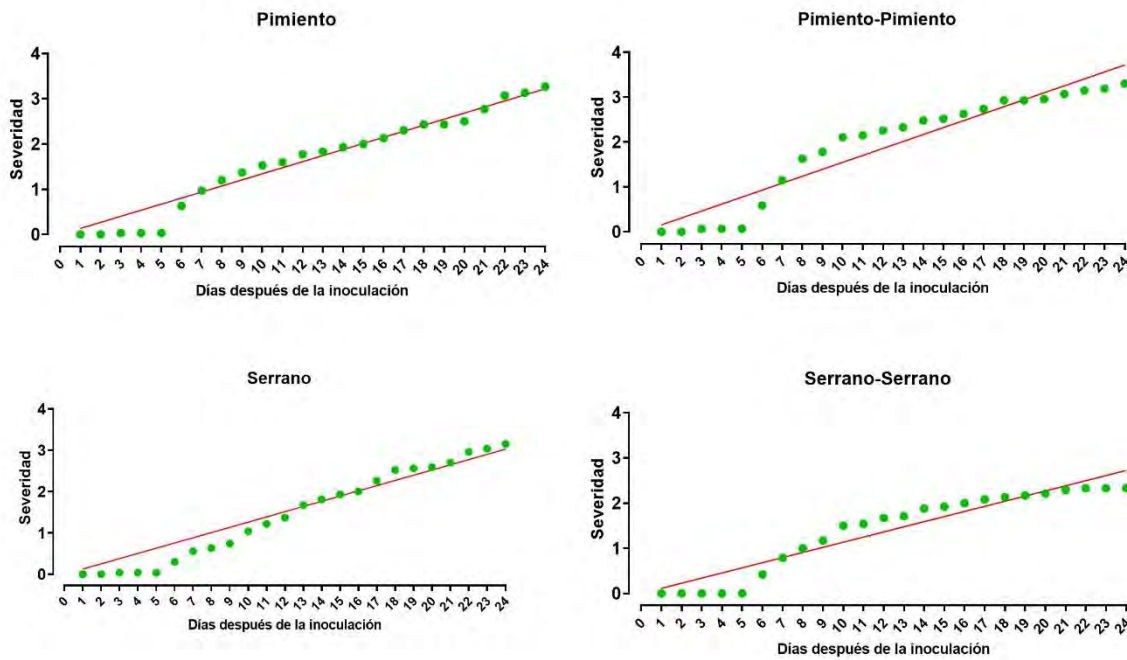


Figura 34. Progreso de la severidad media causada por *P. capsici* (1-24 DDPc) de las variedades comerciales Pimiento CW y Serrano Coloso

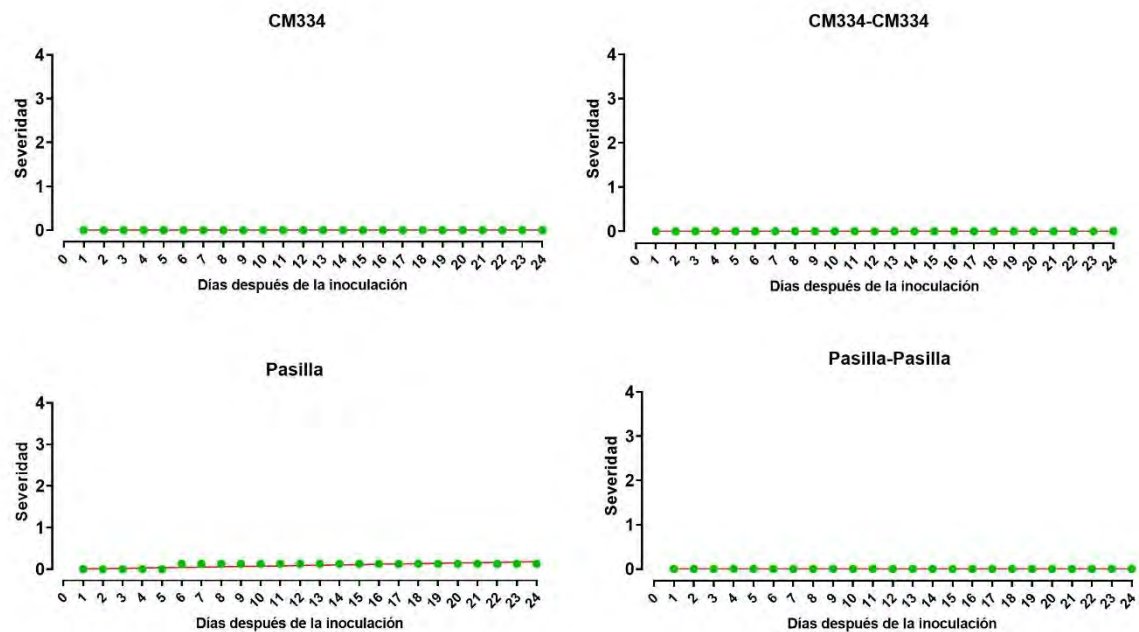


Figura 35. Progreso de la severidad media causada por *P. capsici* (1-24 DDPc) de los portainjertos CM334 y Pasilla 18M

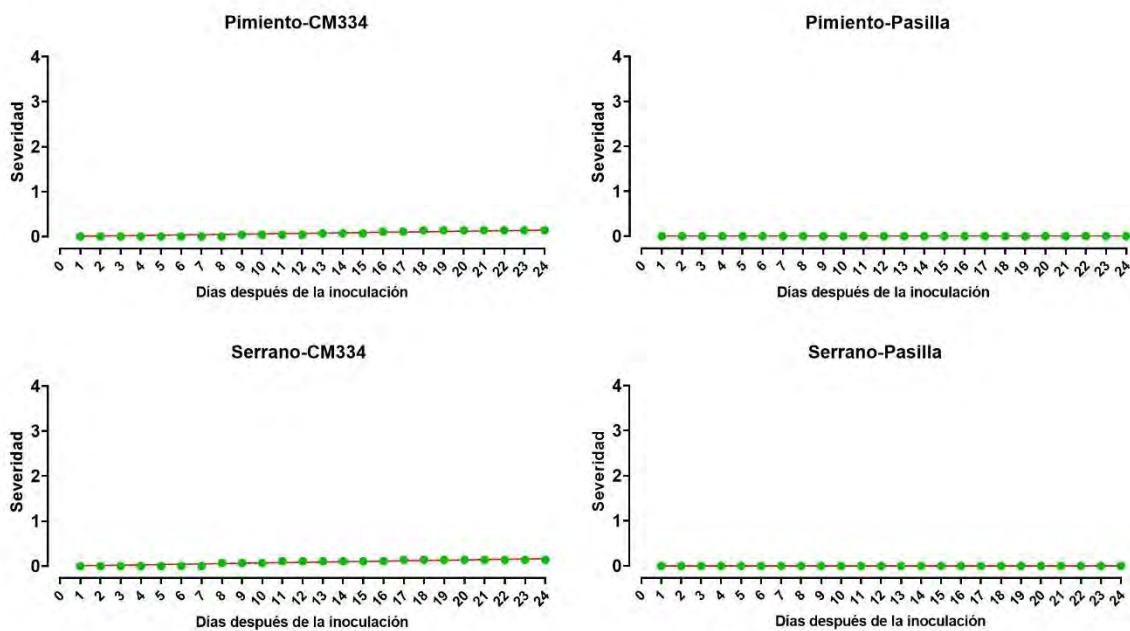


Figura 36. Progreso de la severidad media causada por *P. capsici* (1-24 DDPc) de los injertos intervarietales

Las dos variedades comerciales sin injertar (Pimiento CW y Serrano Coloso) y sus autoinjertos (Pimiento-Pimiento y Serrano-Serrano) presentaron síntomas a los 6 DDPc (Figura 34). La severidad media alcanzada a los 24 DDPc fue de 3.3 en Pimiento no injertado y autoinjertado, y de 3.15 en Serrano no injertado, mientras que el Serrano autoinjertado alcanzó una severidad media de 2.33 a los 24 DDPc (Cuadro 19). Las plantas afectadas presentaron los síntomas típicos causados por *P. capsici* (marchitamiento y/o pérdida de turgencia en las hojas, necrosis en la base del tallo y defoliación). Todas las plantas sin injertar y autoinjertadas de Pimiento y Serrano que presentaron síntomas murieron dentro de una semana después de los primeros síntomas.

Los dos portainjertos (CM334 y Pasilla), y sus autoinjertos (CM334-CM334 y Pasilla-Pasilla) no presentaron síntomas (excepto una planta sin injertar de Pasilla). Por lo tanto, la severidad media se mantuvo cercana a cero a los 24 DDPc, reafirmando su resistencia a *P. capsici* (Cuadro 19).

Las interacciones de Pimiento-CM334 y Serrano-CM334 presentaron una severidad media de 0.14 a los 24 DDPc, mientras que los injertos Pimiento-Pasilla y Serrano-Pasilla permanecieron en cero severidad durante los 24 DDPc (Cuadro 19), confirmando que la resistencia de los injertos intervarietales lo confieren los portainjertos (Figura 36). El cuadro 19 muestra la severidad media alcanzada a los 24 DDPc en las 12 combinaciones varietales agrupadas según el tratamiento del injerto. La prueba de Tukey agrupa con letra "a" ocho combinaciones varietales con severidad media ≤ 0.15 . Este grupo de resistencia a *P. capsici* está formado por los cuatro injertos intervarietales junto con los dos portainjertos sin injertar y autoinjertados. Las tres combinaciones varietales más severamente afectadas por *P. capsici* (severidad >3) forman el grupo "c" (Pimiento sin injertar y autoinjertado, y Serrano sin injertar). El autoinjerto Serrano-Serrano (letra b) alcanzó una severidad media de 2.33.

Los resultados de severidad a los 24 DDPc muestran claramente que los dos portainjertos Pasilla 18M y CM334 confirieron la misma protección a los cultivares susceptibles (Pimiento y Serrano) contra *P. capsici*. Los injertos intervarietales se mantuvieron sanos durante todo el ciclo fenológico hasta la madurez del fruto.

Cuadro 19. Severidad media a los 24 DDPc y % de incidencia a los 24, 54, 84 DDPc de las 12 combinaciones varietales

Tratamientos	Combinación varietal	N ⁱ	Severidad media (0-4)	% Incidencia		
				24 DDPc	54 DDPc	84 DDPc
<i>Sin injertar</i>	Serrano	27	3.15 bc ⁱⁱ	85	89	89
	Pimiento	30	3.27 c	83	100	100
	Pasilla	30	0.13 a	3	3	3
	CM334	29	0.00 a	0	0	0
<i>Autoinjertos</i>	Serrano-Serrano	24	2.33 b	58	96	96
	Pimiento - Pimiento	27	3.30 c	85	96	96
	Pasilla -Pasilla	29	0.00 a	0	0	0
	CM334-CM334	29	0.00 a	0	0	0
<i>Injertos intervarietales</i>	Serrano-Pasilla	27	0.00 a	0	0	0
	Serrano-CM334	28	0.14 a	4	4	4
	Pimiento -Pasilla	29	0.00 a	0	0	0
	Pimiento -CM334	28	0.14 a	4	4	4

ⁱ Número de plantas inoculadas por combinación varietal.

ⁱⁱ Medias con la misma letra no son significativamente diferentes según la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$).

Incidencia

Las variedades comerciales sin injertar y autoinjertadas mostraron incidencias de 19 a 33% a los 6 DDPc, alcanzando el máximo de 89 a 100 % a los 54 y 84 DDPc (Cuadro 19, Figura 37). Por el contrario, los dos portainjertos y sus autoinjertos mostraron incidencias de enfermedad cercanas al 0% del 1 a los 84 DDPc (Figura 38), reafirmando su resistencia a *P. capsici* y mostrando un alto grado de pureza genética para la resistencia al oomiceto de ambos portainjertos.

Los injertos intervarietales con CM334 presentaron incidencias inferiores al 4% de 1 a 84 DDPc. De igual forma, los injertos intervarietales con Pasilla presentaron 0% de incidencia del 1 al 84 DDPc (Figura 39). La incidencia de la enfermedad incipiente o cercana a cero observada en las cuatro combinaciones de injertos intervarietales fue muy similar a la incidencia de enfermedad observada en los dos portainjertos (Cuadro 19).

La incidencia de la enfermedad observada a los 84 DDPc demuestra claramente la excelente protección contra *P. capsici* conferida a las variedades susceptibles (Pimiento y Serrano) por los dos portainjertos resistentes (Pasilla 18M y CM334) (Cuadro 19). El alto nivel de protección conferido por estos portainjertos durante los 84 DDPc permitió que prácticamente todas las plantas injertadas e inoculadas de las variedades susceptibles Pimiento y Serrano fructificaran y completaran su ciclo de cosecha comercial libres de la pudrición de la raíz.

Los resultados muestran claramente la protección frente a *P. capsici* conferida a las variedades susceptibles por los dos portainjertos resistentes.

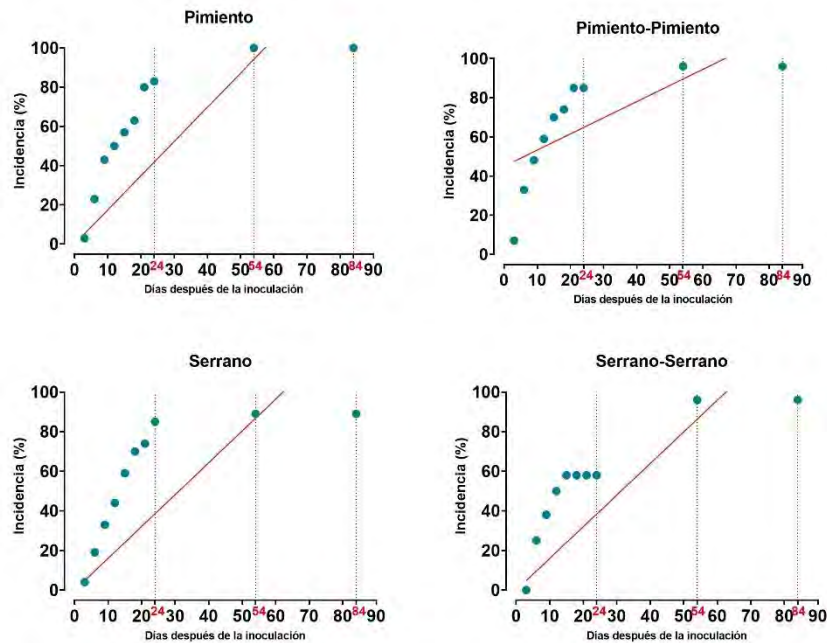


Figura 37. Progreso del Porcentaje de Incidencia con marchitez por *P. capsici* de las variedades comerciales Serrano y Pimiento sin injertar y autoinjertadas

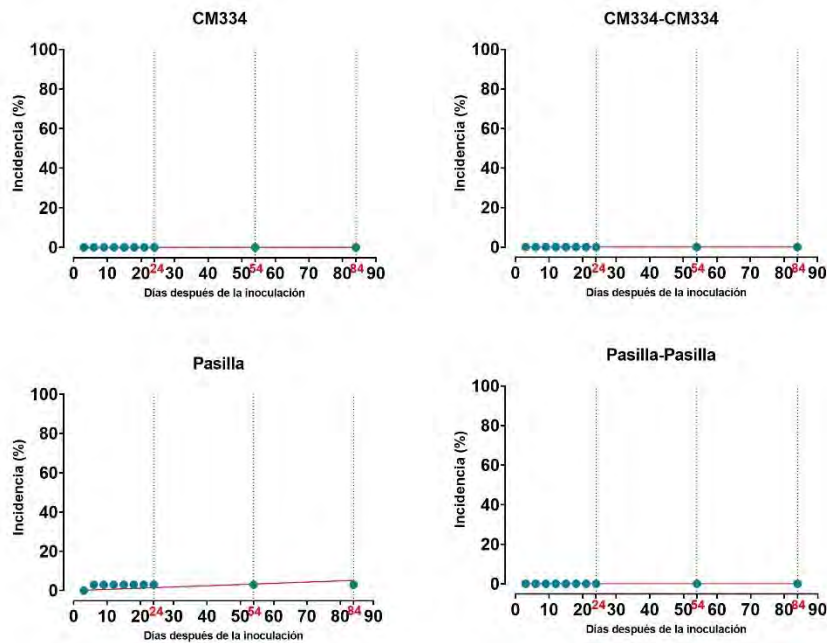


Figura 38. Progreso del Porcentaje de Incidencia con marchitez por *P. capsici* de los portainjertos CM334 y Pasilla sin injertar y autoinjertadas

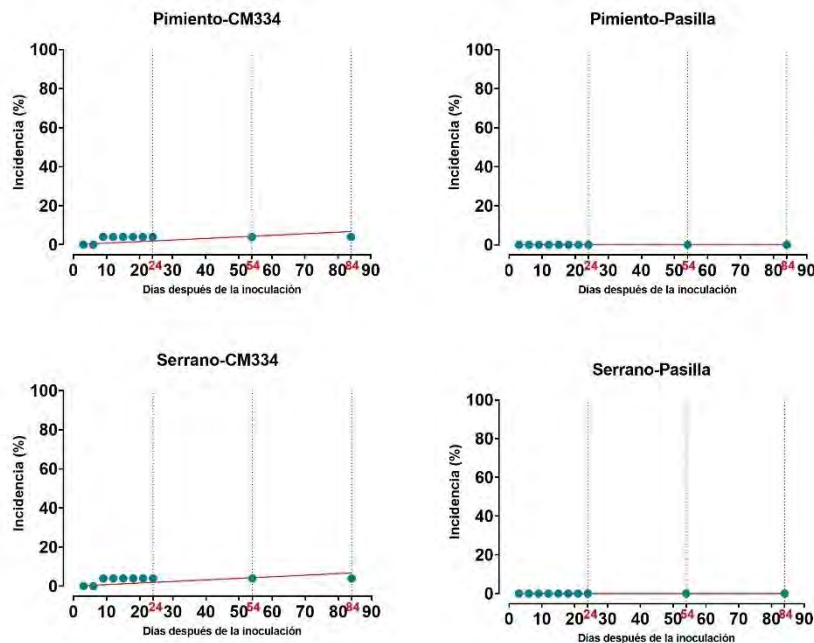


Figura 39. Progreso del Porcentaje de Incidencia con marchitez por *P. capsici* de los injertos intervarietales (1 a 84 DDPc)

Área bajo la curva del progreso de la enfermedad (ABCPE)

La cantidad de enfermedad acumulada durante los 24 DDPc de evaluación de severidad y los 84 DDPc de incidencia en las 12 combinaciones varietales se muestra en la Figura 40.

Los valores más altos de severidad e incidencia de ABCPE se obtuvieron en las variedades comerciales sin injertar y autoinjertados (32.3 a 44.6 para severidad, y 6138 a 6872 para incidencia) como se ilustra en las Figuras 40A, 40B, 40D y 40E. En contraste, los portainjertos CM334 y Pasilla 18M mostraron valores de ABCPE muy bajos (0 a 2.6 para severidad y 0 a 265 para incidencia) como se muestra en las Figuras 40A, 40B, 40D y 40E.

El ABCPE en injertos intervarietales con Pasilla 18M fue nulo, y casi nulo en injertos con CM334 como se muestra en las Figuras 40C y 40F. Los valores de ABCPE cercanos a cero para la severidad e incidencia observados en los injertos intervarietales revelan el excelente nivel de protección de estos dos portainjertos frente al oomiceto. Ambos portainjertos demostraron ser resistentes a *P. capsici* y altamente compatibles con las dos variedades comerciales y susceptibles Pimiento CW y Serrano Coloso. Por lo tanto, la eficacia de Pasilla 18M y CM334 contra *P. capsici* es equivalente.

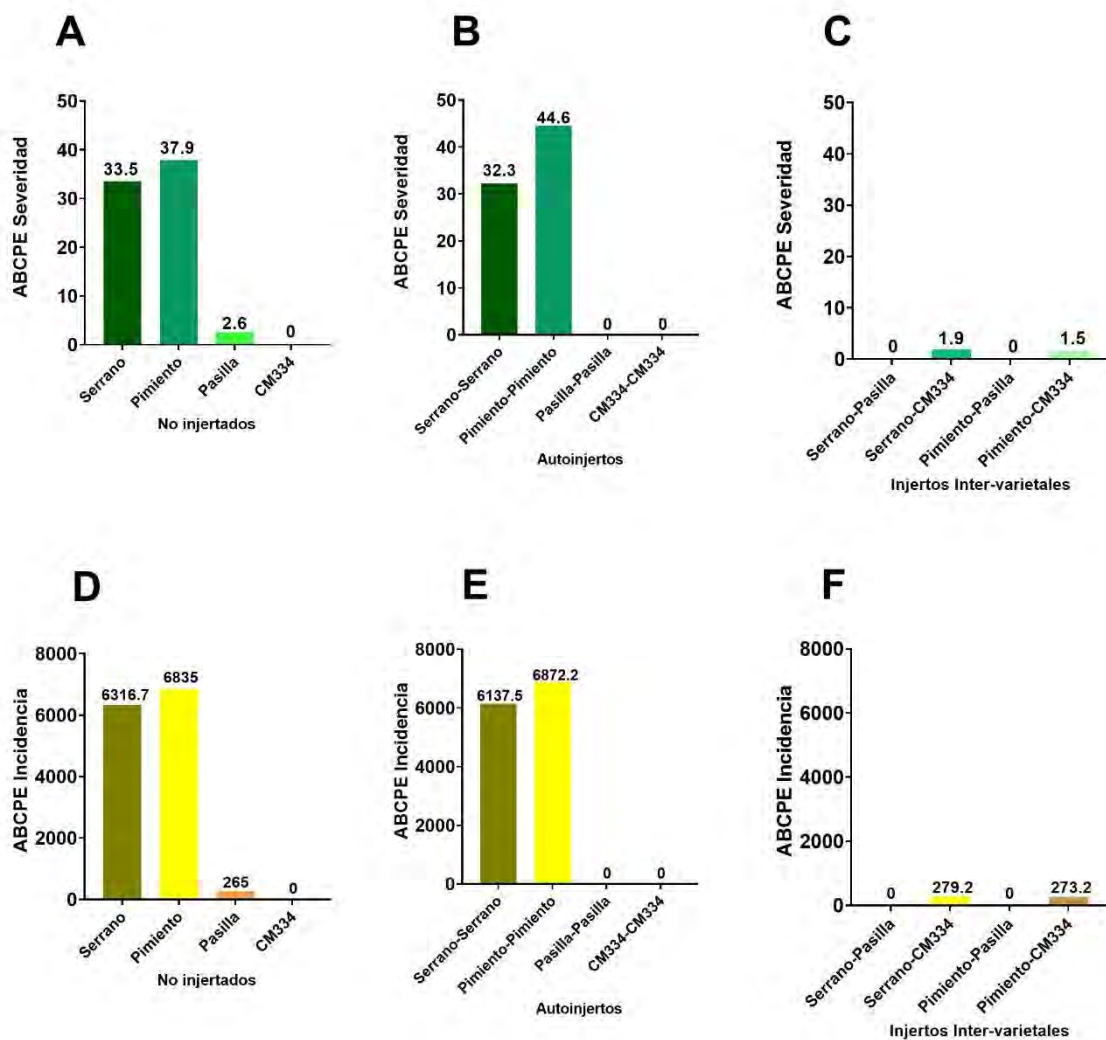


Figura 40. Área bajo la curva de progreso de la enfermedad (ABCPE) de las 12 combinaciones (injertos intervarietales y sus controles).

ABCPE basado en la severidad de la enfermedad de 1 a 24 DDPc (A, B, C); ABCPE basado en la incidencia de la enfermedad de 1 a 84 DDPc (D, E, F).

Sobrevivencia a *P. capsici*

La sobrevivencia de cada una de las combinaciones varietales a la inoculación de *P. capsici* fue evaluada mediante el porcentaje de sobrevivencia a los 24, 54, y 84 días después de la inoculación.

La resistencia o susceptibilidad al patógeno a los 24 DDPc ya era evidente, pues se obtuvieron porcentajes de sobrevivencia de éxito en todos los injertos intervarietales, al conseguir sobrevivencias de 96 al 100%; por otro lado, los controles Autoinjerto de Serrano y Pimiento obtuvieron porcentajes de sobrevivencia de 42 y 15% respectivamente, a

diferencia de los Autoinjertos de Pasilla y CM334 que consiguieron tener el 100% de sobrevivencia. Por su parte, las plantas sin injertar de Serrano y Pimiento sobrevivieron el 15 y 17% respectivamente, y los portainjertos Pasilla y CM334 obtuvieron 97 y 100% respectivamente (Figura 41).

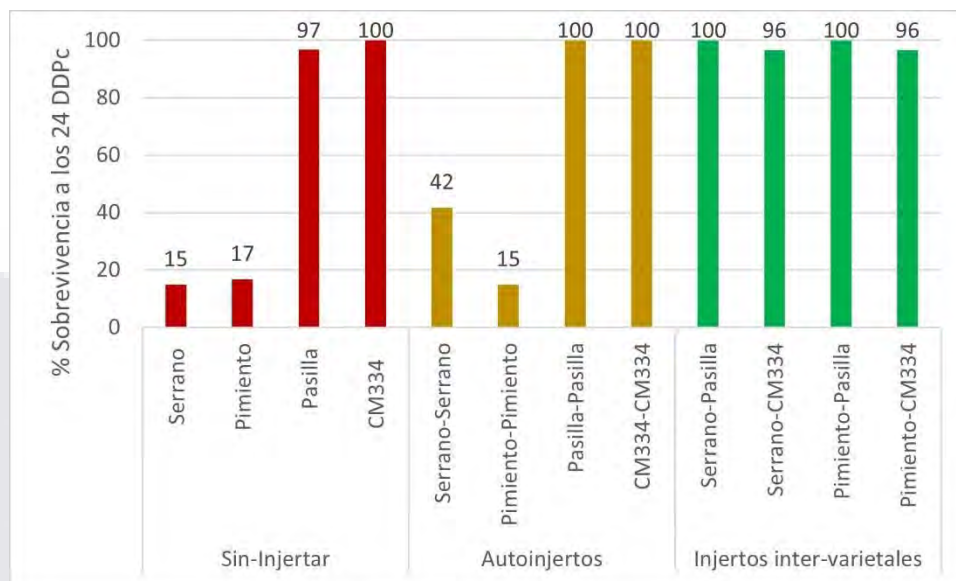


Figura 41. Porcentaje de sobrevivencia a *P. capsici* de las combinaciones varietales a los 24 DDPc

La sobrevivencia a los 54 y 84 DDPc mostradas en la Figura 42, concluyeron la efectividad del uso de Pasilla 18M y CM334 como portainjertos resistentes a *P. capsici*, debido al gran éxito de sobrevivencia de los injertos intervarietales al obtener finalmente porcentajes de sobrevivencia del 96 y 100%; por su parte los autoinjertos y las plantas sin injertar de las variedades de alto valor comercial Serrano Coloso y Pimiento CW obtuvieron porcentajes de sobrevivencia de 0 a 11%, en contraste con los autoinjertos y las plantas sin injertar de los portainjertos Pasilla 18M y CM334, que obtuvieron porcentajes de sobrevivencia del 97 al 100%.

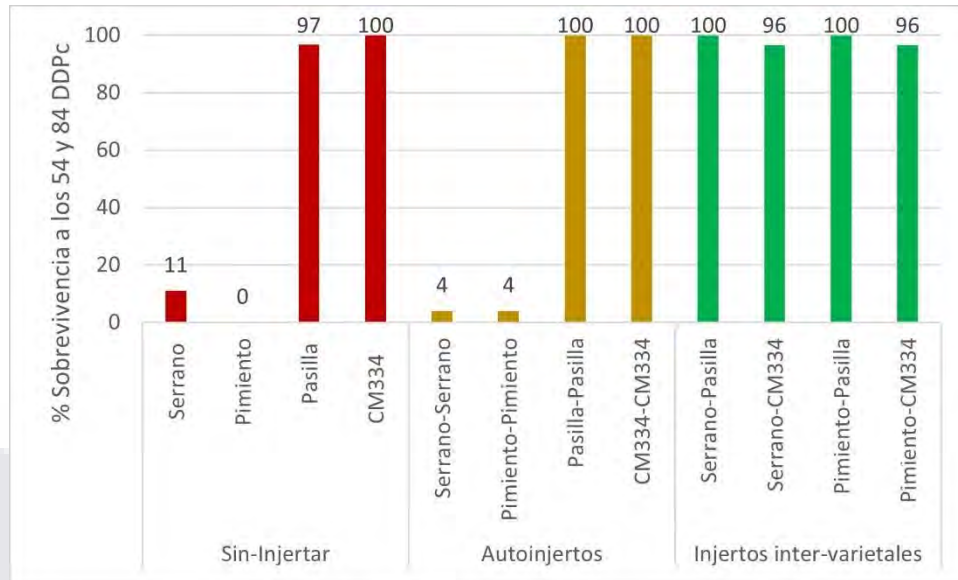


Figura 42. Porcentaje de sobrevivencia a *P. capsici* de las combinaciones varietales a los 54 y 84 DDPc

Los resultados del presente estudio demuestran que el injerto es una excelente alternativa para reducir los problemas ocasionados por *P. capsici* en cultivares susceptibles. Este es el primer reporte de Pasilla 18M utilizado como portainjerto para proteger cultivares susceptibles contra *P. capsici*.

A continuación, se muestran algunas imágenes de lo que fue la evolución de los tratamientos expuestos a *P. capsici*.



Figura 43. Plantas inoculadas (Repetición 1) 6 días después de la inoculación Charola 4: Injertos inter-varietales, Charola 5: Autoinjertos, Charola 6: plantas sin injertar



Figura 44. Incidencia en autoinjertos y plantas sin injertar 6 DDPc en Pimiento y Serrano
 A) Plantas de Pimiento autoinjertadas en severidad 2.
 A) Plantas sin injertar de Serrano en severidad 1.



Figura 45. Plantas inoculadas (repetición 2) 6 días después de la inoculación
 Charola 10: Injertos intervarietales, Charola 11: Autoinjertos, Charola 12: plantas sin injertar



Figura 46. Incidencia en plantas autoinjertadas y plantas sin injertar 6 DDPc en Serrano
A) Autoinjertos de serrano en severidad 2
B) Planta sin injertar de serrano en severidad 1



Figura 47. Incidencia en plantas inoculadas (repetición 1) 10 DDPc
A) Plantas autoinjertadas de Pimiento en severidad 4
B) Plantas sin injertar de Serrano en severidad 3



Figura 48. Incidencia en plantas inoculadas (repetición 2) 10 DDPc
A) Plantas autoinjertadas de serrano en severidad 2
B) Plantas sin injertar de serrano y pimiento en severidad 3



Figura 49. Injertos intervarietales inoculados 24 DDPc
A) Repetición 1, B). Repetición 2



Figura 50. Plantas autoinjertadas de Serrano y Pimiento 24 DDPc (repetición 1)



Figura 51. Plantas sin injertar de Serrano y Pimiento inoculadas 24 DDPc (repetición 2)

DISCUSIÓN

Se observó una incidencia superior al 89% a los 84 DDPc en plantas sin injertar y autoinjertadas de Pimiento y Serrano. Por el contrario, Pasilla 18M y CM334 no injertados y autoinjertados prácticamente no mostraron enfermedad a los 84 DDPc. Resultados similares se obtuvieron en injertos intervarietales, con 0% de incidencia en Serrano-Pasilla y Pimiento-Pasilla, y 4% de incidencia en Serrano-CM334 y Pimiento-CM334 a los 84 DDPc, por lo que se evidencia que Pimiento y Serrano fueron protegidos contra *P. capsici* por los dos portainjertos resistentes. Estos resultados son similares a informes anteriores con CM334 como portainjerto. Pintado-López et al., (2017) obtuvieron 0% de incidencia en injertos de Serrano-CM334 después de la inoculación con *P. capsici*, y 100% de incidencia en plantas de Serrano sin injertar, que murieron por la enfermedad causada por *P. capsici*. García-Rodríguez et al., (2010) observaron 0% de incidencia y severidad en injertos Ancho Rebelde-CM334, inoculados con *P. capsici*, en comparación con plantas Ancho sin injertar que murieron 15 DDPc.

Los síntomas típicos de la enfermedad por *Phytophthora* evaluados en la severidad, fueron los mismos reportados por Jang et al., (2012) en injertos con *C. annuum*, los cuales fueron necrosis en el tallo, pérdida de turgencia en hojas, defoliación, marchitez general, y muerte. Las severidades más altas de acuerdo con la escala de 0 a 4, fueron las alcanzadas por los autoinjertos y plantas sin injertar de las variedades Pimiento (3.27 y 3.30) y Serrano (2.33 y 3.15). De manera contraria, los autoinjertos y plantas sin injertar de CM334 obtuvieron severidad 0, y de Pasilla fue de 0 a 0.13, de lo derivó una severidad nula en los injertos con el portainjerto Pasilla y casi nula en los injertos con el portainjerto CM334 (0.14), por lo que evidentemente que los portainjertos otorgaron la resistencia al patógeno. Los resultados concuerdan con los obtenidos por Pintado-López et al., (2017) quienes reportaron que de los injertos de Serrano con CM334 e inoculados con *P. capsici*, el 100% de plantas resultaron sin síntomas, mientras que el 100% de las plantas sin injertar e inoculadas murieron a causa de la enfermedad. Es evidente que ambos portainjertos impidieron la propagación de la infección.

Dos factores en el presente estudio explican claramente la severidad e incidencia de la enfermedad: DDPc y combinaciones varietales. Pintado-López et al., (2017) inocularon 300,000 zoosporas/planta y observaron que la enfermedad ocasionada por *P. capsici* inició a los 17 DDPc, mientras que, en la presente investigación, se inocularon 10,000 zoosporas/planta y los síntomas iniciaron de manera discreta en las variedades Serrano y Pimiento a los tres DDPc, y a los seis DDPc ya era evidente la enfermedad, las cuales presentaron un incremento gradual y rápido de incidencia y severidad. Todas las plantas infectadas de estos dos cultivares comerciales finalmente murieron en menos de 10 días después de los primeros síntomas. Estas diferencias de manifestación de la enfermedad podrían deberse a la diferente virulencia de los aislados con las que se trabajó, a las condiciones climáticas, al manejo del patógeno, y al origen de las plantas involucradas en el injerto.

Por otra parte, en el análisis de ABCPE los resultados también expusieron la alta incidencia y severidad en Serrano y Pimiento sin injertar y autoinjertados, en comparación con las variedades Pasilla y CM334 sin injertar y autoinjertados, y en los injertos intervarietales, en los que el ABCPE fue nula o casi nula, de manera que la resistencia que obtuvieron los injertos intervarietales se le atribuye a que los portainjertos colaboraron en la supresión de la vulnerabilidad a *P. capsici*. De la misma forma, se ha reportado que el ABCPE se ha visto disminuida en plantas injertadas de sandía expuestas a *Verticillium* (Wimer et al., 2015), y en injertos de chile habanero (*C. chinense*) con portainjertos de *C. annuum* var. *glabriusculum* expuestas a Begomovirus (Navarrete-Mapen et al., 2020). Es importante mencionar que este análisis de ABCPE es una herramienta de epidemiología comparada que toma en cuenta al uso de tasas relativas de incremento de la enfermedad en incidencia y severidad con respecto al tiempo (Soto-Rojas et al., 2009), por lo que es de gran utilidad para el análisis de la enfermedad.

Debido a la poca disponibilidad de cultivares comerciales de Chile que son resistentes a *P. capsici* (Glosier et al., 2008), la búsqueda de portainjertos resistentes es una prioridad para ampliar la protección de cultivares comerciales susceptibles al oomiceto (Jang et al., 2012).

García-Rodríguez et al., (2010) determinaron que los híbridos de Pimiento-Tresor, Atlante, AR-96030, AR-96058, no son fuente de resistencia a *P. capsici* al obtener el 100% de incidencia en la exposición al patógeno, comparado con plantas de CM334 que mostraron 1% de incidencia. Así también, Sánchez-Chávez et al., (2015) probaron el portainjerto comercial de Pimiento Terrano en las variedades de Pimiento Fascinato y Janette y demostraron que los injertos Fascinato-Terrano y Janette-Terrano presentaron mortalidades de 32 y 36% respectivamente, mientras que las variedades sin injertar de Fascinato y Janette alcanzaron 57% y 53% de mortalidad. Por nuestra parte, el cultivar Pasilla 18M que también es de importancia comercial, comparado con el portainjerto Terrano demostró ser altamente eficiente en la protección de las variedades Pimiento CW y Serrano Coloso por obtener el 0% en incidencia y severidad.

Aunque el injerto en chiles (*Capsicum* spp.) no ha sido ampliamente explorado como en otras hortalizas (López-Marín et al., 2013), esta tecnología debería considerarse como una alternativa al control químico (Granke et al., 2012; Lamour et al., 2012). Por ello es imprescindible seguir con la exploración de nuevos portainjertos con resistencia no solo a *P. capsici*, sino a más afectaciones que son recurrentes en el cultivo y que provocan pérdidas. Un buen portainjerto debe tener atributos de resistencia y muy buena compatibilidad con cultivares susceptibles (García-Rodríguez et al., 2010; Gisbert et al., 2011; Lee & Oda, 2010).

Aunque muchos de los tipos o razas de Chile mexicano, que son resistentes o tolerantes a *P. capsici* pueden ser considerados como fuente de germoplasma (Palma-Martínez et al., 2017; Retes-Manjarrez et al., 2020; Reyes-Tena et al., 2021), no todos pueden ser utilizados como portainjertos de cultivares susceptibles a *P. capsici*. Como se demuestra en las investigaciones de García-Rodríguez et al., (2010) y Sánchez-Chávez et al., (2015), los

portainjertos pueden conferir cierta resistencia al patógeno y reducir los índices de incidencia y severidad, pero pueden existir mejores portainjertos que reduzcan el porcentaje de daño, como el CM334. En la presente investigación se propone un nuevo portainjerto: Pasilla 18M, basado en 0% de incidencia y 0 de severidad en injertos intervarietales con Pimiento CW y Serrano Coloso susceptibles a *P.capsici*.

CONCLUSIÓN

Los portainjertos CM334 y Pasilla 18M, confirieron resistencia a *P. capsici* a las variedades susceptibles Pimiento CW y Serrano Coloso, al obtenerse nula o casi nula infección, comparada con las plantas sin injertar de Pimiento y Serrano que presentaron mortalidad de 89 a 100%.

BIBLIOGRAFIA

- Atlas, R. (2010). Handbook of Microbiological Media, Fourth Edition (4 edition). CRC Press. <https://doi.org/10.1201/EBK1439804063>
- Barchenger, D. W., Lamour, K. H., & Bosland, P. W. (2018). Challenges and Strategies for Breeding Resistance in *Capsicum annum* to the Multifarious Pathogen, *Phytophthora capsici*. *Frontiers in Plant Science*, 9, 628. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.00628>
- Bosland, P. W. (2008). Think global, breed local: Specificity and complexity of *Phytophthora capsici*. in Proceedings of the 19th International Pepper Conference, Atlantic City, NJ.
- Ergun, V., & Aktas, H. (2018). Effect of grafting on yield and fruit quality of pepper (*Capsicum annum* L.) grown under open field conditions. *Scientific Papers. Series B, Horticulture*, 62, 4.
- Fernández-Pavía, S. P., Díaz-Celaya, M., Rodríguez-Alvarado, G., Gómez-Dorantes, N., Abad, G., Félix-Gastelum, R., Ochoa-Ascencio, A., Garay-Serrano, E., Mondragón-Flores, A., Soto-Placarte, A., Grünwald, N. J., & Santillán-Mendoza, R. (2020). Manual de Laboratorio de *Phytophthora* (1a ed., Vol. 1–100). Imagia Comunicación S. de R.L. de C.V. Sociedad Mexicana de Fitopatología.
- García-Rodríguez, R., Chiquito-Almanza, E., Loeza-Lara, D., Godoy-Hernández, H., Villordo Pineda, E., Pons-Hernández, L., González-Chavira, M., & Anaya-López, A.-L. (2010). Producción de chile ancho injertado sobre criollo de Morelos 334 para el control de *Phytophthora capsici*. *Agrociencia*, 44, 701–709.
- Gisbert, C., Prohens, J., Raigón, M., Stommel, J., & Nuez, F. (2011). Eggplant relatives as sources of variation for developing new rootstocks: Effects of grafting on eggplant

- yield and fruit apparent quality and composition. *Scientia Horticulturae - SCI HORT-AMSTERDAM*, 128, 14–22. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.12.007>
- Glosier, B., Ogundiwin, E., Sidhu, G., Sischo, D., & Prince, J. (2008). A differential series of pepper (*Capsicum annuum*) lines delineates fourteen physiological races of *Phytophthora capsici*. *Euphytica*, 162, 23–30. <https://doi.org/10.1007/s10681-007-9532-1>
- Granke, L. L., Quesada-Ocampo, L., Lamour, K., & Hausbeck, M. K. (2012). Advances in Research on *Phytophthora capsici* on Vegetable Crops in The United States. *Plant Disease*, 96(11), 1588–1600. <https://doi.org/10.1094/PDIS-02-12-0211-FE>
- Hausbeck, M. K., & Lamour, K. H. (2004). *Phytophthora capsici* on Vegetable Crops: Research Progress and Management Challenges. *Plant Disease*, 88(12), Article 12. <https://doi.org/10.1094/PDIS.2004.88.12.1292>
- Jang, Y., Yang, E., Cho, M., Um, Y., Ko, K., & Chun, C. (2012). Effect of grafting on growth and incidence of phytophthora blight and bacterial wilt of pepper (*Capsicum annuum* L.). *Horticulture, Environment, and Biotechnology*, 53(1), 9–19. <https://doi.org/10.1007/s13580-012-0074-7>
- Lamour, K. H., Stam, R., Jupe, J., & Huitema, E. (2012). The oomycete broad-host-range pathogen *Phytophthora capsici*: *Phytophthora capsici*. *Molecular Plant Pathology*, 13(4), Article 4. <https://doi.org/10.1111/j.1364-3703.2011.00754.x>
- Leal-Fernández, C., Godoy-Hernández, H., Núñez-Colín, C. A., Anaya-López, J. L., Villalobos-Reyes, S., & Castellanos, J. Z. (2013). Morphological response and fruit yield of sweet pepper (*Capsicum annuum* L.) grafted onto different commercial rootstocks. *Biological Agriculture & Horticulture*, 29(1), 1–11. <https://doi.org/10.1080/01448765.2012.746063>
- Lee, J.-M., & Oda, M. (2010). Grafting of Herbaceous Vegetable and Ornamental Crops (Vol. 28, pp. 61–124). <https://doi.org/10.1002/9780470650851.ch2>
- López-Marín, J., González, A., Pérez-Alfocea, F., Egea-Gilabert, C., & Fernández, J. A. (2013). Grafting is an efficient alternative to shading screens to alleviate thermal stress in greenhouse-grown sweet pepper. *Scientia Horticulturae*, 149, 39–46. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.02.034>
- Navarrete-Mapen, R. Z., Cristóbal-Alejo, J., Uc-Vázquez, A., Reyes-Ramírez, A., Tun-Suárez, J. M., & Alvarado-López, C. J. (2020). Graft response of *Capsicum chinense*-*Capsicum annuum* var. *Glabriusculum* to *Begomovirus* in field. *Revista Mexicana de Fitopatología, Mexican Journal of Phytopathology*, 38(2), Article 2. <https://doi.org/10.18781/R.MEX.FIT.2001-2>
- Osuna-Ávila, P., Aguilar-Solís, J., Fernández-Pavía, S., Godoy-Hernández, H., Corral-Díaz, B., Flores-Margez, J. P., Borrego Ponce, A., & Olivas, E. (2012). Injertos en chiles tipo Cayene, jalapeño y chilaca en el noroeste de Chihuahua, México. *Revista*

Mexicana de Ciencias Agrícolas, 3(4), 739–750.
<https://doi.org/10.29312/remexca.v3i4.1427>

- Palma-Martínez, E., Aguilar-Rincón, V. H., Corona-Torres, T., & Gómez-Rodríguez, O. (2017). Resistencia a *Phytophthora capsici* Leo. en líneas de chile huacle (*Capsicum annuum* L.). *Revista Fitotecnia Mexicana*, 40(3), Article 3. <https://doi.org/10.35196/rfm.2017.3.359-363>
- Pintado-López, L. M., Guzmán-Plazola, R. A., Ayala-Escobar, V., & Aguilar-Rincón, V. H. (2017). Grafting on CM-334 controls serrano chili wilting caused by *Phytophthora capsici* and changes phenology but does not affect fruit yield. *Journal of Phytopathology*, 165(7–8), Article 7–8. <https://doi.org/10.1111/jph.12585>
- Retes-Manjarrez, J. E., Rubio-Aragón, W. A., Márques-Zequera, I., Cruz-Lachica, I., García-Estrada, R. S., & Sy, O. (2020). Novel Sources of Resistance to *Phytophthora capsici* on Pepper (*Capsicum* sp.) Landraces from Mexico. *The Plant Pathology Journal*, 36(6), 600–607. <https://doi.org/10.5423/PPJ.OA.07.2020.0131>
- Reyes-Tena, A., Rodríguez-Alvarado, G., de Jesús Luna-Ruíz, J., Arreola-Romero, V., Arriaga-Solorio, K. L., Gómez-Dorantes, N., & Fernández-Pavía, S. P. (2021). Tolerance to Virulence Phenotypes of *Phytophthora capsici* in Pasilla Pepper Cultivars. *HortScience*, 56(10), 1239–1243. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI15998-21>
- Richins, R. D., Micheletto, S., & O’Connell, M. A. (2010). Gene expression profiles unique to chile (*Capsicum annuum* L.) resistant to *Phytophthora* root rot. *Plant Science*, 178(2), 192–201. <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2009.11.005>
- Ristaino, J. B. (1991). Influence of Rainfall, Drip Irrigation, and Inoculum Density on the Development of *Phytophthora* Root and Crown Rot Epidemics and Yield in Bell Pepper. *Phytopathology*, 81(8), Article 8. <https://doi.org/10.1094/Phyto-81-922>
- Ristaino, J. B., & Johnston, S. A. (1999). Ecologically Based Approaches to Management of *Phytophthora* Blight on Bell Pepper. *Plant Disease*, 83(12), 1080–1089. <https://doi.org/10.1094/PDIS.1999.83.12.1080>
- Rodríguez-Moreno, V. M., Luna-Ruiz, J. de J., Valle-García, P., & Tiscareño-López, M. (2004). Caracterización Patogénica y Sexual de *Phytophthora capsici* Leonian y Análisis de su Distribución Espacial en el Centro- Norte de México Mediante un Sistema de Información Geográfica. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 22(001), 72–81.
- Sánchez-Chávez, E., Torres-González, A., Flores-Córdova, M. A., Preciado-Rangel, P., & Márquez Quiroz, C. (2015). Uso de portainjerto sobre el rendimiento, calidad del fruto y resistencia a *Phytophthora capsici* Leonian en pimiento morrón. *Nova Scientia*, 7(15), Article 15. <https://doi.org/10.21640/ns.v7i15.302>

Soto-Rojas, L., Bautista-Martínez, N., & Pérez-Pacheco, R. (2009). *Tópicos Selectos de Estadística Aplicados a la Fitosanidad* (1a ed.). Colegio de Postgraduados.

Wimer, J., Inglis, D., & Miles, C. (2015). Evaluating Grafted Watermelon for Verticillium Wilt Severity, Yield, and Fruit Quality in Washington State. *HortScience*, 50(9), 1332–1337. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.50.9.1332>



CAPITULO IV: Análisis de los compuestos bioactivos en frutos de las combinaciones varietales

INTRODUCCION

Los chiles y pimientos (*Capsicum* spp.) contienen fitoquímicos que son componentes antioxidantes importantes de una dieta basada en plantas, además de los nutrientes tradicionales que pueden reducir el riesgo de enfermedades degenerativas (Howard et al., 2000). Son fuentes de diferentes fitoquímicos, incluidas las vitaminas A y C, compuestos fenólicos, flavonoides, capsaicinoides, carotenoides, entre otros (Alvarez-Parrilla et al., 2011; Deepa et al., 2007; Howard et al., 2000; Iqbal et al., 2015); son las únicas plantas que son capaces de producir capsaicinoides, dentro de los cuales la capsaicina y la dihidrocapsaicina son las que se encuentran en mayor proporción, además de ser las más pungentes del grupo de capsaicinoides presentes en Chile (Reyes-Escogido et al., 2011) siendo las responsables de su característico sabor picante. Cabe mencionar que son los vegetales con mayor contenido de ácido ascórbico, por lo tanto, se sabe que presentan una alta actividad antioxidante (Alvarez-Parrilla et al., 2011; Deepa et al., 2007).

El injerto en *Capsicum* se ha investigado para diferentes propósitos, como los efectos del injerto en la fenología (Soltan et al., 2015), el rendimiento y la calidad de los frutos (Camposeco-Montejo et al., 2018; Jang et al., 2013; Rouphael et al., 2010). Además, se ha evaluado el injerto en chiles para evitar el estrés abiótico (Abidalrazzaq et al., 2021; Schwarz et al., 2010), y para prevenir enfermedades del suelo causadas por diferentes patógenos (Duan et al., 2017; Jang et al., 2012; Navarrete-Mapen et al., 2020; Sánchez-Chávez et al., 2015).

Sin embargo, existen informes sobre los cambios en la calidad de los frutos debido al injerto y si los efectos del injerto son ventajosos o perjudiciales. Los diferentes resultados informados pueden atribuirse a los diferentes métodos y entornos de producción, el tipo de combinación de variedad-portainjerto, y la fecha de cosecha (Rouphael et al., 2010). Se ha observado que existe influencia del portainjerto sobre la variedad injertada, y puede generar cambios o variaciones morfológicas, agronómicas, o bioquímicas (Chávez-Mendoza et al., 2015; Leal-Fernández et al., 2013); en injertos del género *Capsicum* (spp), han sido reportados cambios en el tamaño de las plantas, en el rendimiento en la producción del fruto, en el número de frutos, en la firmeza de la pulpa del fruto, en el peso y forma del fruto, y en el diámetro del tallo (Ergun & Aktas, 2018; Jang et al., 2013; Sánchez-Chávez et al., 2015; Tsaballa et al., 2013); así también, fue observado que el injerto favoreció la presencia de compuestos bioactivos y la actividad antioxidante en Pimiento (Chávez-Mendoza et al., 2015); sin embargo, muchas especies y variedades del género *Capsicum* aún no han sido analizadas en este sentido, incluidas las variedades comúnmente injertadas.

Es importante evaluar los efectos del proceso de injertado y la exposición a patógenos (como *P. capsici*) sobre la bioquímica de los frutos producidos después de haber estado expuestas a estos dos tipos de estrés. Por lo tanto, el objetivo de este capítulo fue examinar los

compuestos bioactivos en frutos con madurez comercial, obtenidos de las plantas sobrevivientes al injerto y a la inoculación con *P. capsici*.

MATERIALES Y MÉTODOS

Se analizaron los frutos de 85 plantas (37 plantas inoculadas y 48 plantas no inoculadas). Ambos grupos incluyeron plantas de las 12 combinaciones intervarietales (Injertos intervarietales, Autoinjertos, Variedades y Portainjertos), con excepción de plantas inoculadas de Pimiento no-injertado, las cuales murieron por *P. capsici* antes de la fructificación.

Trasplante

Se trasplantaron cuatro plantas sobrevivientes por cada combinación varietal, a bolsas de vivero (dimensiones 25X40 cm) previamente preparadas con una mezcla solarizada de peat moss- tierra de campo 50:50 (Figura 52). Las 85 plantas se mantuvieron bajo condiciones de invernadero, con riegos diarios y nutrición semanal a base de 1 g/L de NPK (18-18-18), y 0.5 g/L de microelementos (Fe 6.25%, Zn 2.00%, Mn 2.00%, B 0.40%, Cu 0.15%, y Mo 0.05%). Todos los trasplantes se llevaron hasta fructificación comercial (fruto verde) para el estudio de compuestos bioactivos.

Cosecha y procesamiento de frutos

La temporada de cosecha fue de julio a septiembre. De cada combinación varietal (plantas inoculadas y no inoculadas) se cosecharon frutos de la primera floración (Figura 53 y 54).

Con los frutos colectados de cada planta, se hizo una muestra compuesta para cada combinación varietal manteniendo por separados los dos grupos (inoculado y no inoculado).

Los frutos de cada combinación y grupo fueron guardados en bolsas de plástico con cierre hermético previamente etiquetadas. Las bolsas fueron colocadas y trasladadas en una hielera al laboratorio de Biotecnología y Funcionalidad de Alimentos en el centro de Ciencias Básicas de la Universidad Autónoma de Aguascalientes

En el laboratorio, los frutos fueron sacados de la hielera, y de manera ordenada por cada combinación varietal, los frutos se limpiaron y cortaron en pequeños cubos, para luego homogeneizar cada muestra compuesta.

La muestra compuesta de cada combinación varietal fue seccionada en cuatro fracciones iguales; cada fracción fue destinada a diferente tipo de estudio (porcentaje de humedad, fenoles totales, ácido ascórbico, y capsaicina). Todas las fracciones fueron guardadas en pequeñas bolsas herméticamente cerradas y etiquetadas. El juego de bolsitas individuales por cada combinación varietal, fueron almacenadas en congelación hasta su análisis.

Todo el proceso se hizo en condiciones de penumbra para evitar la degradación de los compuestos bioactivos a causa de la luz.



Figura 52. Muestras de plantas trasplantadas de las combinaciones varietales inoculadas y no inoculadas en fructificación.

A): Plantas trasplantadas inoculadas en fructificación. B): Plantas trasplantadas no inoculadas en fructificación. C): Frutos de Serrano. D): Frutos de Pimiento. E): Frutos de CM334. F): Frutos de Pasilla.

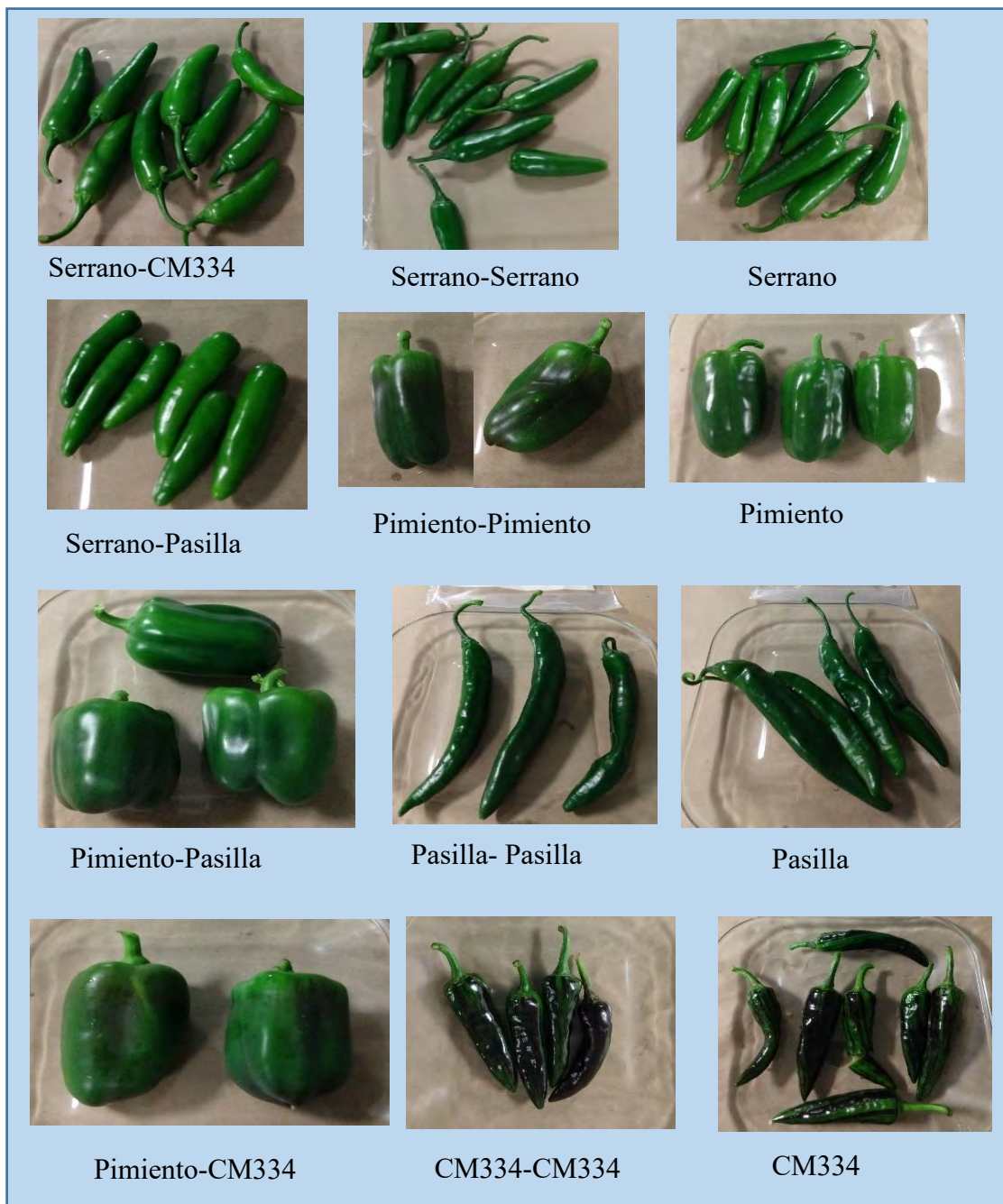


Figura 53. Muestras de frutos procedentes de las combinaciones varietales no inoculadas

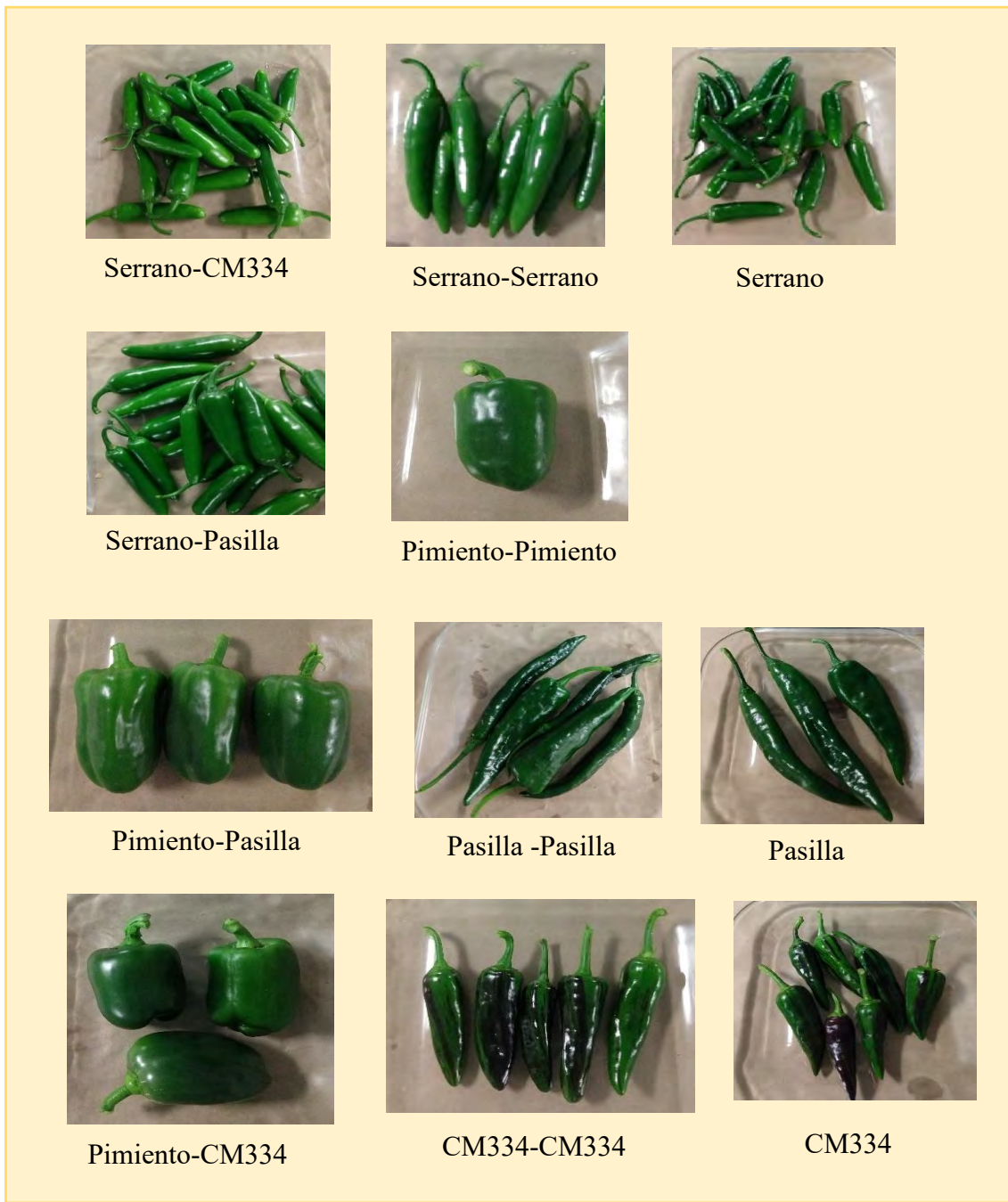


Figura 54. Muestras de frutos procedentes de las combinaciones varietales inoculadas

Determinación de humedad

Para la determinación de los compuestos bioactivos fue necesario hacer un análisis de determinación de humedad por cada uno de los tratamientos inoculados y no inoculados, debido a que el porcentaje de humedad es un dato imprescindible.

Tres charolitas de aluminio limpias y previamente etiquetadas por cada combinación varietal fueron colocadas en una estufa de aire forzado a 105°C durante 24 horas. Pasado el tiempo, se sacaron las charolas de la estufa con pinzas y se colocaron en un desecador con desecante activo por 20 minutos.

Se tomó el peso de cada charola en una balanza analítica y se registró su peso exacto en gramos (peso 1). Posteriormente a cada charola se les agregaron 2g de muestra húmeda y se registró el peso exacto de cada charola más la muestra húmeda (peso 2).

Las charolas con muestra húmeda se metieron a la estufa de aire forzado a 105°C por 24 horas. Pasado el tiempo, las charolas fueron sacadas de la estufa con pinzas y se metieron al desecador por 20 minutos.

En la balanza analítica se tomó el peso de cada charola con muestra seca y se registró el peso exacto (peso 3).

Para calcular el porcentaje de humedad por cada repetición de cada muestra se utilizó la siguiente formula:

$$\% \text{ Humedad} = [(\text{Peso 2} - \text{Peso 3}) / (\text{Peso 2} - \text{Peso 1})] \times 100$$

Donde:

Peso 1= Peso de la charola

Peso 2= Peso de la charola + la muestra húmeda

Peso 3= Peso de la charola + la muestra seca

Determinación de Fenoles solubles totales

Curva de calibración

Para la construcción de la curva de calibración, se pipetearon en a tubos de ensayo, 0, 100, 200, 300, 400, 500, 600, 700 y 800 µL de solución de trabajo de ácido gálico a 100 µg/mL. La solución de trabajo se elaboró a partir de la solución patrón de ácido gálico a 10mg/mL en mezcla MAA (Mezcla 1:1 de Metanol acuoso al 50% (v/v) pH 2.0 + Acetona Acuosa al 70% (v/v))

Se completó cada tubo a 1000 µL con la mezcla MAA, de modo que se obtuvieron soluciones estándar con 0, 10, 20, 30, 40, 50, 60, 70 y 80 µg de ácido gálico, respectivamente.

A cada uno de los nueve tubos, se les agregó 125 μL del reactivo de fenol Folin-Ciocalteu 2N, se dejaron reaccionar por seis minutos; se les agregó 1.25 mL de Carbonato de sodio al 7%, y 625 μL de agua destilada. Se agitaron y se dejaron reposar por 90 minutos.

Posteriormente, se transfirió 1.5 mL de cada mezcla de reacción a tubos eppendorf y se centrifugaron a 12,000 rpm por tres minutos. Finalmente se leyó la absorbancia de cada tubo a 757 nm.

La curva de calibración se hizo por triplicado (Figura 55).

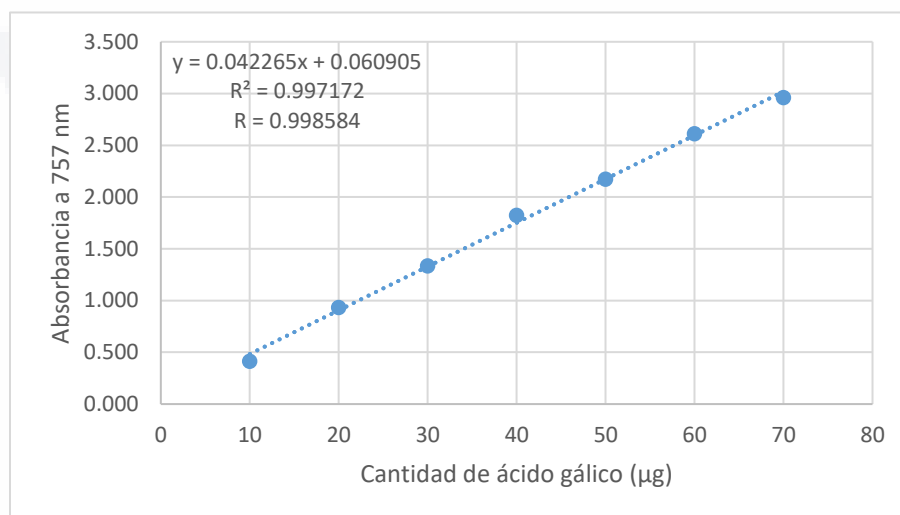


Figura 55. Curva de calibración de equivalentes de ácido gálico.
Medias \pm de (n = 3)

Extracción de la muestra biológica

Por cada tipo de muestra y por duplicado, se pesaron en balanza analítica 2.5 g de la muestra compuesta previamente picada en tubo de centrifuga cónico de 15 mL, y se registró el peso exacto (Mh= peso de la muestra húmeda extraída en gramos). A cada muestra se les añadieron 10 mL de metanol acuoso al 50% (v/v) pH 2.0 y fueron molidas en morteros hasta quedar completamente triturados y mezclados con el extrayente. La mezcla se regresó al tubo de 15 mL y se pusieron en agitación en vortex durante una hora.

Se centrifugaron los tubos a 1500 g por 10 min en una centrifuga clínica; el sobrenadante (extracto A), fue transferido a un tubo de centrifuga cónico de 50 mL oscuro. Al residuo insoluble se le agregaron 10 mL de acetona acuosa al 70% (v/v), y se agitó en vórtex durante una hora. Se centrifugaron los tubos a 1500 g por 10 min en la centrifuga clínica y se recuperó el sobrenadante (Extracto B) en el mismo tubo de 50 mL con el extracto A. La mezcla A+B se aforó a 25 mL con la solución MAA en un matraz de aforación ($V_t = 25,000 \mu\text{L}$); la mezcla aforada se vació nuevamente al tubo de 50 mL se guardó en oscuridad y congelación hasta su análisis.

Análisis de los extractos de las muestras

En tubos de ensayo se mezclaron de 300-550 µL (Va) de alícuota del extracto de muestra y se completaron a 1.0 mL con mezcla MAA. A cada tubo se les añadió 125 µL de reactivo de fenol de Folin-Ciocalteu 2N, se agitaron y se dejaron reposar durante 6 minutos. Posteriormente se les añadió 1.25 mL de Carbonato de sodio al 7%, y 625 µL de agua destilada, quedando el volumen de reacción en 3 mL. Se agitaron los tubos y se dejaron reaccionar en la oscuridad por 90 min. Posteriormente, se transfirieron 1.5 mL de cada mezcla de reacción a un tubo de microcentrífuga de 2 mL y se centrifugaron a 12,000 rpm por 3 min. Finalmente, en el espectrofotómetro se leyeron las absorbancias de cada tubo con muestra a 757 nm, iniciando con el tubo blanco para su calibración. De cada extracto por muestra duplicada, se hicieron tres repeticiones.

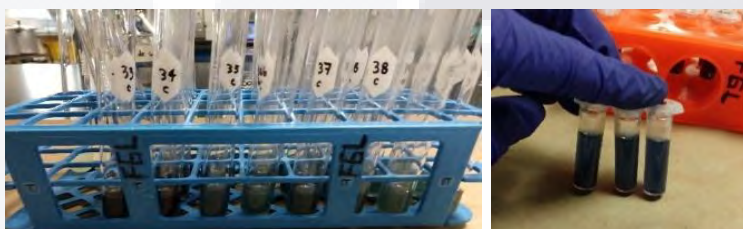


Figura 56. Reacción de las muestras para el análisis de Fenoles

Análisis de datos

De la curva de calibración se calcularon los coeficientes (m= pendiente; b= ordenada al origen; R²=coeficiente de determinación; R=coeficiente de correlación) de la recta.

Se calculó el contenido de Fenoles solubles totales (equivalentes de ácido gálico) de las muestras mediante la ecuación que se muestra a continuación:

$$EAG = [(A-b)/m] \times (Vt/Va) \times [1/(Mh \times 10)] \times [1/(100-H)]$$

Donde:

EAG = Miligramos de equivalentes de ácido gálico/gramo de muestra seca.

A = Absorbancia del tubo problema.

b = Ordenada al origen (absorbancia).

m = Pendiente (absorbancia/microgramo de ácido gálico).

Vt = Volumen total del extracto (microlitros).

Va = Volumen de alícuota usado en el tubo problema (microlitros).

Mh = Peso de la muestra húmeda extraída (gramos).

H = Contenido de humedad de la muestra húmeda (porcentaje).

Determinación de Ácido ascórbico

Curva de calibración

Para la construcción de la curva de calibración, se pipetearon en tubos eppendorf 20, 30, 40, 50, 60, 70, y 80 μL de solución de trabajo de ácido ascórbico a 500 $\mu\text{g}/\text{mL}$. La solución de trabajo se elaboró a partir de la solución patrón de ácido ascórbico a 10 mg/mL en ácido metafosfórico al 3%. Se completó cada tubo a 100 μL con ácido metafosfórico al 3%. Posteriormente, a cada uno de los ocho tubos, se les agregó por igual 900 μL de solución EDTA-ácido oxálico (EDTA-AO), 100 μL de solución ácido metafosfórico-ácido acético (AMP-AA), 200 μL de ácido sulfúrico, y 400 μL de molibdato de amonio al 5%.

Se agitaron muy bien los tubos, y se calentaron a ebullición durante 30 min en baño María, se dejaron enfriar y se centrifugaron 3 min a 12,000 rpm en microcentrífuga. Se leyó la absorbancia de cada tubo a 829 nm.

La curva de calibración se hizo por triplicado (Figura 57).

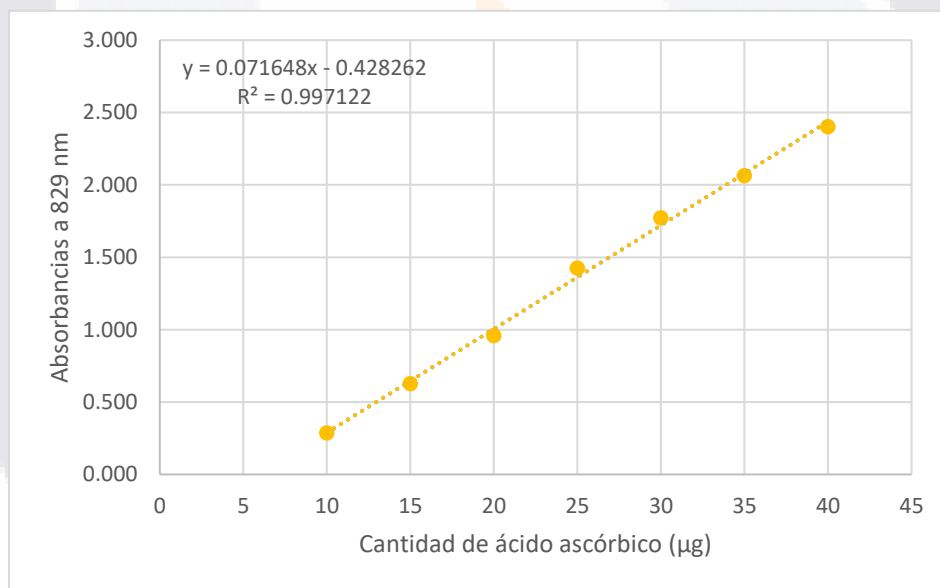


Figura 57. Curva de Calibración de la concentración de equivalentes de ácido ascórbico (medias \pm de n = 3)

Extracción de la muestra Biológica

Por cada tipo de muestra y por duplicado, se pesaron 2.5 g y se mezclaron con 5 mL de ácido metafosfórico al 3% (p/v). Se homogeneizó la muestra con el extrayente en un mortero hasta quedar completamente triturada la muestra. Posteriormente se transfirió cada mezcla a un tubo de centrifuga cónico de 15 mL. Se agitaron los tubos en vortex por 15 minutos, y luego en baño sónico durante 20 minutos a temperatura ambiente.

Posteriormente se centrifugaron los tubos a 1,500 g durante 10 min; el sobrenadante se transfirió a un tubo de centrifuga cónico de 15 mL limpio, y al residuo insoluble se le agregaron 5 mL de ácido metafosfórico al 3%. Nuevamente se agitaron los tubos en vortex por 15 minutos, y luego en baño sónico durante 20 minutos a temperatura ambiente; se centrifugaron los tubos a 1,500 g durante 10 min, y el sobrenadante se transfirió al tubo de centrifuga de 15 mL con el primer sobrenadante rescatado, para mezclar los dos extractos (A y B). Se aforó con ácido metafosfórico a un volumen total de 11 mL ($V_t = 11,000 \mu\text{L}$).

Análisis de los extractos de las muestras

EN tubos eppendorf se mezclaron de 30-60 μL (V_a) de alícuota del extracto de muestra, y se completaron a 100 μL con ácido metafosfórico. A cada tubo se les añadió 900 μL de solución EDTA-ácido oxálico (EDTA-AO), 100 μL de solución ácido metafosfórico-ácido acético (AMP-AA), 200 μL de ácido sulfúrico, y 400 μL de molibdato de amonio al 5%. Se agitaron los tubos, y se calentaron a ebullición durante 30 min en baño María, se dejaron enfriar y se centrifugaron 3 min a 12,000 rpm en microcentrifuga. Se leyó la absorbancia de cada tubo a 829 nm, iniciando con el tubo blanco para su calibración. De cada extracto por muestra duplicada, se hicieron tres repeticiones.



Figura 58. Reacción de las muestras para el análisis de Ac. ascórbico

Análisis de datos

De la curva de calibración se calcularon los coeficientes (m =pendiente; b =ordenada al origen; R^2 =coeficiente de determinación; R =coeficiente de correlación) de la recta.

Se calculó el contenido de ácido ascórbico (equivalentes de ácido ascórbico) de las muestras mediante la ecuación que se muestra a continuación:

$$EAA = [(A-b)/m] \times (V_t/V_a) \times [1/(M_h \times 10)] \times [1/(100-H)]$$

Donde:

EAA = Miligramos de equivalentes de ácido ascórbico/gramo de muestra seca.

A = Absorbancia del tubo problema.

b = Ordenada al origen (absorbancia).

m = Pendiente (absorbancia/microgramo de ácido ascórbico).

V_t = Volumen total del extracto (microlitros).

V_a = Volumen de alícuota usado en el tubo problema (microlitros).

M_h = Peso de la muestra húmeda extraída (gramos).

H = Contenido de humedad de la muestra húmeda (porcentaje).

Cuantificación de Capsaicina

Cromatografía de gases acoplado a espectro de masas (GC/MS)

La GC/MS se llevó a cabo con un cromatógrafo Agilent Technologies 6850 con un detector espectrómetro de masas 5975C VLMSD con triple axis detector. Se utilizó una columna capilar abierta HP5MS de 30 m de longitud, 0.25 mm diámetro interno, 0.25 µm film. Las condiciones de la cromatografía de gases fueron: la temperatura del horno fue de 200-260°C con incrementos de 10°C/min. Se sostenía a 260°C/ 3min, y la salida del detector a 270°C. La temperatura del inyector fue de 270°C con flujo de Helio de 2mL/min. La temperatura del ionizador fue de 230°C, y la temperatura del cuadrupolo de 160°C. Se trabajó en modo Scan de 49-500 uma.

Curva de calibración:

Se preparó el estándar de Capsaicina 1 mg/mL (1000 ppm) con etanol 80%. Se hicieron diluciones con la solución stock del estándar con etanol al 80% para la construcción de la curva de calibración a 62.5, 125, 250, 500, y 1000 ppm.

Se inyectó al cromatógrafo 1 µL de cada dilución del estándar. El tiempo de corrida fue de 10 minutos. Se tomó el tiempo de retención y los espectros de los picos cromatográficos obtenidos del estándar de capsaicina y los datos espectrales correspondientes de las bibliotecas NIST. Con el dato “altura del pico” obtenido de las bibliotecas se construyó la curva de calibración, de la cual se obtuvo la ecuación de la recta (Figura 59).

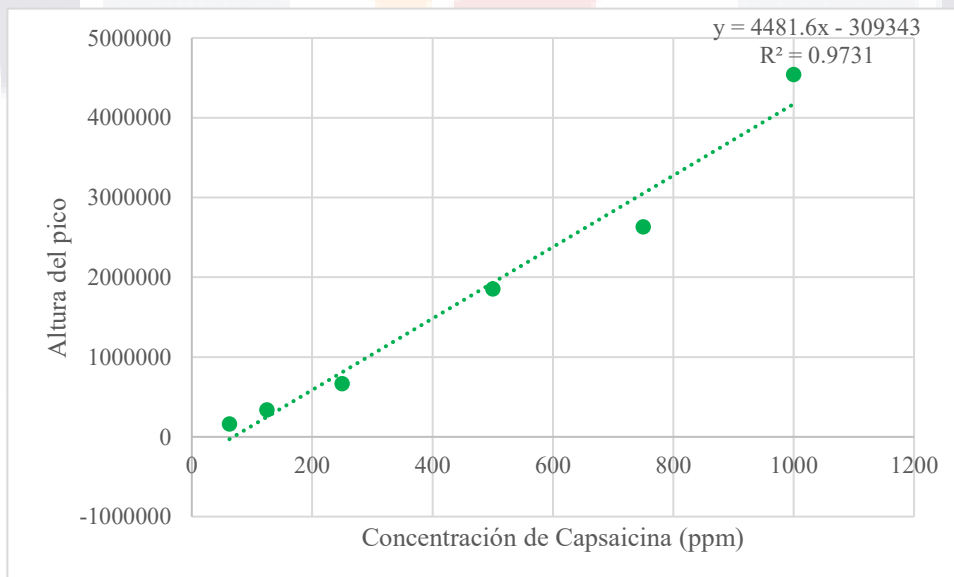


Figura 59. Curva de calibración de la concentración de Capsaicina (ppm)

Preparación de las muestras:

En charola de aluminio se pesaron de cada muestra ± 24 g. Las muestras fueron secadas a 50°C en estufa de aire forzado por tres días. Al finalizar el secado, las muestras fueron pulverizadas en mortero. El polvo resultante de cada muestra fue guardado en tubos de centrifuga cónicos de 15 mL hasta la preparación de los extractos.

Preparación de extractos:

De cada muestra seca pulverizada, se pesó 1 g de muestra en tubos de centrifuga de 15 mL. Se les agregó 5 mL de etanol al 80%, y con un agitador de vidrio se hizo una segunda molienda de la mezcla polvo con EtOH 80%, posteriormente se agitaron en vortex para uniformizar la mezcla. Las muestras fueron metidas en un baño sónico por 25 min a temperatura ambiente, luego fueron centrifugadas por 10 min a 3000 rpm. De cada tubo fue rescatado el sobrenadante en un tubo nuevo. A los residuos insolubles se les agregaron 5 mL de etanol al 80% y se repitió el proceso de molienda con el agitador de vidrio, agitación en el vortex, extracción en baño sónico, y centrifugación. El sobrenadante resultante de la segunda extracción se depositó en el mismo tubo de la primera extracción y se aforaron a 10 mL. Los extractos fueron almacenados en refrigeración hasta su análisis.

Análisis de los extractos de las muestras

De los extractos de cada muestra fueron tomados 1.5 mL y se centrifugaron 3 min a 12,000 rpm en microcentrífuga. De cada muestra fue inyectado al cromatógrafo 1 μL . El tiempo de corrida fue de 10 minutos por cada muestra. La identificación de la capsaicina de las muestras se logró mediante la comparación del tiempo de retención y los espectros de los picos cromatográficos obtenidos del estándar de capsaicina con los datos espectrales correspondientes de las bibliotecas NIST para su corroboración.

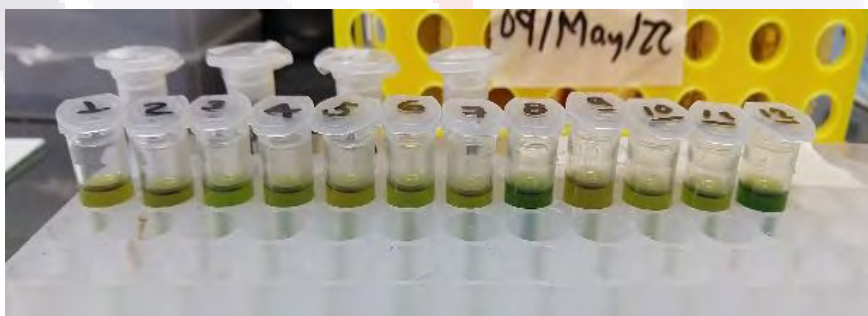


Figura 60. Extractos de muestra para el análisis de capsaicina en GC/MS

Análisis de datos

En base al tiempo de retención obtenido (7.850 min) y la exploración de datos de la biblioteca NIST, se tomó el dato “altura del pico” por cada muestra, y se sustituyó el dato en la ecuación de la recta obtenida de la curva de calibración:

$$y = 4481.6x - 309343$$

El resultado obtenido de la formula, es equivalente a las ppm de la capsaicina obtenida por cada muestra. Dicho resultado fue usado para obtener las unidades de pungencia Scoville (SHU) con la siguiente formula (Cázares-Sánchez et al., 2005; Yáñez et al., 2015):

$$SHU = (ppm)(Vt)(15)$$

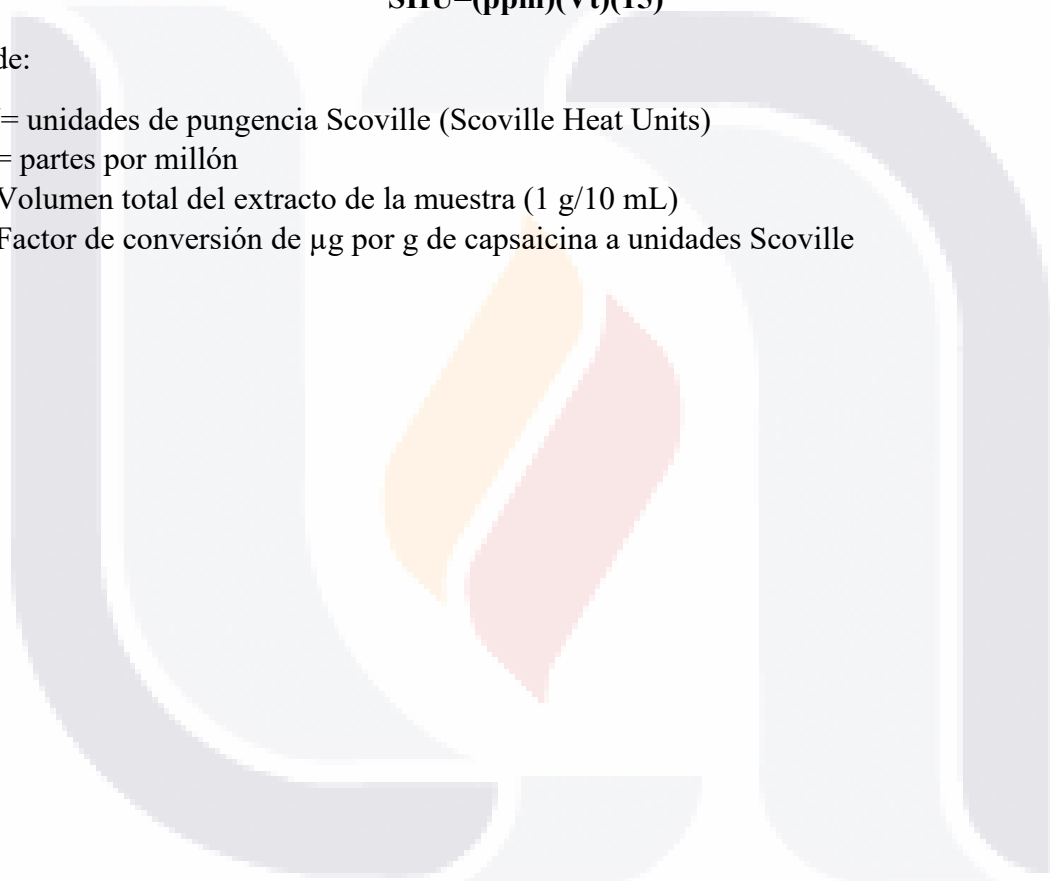
Donde:

SHU= unidades de pungencia Scoville (Scoville Heat Units)

ppm= partes por millón

Vt= Volumen total del extracto de la muestra (1 g/10 mL)

15= Factor de conversión de μg por g de capsaicina a unidades Scoville



RESULTADOS

Fenoles solubles totales

En el Cuadro 20 se presenta por cada combinación varietal y grupo (inoculadas y no inoculadas), el contenido de Fenoles solubles totales en equivalentes de ac. gálico.

Cuadro 20. Contenido de fenoles EAG (mg EAG/g base seca) por cada combinación varietal

Tipo de muestras	Tratamiento de injerto	Combinación varietal	⁽¹⁾ Media ± error estándar	Mínimo	Máximo
No inoculadas	Injerto intervarietal	Pimiento-CM334	13.36±0.44	11.67	14.84
		Pimiento-Pasilla	14.25±0.26	13.31	15.12
		Serrano-CM334	6.55±0.07	6.330	6.76
		Serrano-Pasilla	6.73±0.14	6.367	7.22
	Autoinjerto	Pimiento-Pimiento	9.47±0.20	8.95	10.10
		Serrano-Serrano	7.17±0.24	6.561	7.85
		CM334-CM334	7.17±0.22	6.594	7.77
		Pasilla-Pasilla	8.97±0.14	8.585	9.61
	Sin injertar	Pimiento	14.46±0.29	13.55	15.59
		Serrano	6.35±0.05	6.213	6.469
		CM334	8.63±0.27	8.046	9.69
		Pasilla	10.13±0.17	9.475	10.57
Inoculadas con <i>P. capsici</i>	Injerto intervarietal	Pimiento-CM334	10.92±0.29	10.02	11.74
		Pimiento-Pasilla	11.23±0.26	10.48	11.94
		Serrano-CM334	5.86±0.23	5.273	6.40
		Serrano-Pasilla	6.15±0.12	5.841	6.50
	Autoinjerto	Pimiento-Pimiento	14.33±0.22	13.61	15.04
		Serrano-Serrano	6.32±0.07	6.014	6.48
		CM334-CM334	7.87±0.15	7.379	8.34
		Pasilla-Pasilla	6.36±0.12	5.989	6.74
	Sin injertar	Serrano	7.12±0.03	6.986	7.20
		CM334	7.80±0.14	7.447	8.27
		Pasilla	7.52±0.16	7.055	7.96

EAG= Equivalentes de Acido Gálico. ⁽¹⁾ N=6

Análisis de los tratamientos con “Pimiento”

El ANOVA del cuadro 21 mostró que existen diferencias altamente significativas ($p < 0.01$) en el contenido de fenoles solubles totales de las combinaciones varietales inoculadas y no inoculadas con el cultivar Pimiento, lo que quiere decir, que el contenido de fenoles es diferente entre los tratamientos inoculados y no inoculados, siendo en los inoculados menor cantidad de síntesis de este compuesto bioactivo (Cuadro 20).

Los resultados del análisis del contenido de fenoles (Cuadro 20), mostraron que el Pimiento sin injertar produjo mayor cantidad de fenoles (14.46 mg EAG/g), que autoinjertado (9.47 mg EAG/g). Según la prueba de Tukey (Figura 61) en los injertos intervarietales se cuantificó el mismo contenido de fenoles que una planta normal (13.36-14.25 mg EAG/g), por lo que se muestra que no hay diferencias estadísticas entre plantas no injertadas e injertadas (grupo a); de igual manera, estos resultados señalan que los frutos de los injertos intervarietales produjeron la misma cantidad de fenoles sin importar el portainjerto (CM334 y Pasilla 18M) con el que fueron injertados.

Por otra parte, el contenido de fenoles en frutos de Pimiento de injertos intervarietales que fueron inoculados (10.92-11.22 mg EAG/g) fue menor (grupo b), por lo que se muestra que existen diferencias estadísticas entre los injertos intervarietales inoculados y no inoculados (figura 61). Cabe mencionar que los autoinjertos inoculados de Pimiento, según la prueba de Tukey mostró que su contenido es estadísticamente igual a las no inoculadas (grupo a).

Cuadro 21. Análisis de varianza del contenido de Fenoles de las combinaciones varietales con “Pimiento”

Fuentes de variación	gl	SC	CM	Fc	p
Combinación varietal	6	145.193	24.199	48.27	0.000000
Error	35	17.547	0.501		
Total	41	162.740			

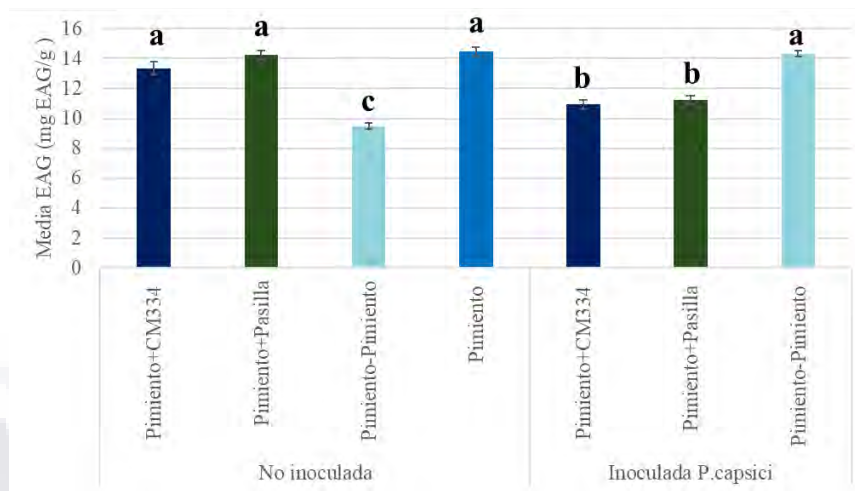


Figura 61. Media de Fenoles (EAG base seca) y prueba de Tukey de las combinaciones varietales con “Pimiento”

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes según la prueba de Tukey ($\alpha= 0.05$)

Análisis de los tratamientos con “Serrano”

El ANOVA del cuadro 22 determinó que existen diferencias altamente significativas ($p<0.01$) en el contenido de fenoles solubles totales de las combinaciones varietales con Serrano inoculadas y no inoculadas, no obstante, las diferencias fueron realmente mínimas entre inoculadas y no inoculadas.

Los resultados del análisis del contenido de fenoles en Serrano(Cuadro 20), expusieron que los frutos de las plantas sin injertar (6.35 mg EAG/g) su síntesis de fenoles es similar a los frutos de los injertos intervarietales (6.55-6.73 mg EAG/g), esto verificado con el análisis de Tukey de la figura 62, en el que se observa que los injertos intervarietales (grupo ac) y Serrano sin injertar (grupo ab) son estadísticamente similares, sin embargo los Serranos autoinjertados (grupo c) mostraron una mayor síntesis de fenoles (7.17 mg EAG/g) que los no injertados.

Por otra parte, el contenido de fenoles en frutos de Serrano de injertos intervarietales inoculados fue menor (5.86-6.15 mg EAG/g) a lo obtenido en los tratamientos no inoculados, aunque las diferencias estadísticas obtenidas de la prueba de Tukey (Figura 62) muestran cierta similitud, diferenciándose la combinación varietal Serrano-CM334 inoculada (5.86 mg EAG/g grupo b). Las combinaciones varietales que mostraron mayor cantidad de fenoles estadísticamente iguales fueron Serrano autoinjertado no inoculado (7.17 mg EAG/g grupo c) y Serrano no injertado inoculado (7.12 mg EAG/g grupo c).

Cabe mencionar que la síntesis de fenoles en los frutos de Serrano no se vio influenciada por el tipo de portainjerto en el que fue injertado, ya que en la prueba de Tukey, muestra que los

injertos intervarietales con los portainjertos CM334 y Pasilla 18M son estadísticamente iguales en no inoculadas y similares en las inoculadas,

Cuadro 22. Análisis de varianza del contenido de Fenoles de las combinaciones varietales con “Serrano”

Fuentes de variación	gl	SC	CM	Fc	p
Combinación varietal + tipo de muestra	7	8.835	1.262	10.76	0.000000
Error	40	4.693	0.117		
Total	47	13.527			

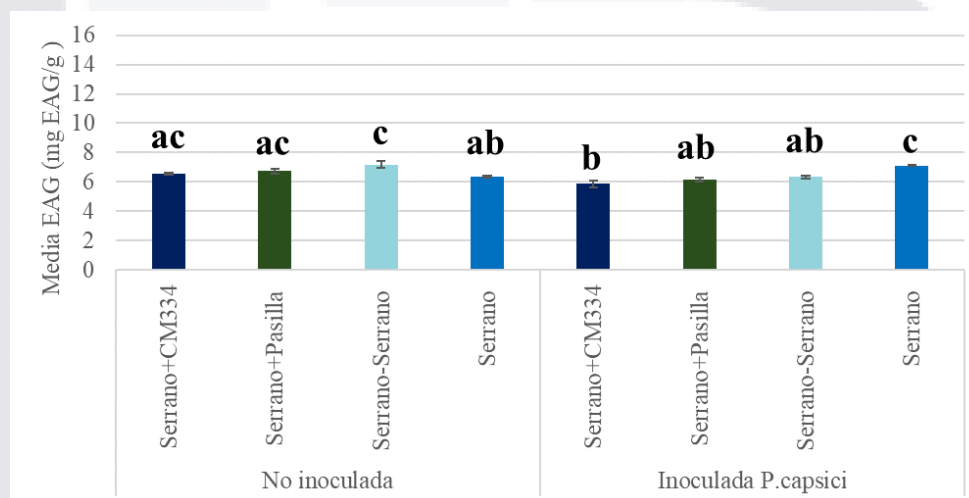


Figura 62. Media de Fenoles (EAG base seca) y prueba de Tukey de las combinaciones varietales con “Serrano”

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes según la prueba de Tukey ($\alpha= 0.05$)

Análisis del portainjerto “CM334”

El cuadro 23 muestra el ANOVA de los autoinjertos y plantas sin injertar de CM334 inoculados y no inoculados, en el que se observa existen diferencias significativas entre estos tratamientos. Sin embargo, en la prueba de Tukey (Figura 63) y en las medias obtenidas de los tratamientos, estas diferencias son mínimas.

En el Cuadro 20, se observa que los frutos del portainjerto CM334 sin injertar, su contenido de fenoles (8.63 mg EAG/g grupo b), es mayor a la contenida en los frutos de autoinjertos (7.17 mg EAG/g grupo a); sin embargo, el contenido de fenoles en las plantas sin injertar

(7.80 mg EAG/g grupo a) y autoinjertadas (7.87 mg EAG/g grupo ab) de CM334 inoculadas, según la prueba de Tukey muestra que son similares a lo obtenido en los autoinjertos no inoculados.

Cuadro 23. Análisis de varianza del contenido de Fenoles de las combinaciones varietales con “CM334”

Fuentes de variación	gl	SC	CM	Fc	p
Combinación varietal + tipo de muestra	3	6.431	2.144	8.664	0.000696
Error	20	4.949	0.247		
Total	23	11.380			

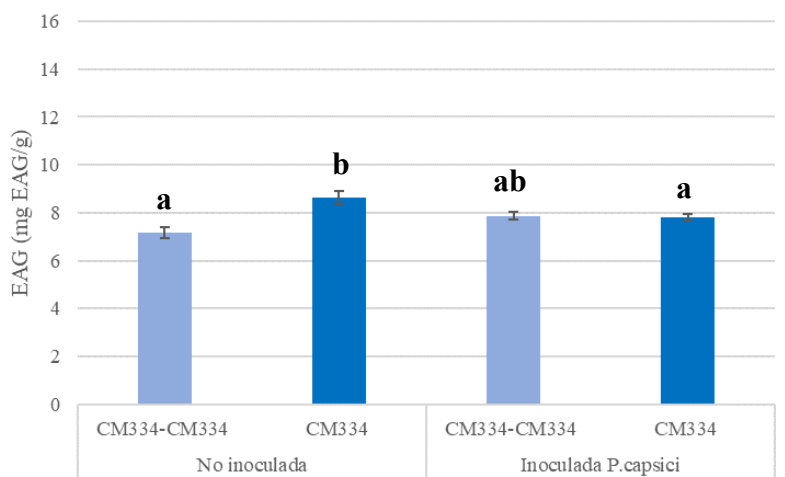


Figura 63. Media de Fenoles (EAG base seca) y prueba de Tukey del portainjerto “CM334” Medias con la misma letra no son significativamente diferentes según la prueba de Tukey ($\alpha= 0.05$)

Análisis del portainjerto “Pasilla”

El ANOVA del cuadro 24 muestra que existen diferencias altamente significativas ($p<0.01$) entre los tratamientos con Pasilla autoinjertados y no injertados, así como inoculados y no inoculados.

En el Cuadro 20 se muestran que los frutos del portainjerto Pasilla, tuvo un contenido fenólico muy variado entre los autoinjertos y plantas sin injertar no inoculados e inoculados, ya que el contenido de fenoles osciló desde los 6.36 mg EAG/g (Autoinjerto de Pasilla inoculado) y 10.13 mg EAG/g (Pasilla no inoculado); por lo que en la prueba de Tukey de la Figura 64, mostró que existen diferencias estadísticas de los frutos de Pasilla no injertados

y autoinjertados e inoculados; Cabe destacar que Pasilla tuvo los niveles más altos de fenoles en plantas no inoculadas. Por lo que se infiere que el proceso de injertación e inoculación tuvieron influencia en la síntesis de fenoles en Pasilla 18M.

Cuadro 24. Análisis de varianza del contenido de Fenoles de las combinaciones varietales con “Pasilla”

Fuentes de variación	gl	SC	CM	Fc	p
Combinación varietal + tipo de muestra	3	48.968	16.323	123.93	0.000000
Error	20	2.634	0.132		
Total	23	51.602			

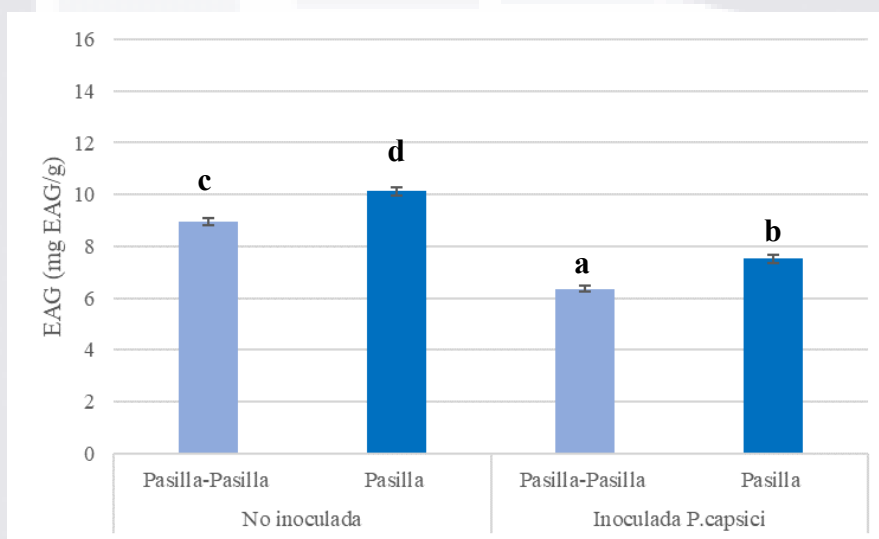


Figura 64. Media de Fenoles (EAG base seca) y prueba de Tukey del portainjerto “Pasilla”
Medias con la misma letra no son significativamente diferentes según la prueba de Tukey ($\alpha= 0.05$)

Ácido ascórbico

En el cuadro 25 se presenta el contenido de Ac. ascórbico por cada combinación varietal en muestras inoculadas y no inoculadas.

Cuadro 25. Contenido de ácido ascórbico EAA (mg EAA/g base seca) por cada combinación varietal

Tipo de muestras	Tipo de tratamiento	Combinación varietal	⁽¹⁾ Media ± error estándar	Mínimo	Máximo
No inoculadas	Injerto	Pimiento-CM334	46.44±1.25	41.60	49.80
		Pimiento-Pasilla	44.07±1.77	36.22	48.47
		Serrano-CM334	27.99±0.86	25.74	31.38
		Serrano-Pasilla	18.87±0.73	16.86	21.39
	Autoinjerto	Pimiento-Pimiento	34.60±1.87	30.13	40.65
		Serrano-Serrano	28.23±1.97	22.17	35.83
		CM334-CM334	17.28±0.56	15.29	18.84
		Pasilla-Pasilla	23.03±2.22	16.75	29.55
	Sin injertar	Pimiento	49.57±4.19	38.02	63.38
		Serrano	29.36±0.60	27.87	31.46
		CM334	23.19±0.62	22.06	25.69
		Pasilla	25.49±1.03	22.47	28.35
Inoculadas con <i>P. capsici</i>	Injerto	Pimiento-CM334	60.52±1.51	56.51	65.90
		Pimiento-Pasilla	56.88±1.88	52.08	64.28
		Serrano-CM334	26.15±0.55	24.50	27.86
		Serrano-Pasilla	25.27±0.84	22.15	27.95
	Autoinjerto	Pimiento-Pimiento	60.93±2.38	54.15	69.32
		Serrano-Serrano	17.78±0.92	14.92	20.14
		CM334-CM334	18.12±0.88	15.38	20.67
		Pasilla-Pasilla	17.31±0.48	15.86	18.72
	Sin injertar	Serrano	26.07±0.87	22.80	28.32
		CM334	17.30±1.02	14.25	20.55
		Pasilla	17.99±0.68	14.97	19.62

EAA= Equivalentes de ácido Ascórbico. ⁽¹⁾N=6

Análisis de los tratamientos con “Pimiento”

El ANOVA del cuadro 26 determinó que existen diferencias altamente significativas ($p < 0.01$) en el contenido de Ac. ascórbico de las combinaciones varietales inoculadas y no inoculadas. En el cuadro 25 se muestra que el Pimiento sin injertar produjo mayor cantidad de Ac. ascórbico (49.57 mg EAA/g grupo ad) que autoinjertado (34.60 mg EAA/g grupo c), así también el análisis de Tukey (Figura 65) confirmó que existen diferencias estadísticas entre ambos grupos; sin embargo, los injertos intervarietales mostraron similitudes estadísticas en el contenido de Ac. ascórbico con los frutos de las plantas sin injertar (44.07-46.44 mg EAA/g) (grupo a y ac); cabe mencionar que la influencia de los portainjertos en la síntesis de ac. ascórbico fue similar.

Por otra parte, el contenido de Ac. ascórbico en injertos intervarietales inoculados fue mayor (60.52-56.88 mg EAA/g) en comparación de las que no fueron inoculados. Estos resultados se confirman en la prueba de Tukey (Figura 65) que muestra que existen diferencias estadísticas entre los injertos intervarietales inoculados y no inoculados. Cabe mencionar que el análisis de Tukey determinó que los autoinjertos inoculados de Pimiento (60.93 mg EAA/g grupo b), mostró que su contenido es estadísticamente igual a los injertos intervarietales inoculados Pimiento+CM334 (60.52 mg EAA/g grupo b), pero diferente a todas las combinaciones varietales que no fueron inoculadas.

Se mostraron diferencias y similitudes entre cada uno de los tratamientos inoculados y no inoculados, siendo que en los tratamientos inoculados se cuantificó mayor cantidad de ac. ascórbico.

Cuadro 26. Análisis de varianza del contenido de Ac. ascórbico de las combinaciones varietales con “Pimiento”

Fuentes de variación	gl	SC	CM	Fc	p
Combinación varietal + tipo de muestra	6	3366.6	561.1	17.569	($p < 0.01$)
Error	35	1117.8	31.9		
Total	41	4484.3			

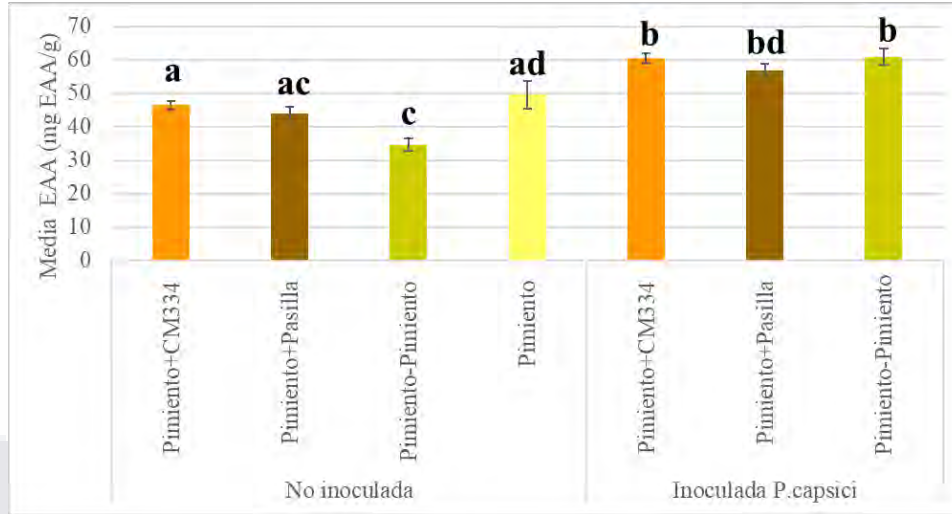


Figura 65. Media de Ac. ascórbico (EAA base seca) y prueba de Tukey de las combinaciones varietales con “Pimiento”

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes según la prueba de Tukey ($\alpha= 0.05$)

Análisis de los tratamientos con “Serrano”

El ANOVA del cuadro 27 mostró que existen diferencias significativas en el contenido de Ac. ascórbico entre cada una de las combinaciones varietales de Serrano inoculadas y no inoculadas.

Los resultados del análisis del contenido de Ac. ascórbico del Cuadro 25, mostraron que los frutos de Serrano sin injertar tuvieron la misma cantidad de Ac. ascórbico (29.36 mg EAA/g grupo a), que autoinjertado (28.23 mg EAA/g grupo a), y el injerto intervarietal Serrano-CM334 (27.99 mg EAA/g grupo a), de manera que la prueba de Tukey de la Figura 66 confirmó que estadísticamente son iguales en su contenido de Ac. Ascórbico (grupo a), pero diferentes del injerto intervarietal Serrano-Pasilla (18.87 mg EAA/g grupo b). Así también, los injertos intervarietales inoculados (25.27-26.15 mg EAA/g grupo a) y las plantas sin injertar de Serrano inoculadas (26.07 mg EAA/g grupo a), mostraron que ser estadísticamente iguales en su contenido de Ac. ascórbico con las no inoculadas (grupo a); por su parte los autoinjertos inoculados de Serrano (17.78 mg EAA/g) mostraron igualdad con el injerto intervarietal de Serrano-Pasilla no inoculado (18.87 mg EAA/g) (grupo b).

Cuadro 27. Análisis de varianza del contenido de Ac. ascórbico de las combinaciones varietales con “Serrano”

Fuentes de variación	gl	SC	CM	Fc	p
Combinación varietal + tipo de muestra	7	783.80	111.97	18.431	(p<0.01)
Error	40	243.01	6.08		
Total	47	1026.80			

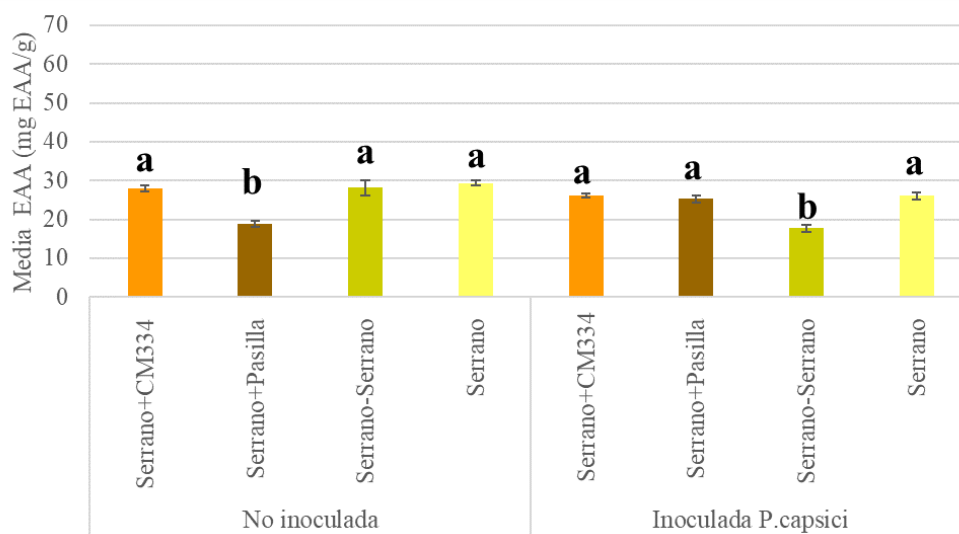


Figura 66. Media de Ac. ascórbico (EAA base seca) y prueba de Tukey de las combinaciones varietales con “Serrano”

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes según la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$)

Análisis del portainjerto “CM334”

El ANOVA del cuadro 28 muestra que existen diferencias significativas en el contenido de Ac. Ascórbico de los autoinjertos y plantas sin injertar inoculados y no inoculados del portainjerto CM334.

Los resultados del análisis del contenido de Ac. ascórbico del Cuadro 25, presentaron que los frutos del portainjerto CM334 sin injertar su contenido de ac. ascórbico fue de 23.19 mg EAA/g (grupo b), mayor al contenido en los frutos de autoinjertos (17.28 mg EAG/g grupo a); aunado a esto, el contenido de ac. ascórbico en las plantas sin injertar inoculadas (17.30 mg EAA/g) y autoinjertadas inoculadas (18.12 mg EAA/g), según la prueba de Tukey de la figura 67, muestra que son estadísticamente iguales a lo obtenido en los autoinjertos no inoculados (grupo a).

Cuadro 28. Análisis de varianza del contenido de Ac. ascórbico de las combinaciones varietales con “CM334”

Fuentes de variación	gl	SC	CM	Fc	p
Combinación varietal + tipo de muestra	3	144.739	48.246	12.883	0.000065
Error	20	74.897	3.745		
Total	23	219.635			

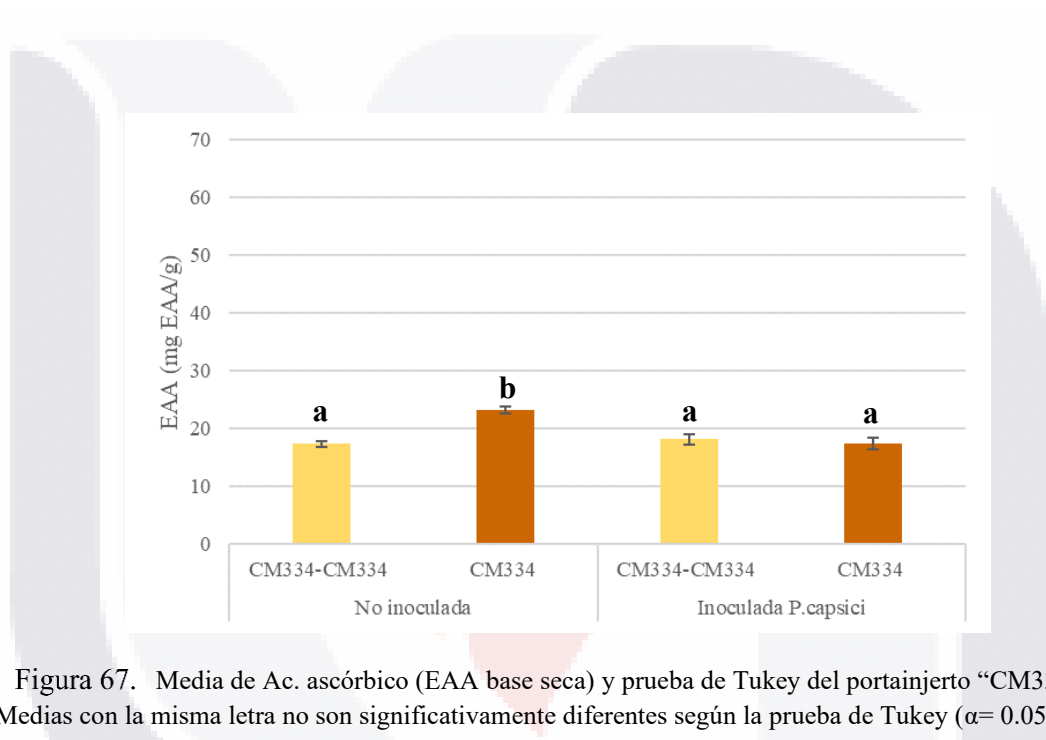


Figura 67. Media de Ac. ascórbico (EAA base seca) y prueba de Tukey del portainjerto “CM334”
Medias con la misma letra no son significativamente diferentes según la prueba de Tukey ($\alpha= 0.05$)

Análisis del portainjerto “Pasilla”

El ANOVA del Cuadro 29, muestra que existen diferencias significativas entre las plantas sin injertar y autoinjertadas inoculadas y no inoculadas de Pasilla 18M, coincidiendo con la prueba de Tukey de la Figura 68.

Los resultados del análisis del contenido de Ac. ascórbico del Cuadro 25, expusieron que los frutos de las plantas del portainjerto Pasilla 18M sin injertar, su contenido de ac. Ascórbico fue de 25.49 mg EAA/g (grupo c) mayor a la contenida en los frutos de autoinjertos 23.03 mg EAG/g (grupo bc), aunque en la prueba de Tukey mostraron similitudes. Por su parte, el contenido de Ac. ascórbico en las plantas sin injertar (17.99 mg EAA/g grupo ab) y autoinjertadas (17.30 mg EAA/g grupo a) de Pasilla 18M inoculadas, según la prueba de Tukey mostró que similares estadísticamente entre ellas. Se mostró un decremento en el

contenido de ac. ascórbico en los autoinjertos y plantas sin injertar de Pasilla inoculados con respecto a los no inoculados.

Cuadro 29. Análisis de varianza del contenido de Ac. ascórbico de las combinaciones varietales con “Pasilla”

Fuentes de variación	gl	SC	CM	Fc	p
Combinación varietal + tipo de muestra	3	281.95	93.98	9.392	0.000444
Error	20	200.14	10.01		
Total	23	482.09			

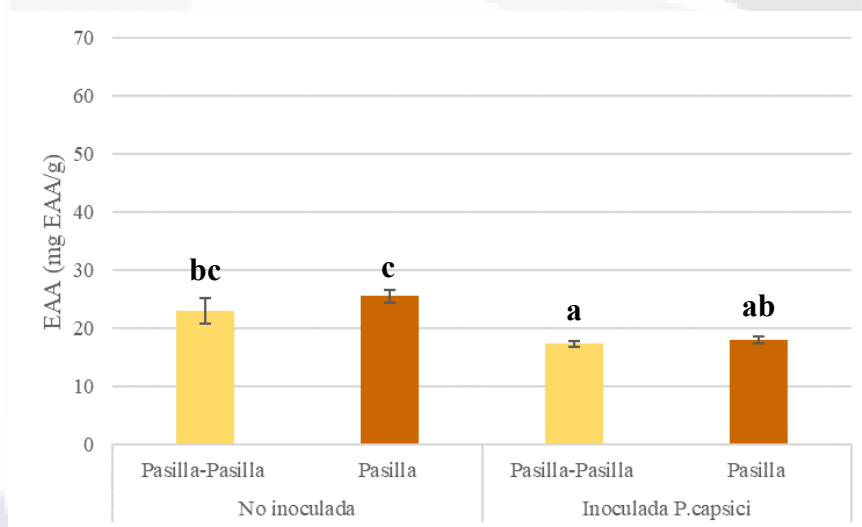


Figura 68. Media de Ac. ascórbico (EAA base seca) y prueba de Tukey del portainjerto “Pasilla”
Medias con la misma letra no son significativamente diferentes según la prueba de Tukey ($\alpha= 0.05$)

Capsaicina

La cuantificación y determinación de Capsaicina se hizo por Cromatografía de gases acoplado a masas, en donde se tomaron de los cromatogramas la “altura del pico” de cada muestra determinada por el tiempo de retención, y por la ecuación de la recta obtenida de la curva de calibración, se obtuvieron las ppm de Capsaicina de cada muestra.

Se muestra en el Cuadro 30 las unidades de pungencia (SHU) obtenidas a partir de la ppm.

Cuadro 30. Capsaicina en ppm y SHU de las combinaciones varietales

Tipo de muestras	Tratamiento de injerto	Combinación varietal	Capsaicina (ppm)	SHU (Scoville Heat Units)
No inoculadas	Injertos intervarietales	Pimiento-CM334	112.8	16915.5
		Pimiento-Pasilla	0.0	0.0
		Serrano-CM334	309.3	46399.3
		Serrano-Pasilla	353.8	53074.9
	Autoinjertos	Pimiento-Pimiento	0.0	0.0
		Serrano-Serrano	294.2	44131.3
		CM334-CM334	159.2	23873.3
		Pasilla-Pasilla	114.9	17241.9
	Sin injertar	Pimiento	0.0	0.0
		Serrano	199.4	29908.3
		CM334	124.6	18685.4
		Pasilla	97.0	14543.0
Inoculadas con <i>P. capsici</i>	Injertos intervarietales	Pimiento-CM334	94.0	14098.7
		Pimiento-Pasilla	0.0	0.0
		Serrano-CM334	314.2	47131.4
		Serrano-Pasilla	300.3	45051.3
	Autoinjertos	Pimiento-Pimiento	0.0	0.0
		Serrano-Serrano	241.3	36188.7
		CM334-CM334	135.3	20293.7
		Pasilla-Pasilla	87.3	13089.5
	Sin injertar	Serrano	313.9	47087.6
		CM334	124.4	18654.5
		Pasilla	89.3	13402.4

ppm= partes por millón. SHU= Unidades de pungencia Scoville

Análisis de los tratamientos con “Pimiento”

En el análisis de cuantificación de Capsaicina por medio de las unidades Scoville que se muestra en la Figura 69, se determinó que en los frutos de las plantas sin injertar de Pimiento no hubo presencia de Capsaicina, de la misma manera en autoinjertos y en los injertos intervarietales Pimiento-Pasilla; sin embargo, la cromatografía detectó Capsaicina en los injertos intervarietales Pimiento-CM334 no inoculados e inoculados, aunque en proporciones bajas (16915 y 14099 SHU respectivamente).

Por lo que se infiere que el proceso de injertación con el portainjerto CM334, tuvo influencia sobre la variedad Pimiento, al adquirir este la capacidad de producir capsaicina en cantidades cuantificables.

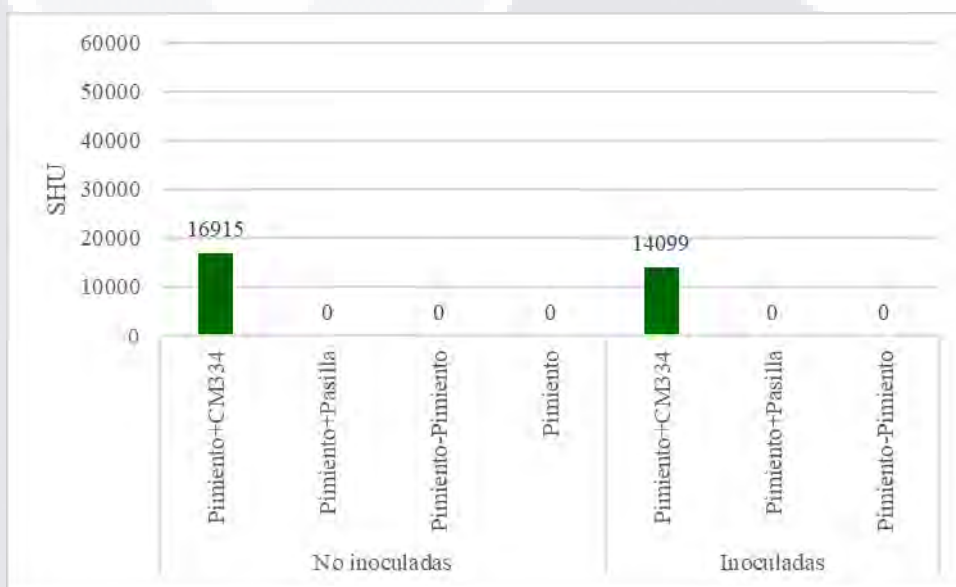


Figura 69. Unidades Scoville (SHU) de las combinaciones varietales con “Pimiento”

Análisis de los tratamientos con “Serrano”

En la figura 70, se muestra que la Capsaicina en los frutos obtenidos de plantas de Serrano sin injertar fue menor (29908 SHU) que en los frutos de las autoinjertadas (44131 SHU). De la misma manera, se observa que el proceso de injertación de Serrano con los portainjertos CM334 y Pasilla 18M incrementó la síntesis de Capsaicina (46399-53075 SHU), ya que se obtuvieron cantidades mayores a las plantas autoinjertadas y sin injertar.

Aunado a esto, también hubo un incremento de Capsaicina en los frutos de plantas de Serrano sin injertar inoculadas (47088 SHU) y menor en las autoinjertadas inoculadas (36189 SHU). Los injertos intervarietales Serrano-CM334 inoculados (47131 SHU) mostraron un similar contenido de capsaicina que las no inoculadas.

De manera que se infiere que el estrés provocado por la injertación con los portainjertos CM334 y Pasilla 18M aumentó el contenido de Capsaicina, mismo que se mantuvo al contacto con *P. capsici*.

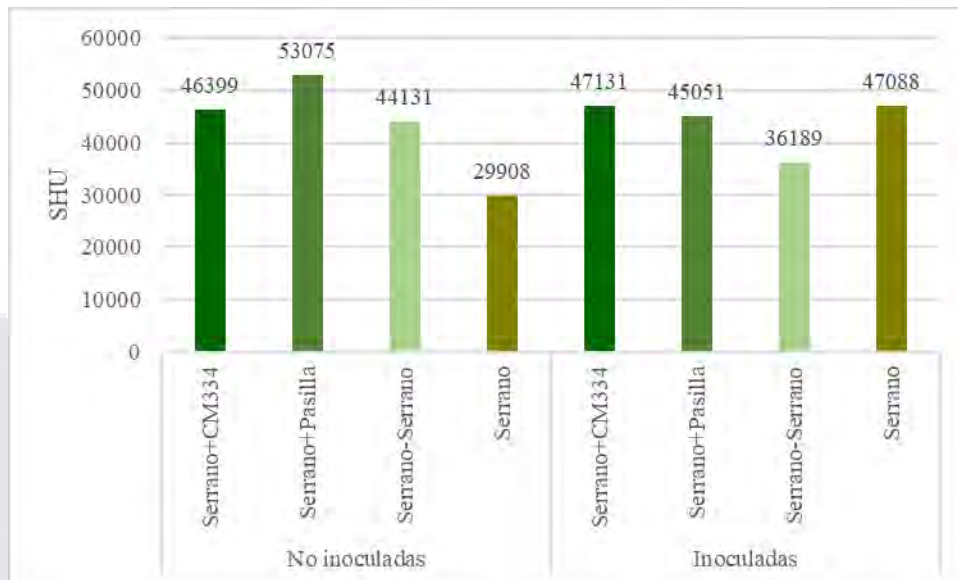


Figura 70. Unidades Scoville (SHU) de las combinaciones varietales con “Serrano”

Análisis del portainjerto “CM334”

En la figura 71, se muestra que el contenido de Capsaicina en frutos de plantas sin injertar tanto inoculadas (18654 SHU) y no inoculadas (18685 SHU) es similar, sin embargo, se mostró un aumento de Capsaicina en los autoinjertos de las mismas (20294-23873 SHU), de manera que se observa el efecto del proceso de injertación en el aumento de la síntesis de Capsaicina, aunque no de manera importante.

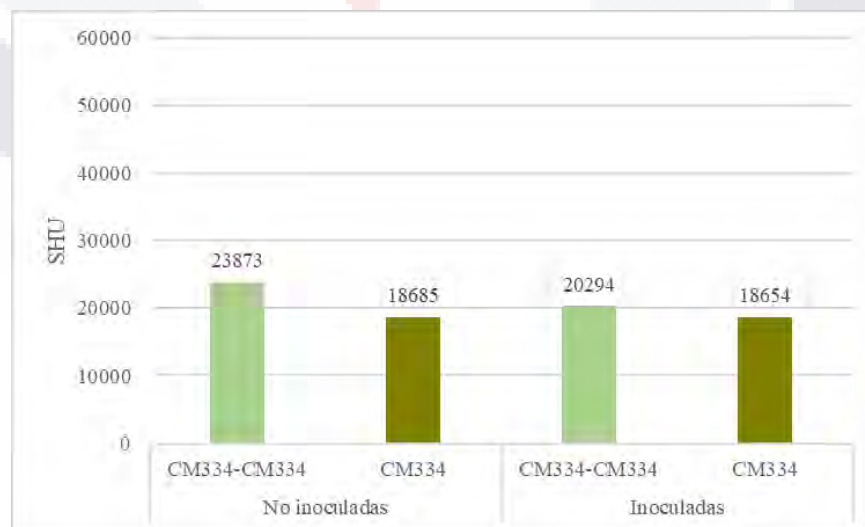


Figura 71. Unidades Scoville (SHU) de los autoinjertos y plantas sin injertar del portainjerto “CM334”

Análisis del portainjerto “Pasilla”

En la Figura 72, se muestra que los frutos producidos por las plantas sin injertar del portainjerto Pasilla (14543 SHU) produjeron menor cantidad de Capsaicina que los frutos de las plantas autoinjertadas (17242 SHU). Sin embargo, se observa que en los mismos tratamientos, pero inoculados, el contenido de Capsaicina fue similar entre ellos (13089-13402 SHU) pero menor que las no inoculadas.

Por lo que se infiere que el proceso de injertación y exposición al patógeno afectan, pero no manera significativa en Pasilla.

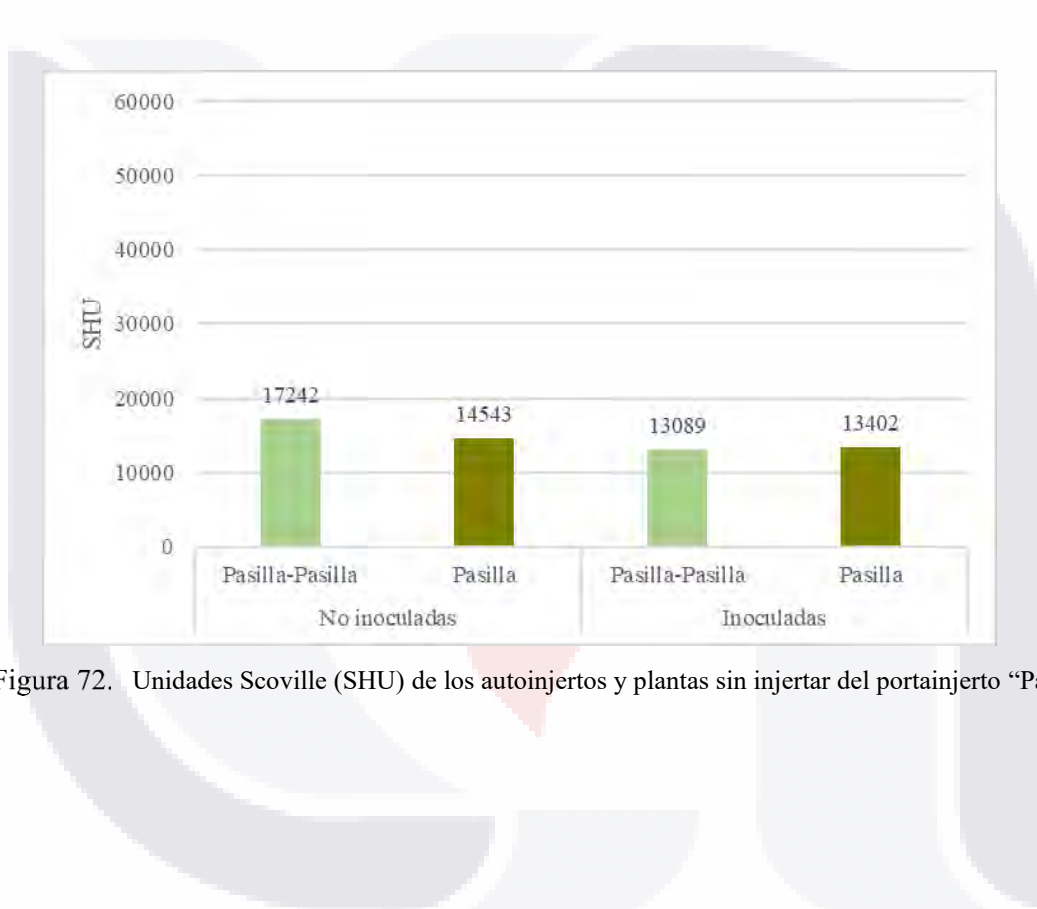


Figura 72. Unidades Scoville (SHU) de los autoinjertos y plantas sin injertar del portainjerto “Pasilla”

DISCUSIÓN

Las concentraciones de los compuestos bioactivos en Chile pueden variar según el genotipo, cultivar, la madurez, la parte de la planta, las condiciones de crecimiento y la manipulación postcosecha (Alvarez-Parrilla et al., 2011; Deepa et al., 2007), incluso, la región geográfica, las condiciones climáticas, y el almacenamiento, influyen en el contenido de compuestos bioactivos y la actividad antioxidante (Gorinstein et al., 2009). Por su parte, Hallmann y Rembiałkowska, (2012) encontraron que el contenido de compuestos fenólicos también está influenciado por el tipo de cultivo, ya que el sistema orgánico da valores más altos que el convencional. Cabe destacar, que las prácticas agrícolas como el manejo del agua, estrategias de fertilización, reguladores de crecimiento y desarrollo, podas, sistemas de cultivo, etapa de cosecha, y la práctica del injerto, también afectan la calidad de la fruta, entre ellos, los compuestos bioactivos, debido a la translocación de metabolitos asociados con la calidad del fruto a la variedad injertada a través del xilema y/o modificación de los procesos fisiológicos de la variedad (Rouphael et al., 2010).

En la presente investigación, se observó la influencia del injerto sobre la síntesis de los compuestos bioactivos de fenoles, ac. ascórbico, y capsaicina, pero esto dependió del tipo de combinación varietal. Con respecto a los injertos intervarietales Pimiento-CM334 y Pimiento-Pasilla (13.36 y 14.25 mg EAG/g respectivamente) se observó que la síntesis de fenoles fue similar a las de las plantas de Pimiento no injertadas (14.46 mg EAG/g), sin embargo, las plantas autoinjertadas de Pimiento produjeron menos fenoles (9.47 mg EAG/g). El contenido de fenoles obtenido en los injertos intervarietales con Pimiento, fueron mayores a los reportados por Deepa et al., (2007) y Gorinstein et al., (2009) en Pimientos sin injertar, ya que obtuvieron valores que variaron desde 1.86 mg EAG /g en la variedad Tanvi hasta 11.22 mg EAG /g en la variedad Flamingo, y 10.30 mg EAG/g respectivamente; cabe mencionar que Gorinstein et al., (2009) analizó sus muestras liofilizadas y sin semillas, esto pudo haber sido un factor que afectó los resultados en los niveles de fenoles, ya que se ha demostrado que las semillas de diversas fuentes vegetales contribuyen significativamente a un alto contenido fenólico total (Deepa et al., 2007), así como el tiempo de cosecha y maduración de los frutos (Deepa et al., 2007). Por su parte, recientemente López-Muñoz et al., (2019) obtuvieron 44.37 mg EAG/g de Pimiento morrón, superiores a todos los mencionados anteriormente. Así mismo, en la investigación de Chávez-Mendoza et al., (2015), los valores que obtuvieron de contenido de fenoles en injertos de Pimiento fueron inferiores a los reportados anteriormente y a los obtenidos en la presente investigación, ya que obtuvieron resultados de 1.1126 mg EAG /g en Fascinato-Robusto, y 0.7039 mg EAG /g en Sweet-Robusto.

Por otra parte, en los resultados que se obtuvieron de los injertos intergenéricos Serrano con ambos portainjertos (CM334 y Pasilla), se encontraron más diferencias en su contenido, ya que estadísticamente en la prueba de Tukey se determinó que el contenido de fenoles de Serrano-CM334 y Serrano-Pasilla (6.55 y 6.73 mg EAG/g respectivamente) es igual entre ellos, y parecidos a Serrano sin injertar (6.35 mg EAG/g), e inferiores a de Serrano autoinjerto (7.17 mg EAG/g), sin embargo, las diferencias encontradas en estos tratamientos son mínimas y superiores comparadas con el contenido de Fenoles en plantas sin injertar de

Serrano reportadas por Cerón-Carrillo et al., (2014) que obtuvieron 1.97 mg EAG /g, pero inferiores a los reportado por Alvarez-Parrilla et al., (2011), quienes obtuvieron 10.32 mg EAG/g, y recientemente López-Muñoz et al., (2019) obtuvieron 30.22 mg EAG /g.

Con respecto a la influencia del proceso de autoinjertado en los portainjertos CM334 y Pasilla, se encontró que las plantas autoinjertadas tuvieron menor concentración de fenoles que las plantas sin injertar.

La cuantificación de Ac. ascórbico, en los injertos intervarietales de Pimiento-CM334 (46.44 mg EAA/g) y Pimiento-Pasilla (44.07 mg EAA/g), se mostraron similares, sin embargo, su contenido fue menor al Pimiento sin injertar (49.57 mg EAA/g), pero mayor al autoinjerto (34.60 mg EAA/g). Cabe señalar que los resultados obtenidos, fueron superiores a los reportados por Deepa et al., (2007) que variaron de 9.8 mg/g a 30.3 mg EAA/g., y Gorinstein et al., (2009) que reportaron 1.25 mg EAA/g de muestras liofilizadas y sin semillas, y Chávez-Mendoza et al., (2015) en injertos de pimiento Sweet-Robusto 1.65 mg EAA /g y en Jeanette-Terrano 1.31 mg EAA/g.

Los resultados obtenidos en el injerto intervarietal Serrano-CM334 (27.99 mg EAA/g) resultó estadísticamente igual a los controles autoinjerto (28.23 mg EAA/g) y a la planta sin injertar (29.36 mg EAA/g) de Serrano, siendo que el injerto intervarietal Serrano-Pasilla (18.87 mg EAA/g) obtuvo menor contenido, por lo que puede inferirse, que el portainjerto tuvo influencia sobre la variedad comercial injertada. Los resultados obtenidos fueron superiores a los reportados en Chile Serrano por Alvarez-Parrilla et al., (2011) y Domínguez-Martínez et al., (2014), que obtuvieron 13.85 EAA mg/g y 4.58 EAA mg/g respectivamente. Cabe mencionar que los valores de ácido ascórbico en *Capsicum* encontrados en la literatura varían considerablemente (Carvalho et al., 2015).

Por su parte, el contenido de Ac. ascórbico en el portainjerto CM334 (23.19 mg EAA/g) fue mayor que en su autoinjerto (17.28 mg EAA/g), a diferencia del portainjerto Pasilla donde la respuesta que se tuvo a la autoinjertación presentó una mínima variación en el contenido de ac. ascórbico (23.03 mg EAA /g) con respecto al control sin injertar (25.49 mg EAA/g).

En los resultados obtenidos en la cuantificación de Capsaicina de los injertos intervarietales, en los frutos de la combinación Pimiento-CM334 se observó la presencia de capsaicina con 112.8 ppm, cuando en los autoinjertos y en las plantas sin injertar de Pimiento el valor fue de 0 ppm; por su parte, en los injertos intervarietales de Pimiento-Pasilla no se encontró capsaicina (0 ppm), de manera que se infiere la influencia del portainjerto CM334 sobre la variedad injertada Pimiento. Sin embargo, la presencia de capsaicina en Pimiento también fue reportada por Deepa et al., (2007) que determinaron contenido de capsaicina en varios cultivares de Pimiento dulce desde 7760 a 14400 ppm. Por su parte, la concentración de capsaicina en los injertos intervarietales Serrano-Pasilla (353.8 ppm) fue mayor que en Serrano-CM334 (309.3 ppm); así también en los autoinjertos de Serrano se cuantificó mayor concentración que las plantas sin injertar, de manera que se evidencia la influencia de la técnica sobre la concentración de capsaicina. Estos resultados fueron mayores a los reportados por Cerón-Carrillo et al., (2014) en Serrano 12.6 ppm, y menores a los reportados por Alvarez-Parrilla et al., (2011) 1606.1 ppm. El aumento o disminución en el contenido de

capsaicina observado en los diferentes genotipos puede atribuirse a la variación inherente en los niveles de enzimas peroxidasa (Deepa et al., 2007).

La gran variabilidad encontrada en los resultados obtenidos de los compuestos bioactivos comparada con los resultados de otros autores pudiera deberse a la diferencia entre genotipos, etapa de madurez al momento de la cosecha (Deepa et al., 2007), condiciones de crecimiento, condiciones del suelo y del clima, manipulación postcosecha (Alvarez-Parrilla et al., 2011), incluso el método de extracción y cuantificación, así como de la solución extractora del compuesto bioactivo. Al respecto Loizzo et al., (2015), confirman que la variación de respuestas indica que no todas las especies de chile son sensibles al mismo tipo de procesamiento, lo que puede tener impacto en el contenido de compuestos bioactivos.

También se hizo el análisis de los compuestos bioactivos en las 12 combinaciones varietales inoculadas con *P. capsici*, para determinar si también la exposición al patógeno influyó en la síntesis de los compuestos bioactivos. Los resultados mostraron variaciones en el contenido de fenoles con respecto a las plantas no inoculadas e inoculadas, pues se determinaron pequeñas disminuciones de los injertos intervarietales injertados e inoculados, con respecto a los controles autoinjertados y no injertados inoculados. Por otra parte, en el análisis de ac. ascórbico, tanto los injertos intervarietales de Pimiento con ambos portainjertos como el control inoculado de Pimiento, hubo un aumento en el contenido de ac. ascórbico con respecto a los no inoculados, sin embargo, tanto los injertos intervarietales y controles de Serrano inoculados, tuvieron contenido parecido a los tratamientos no inoculados de los mismos.

Cabe destacar que el contenido de capsaicina en los injertos intervarietales de Pimiento-CM334 inoculado, hubo presencia de capsaicina, al igual que en el tratamiento no inoculado. Por su parte, el control autoinjerto y sin injertar, y el injerto intervarietal Pimiento-Pasilla, no se detectó contenido de capsaicina. Así también, hubo poca variación en el contenido de capsaicina en los tratamientos de Serrano inoculados y no inoculados, aunque cabe destacar que el serrano no injertado e inoculado, tuvo mayor concentración de capsaicina con respecto a la planta sin injertar y sin inocular, por lo que se infiere, el aumento del compuesto bioactivo fue a causa de la exposición al patógeno. Sorprendentemente existen pocos datos sobre la genética de la ruta de biosíntesis de la capsaicina. Se sabe que los genotipos de chile exhiben una amplia variación en la acumulación de capsaicina en respuesta a factores genéticos y ambientales (Reyes-Escogido et al., 2011), como por ejemplo las concentraciones de sustrato y la baja disponibilidad de agua ocasionan un incremento en la producción de capsaicina, ya que el estrés hídrico también aumenta los niveles de capsaicina al aumentar la actividad de las enzimas fenilalanina amoniaco-liasa (PAL), ácido cinámico-4-hidroxilasa (C4H) y CS, todas involucradas en la biosíntesis de capsaicina (Reyes-Escogido et al., 2011).

Estas alteraciones en el contenido de compuestos bioactivos tanto en las plantas injertadas inoculadas y no inoculadas, pueden deberse a los estreses provocados por el proceso de injertación, y a la exposición a *P. capsici*, con variaciones dependiendo de la combinación y del portainjerto, ya que se tiene el conocimiento sobre los posibles problemas alternos que pudieran surgir al injertar una planta como la compatibilidad, cambio en el patrón fenológico

del cultivo, cambios en la calidad del fruto con respecto a las plantas no injertadas (Colla et al., 2012; Jang et al., 2013; King et al., 2010; Pintado-López et al., 2017), así como también se conoce la eficacia de los compuestos bioactivos en la inhibición de diversas enfermedades fúngicas (López-Muñoz et al., 2019). Así también, las diferencias en rendimiento y calidad de frutos en plantas injertadas pueden estar condicionadas por el ambiente (intensidad de luz, temperatura y humedad) y manejo (suelo, riego y fertilización) (Jang et al., 2013).

El género *Capsicum*, además de proveer proteínas y minerales necesarias en la dieta y salud humana asociado con la acción de antioxidantes, como fenoles, flavonoides, capsaicinoides, carotenoides, vitaminas, y terpenoides (Anikwe et al., 2017; Iqbal et al., 2015) a través del consumo, sus compuestos bioactivos tienen la función ecológica mediadora entre la planta y el medio ambiente en respuesta a las amenazas (Howard et al., 2000). La mayoría de los estudios referentes a los compuestos bioactivos, se han dirigido principalmente a problemas de salud humana y poco se ha observado en relación a la interacción ecológica en respuesta a patógenos relacionados con plantas (Dorantes et al., 2000). Estudios recientes, han comprobado que además de la capsaicina, se destaca la acción antifúngica de los fenoles, uno de los antioxidantes de mayor concentración que interfiere en el metabolismo microbiano, al inhibir su crecimiento (Bacon et al., 2017). Se ha demostrado que los compuestos fenólicos provenientes de diferentes plantas tienen impacto sobre la resistencia de las membranas microbianas interfiriendo en el metabolismo microbiano, entre otros posibles modos de acción, que retardan o inhiben el crecimiento de los microorganismos (Cerón-Carrillo et al., 2014). En concreto, el cultivo de chile posee actividad antimicrobiana, debido a la acción de antioxidantes. Por lo que es de interés en la producción agrícola, como alternativa en el manejo de enfermedades en plantas (López-Muñoz et al., 2019).

Es necesario que las combinaciones variedad-portainjerto sean seleccionadas cuidadosamente para condiciones climáticas y geográficas específicas. Una selección apropiada puede ayudar a reducir la incidencia de enfermedades que afectan la raíz e incrementar la calidad del fruto y su composición química (Louws et al., 2010).

CONCLUSIÓN

El proceso de injertación y la exposición al patógeno influyó en la síntesis de compuestos bioactivos en los frutos de maneras diferentes; esto depende de la combinación varietal y del tipo de compuesto bioactivo.

No hubo cambios importantes en la concentración de fenoles solubles en los frutos de Pimiento injertados, en comparación con los frutos de plantas no injertadas, sin embargo, disminuyó el compuesto bioactivo en los frutos de los injertos inoculados. Asimismo, no hubo cambios importantes en la concentración del compuesto en frutos de Serrano injertados, comparado con las plantas sin injertar e inoculadas.

Hubo una ligera disminución en la concentración de ácido ascórbico en los frutos de Pimiento injertados en comparación con los frutos de las plantas no injertadas. La exposición al patógeno influyó en el aumento del compuesto en los frutos de Pimiento de los injertos y autoinjertos. Los frutos de Serrano injertados e inoculados, no se presentaron cambios significativos en su concentración de ácido ascórbico.

La concentración de capsaicina aumentó en frutos de Pimiento injertado sobre el portainjerto CM334, inoculados y no inoculados, en comparación con las plantas sin injertar, donde no hubo presencia de capsaicina en sus frutos. También, en los frutos de Serrano injertados hubo aumento en la concentración del compuesto a raíz del proceso de injertación e inoculación, comparada con las plantas no injertadas.

Los cambios de concentraciones que se dieron de fenoles solubles y ácido ascórbico, no afectan en la calidad organoléptica de los frutos de Pimiento y Serrano, sin embargo, dichos cambios en aumento o disminución pudieran intervenir en su calidad como compuestos bioactivos para la salud humana, y como intermediarios ecológicos contra patógenos.

El aumento de capsaicina en los frutos de los injertos intervarietales Pimiento-CM334, se esperaba no afecte en su calidad organoléptica, debido a que fue un aumento mínimo que pudiera ser imperceptible al gusto. El aumento de capsaicina en los frutos de Pimiento y Serrano injertados, pudieran beneficiar como compuesto bioactivo para la salud humana y como intermediarios ecológicos contra los patógenos.

BIBLIOGRAFÍA

- Abidalrazzaq, O., Yetisir, H., Ulas, F., & Ulas, A. (2021). Enhancing Salt Stress Tolerance of Different Pepper (*Capsicum annuum* L.) Inbred Line Genotypes by Rootstock with Vigorous Root System. *Gesunde Pflanzen*, 73(3), 375–389. <https://doi.org/10.1007/s10343-021-00564-4>
- Alvarez-Parrilla, E., de la Rosa, L. A., Amarowicz, R., & Shahidi, F. (2011). Antioxidant Activity of Fresh and Processed Jalapeño and Serrano Peppers. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59(1), Article 1. <https://doi.org/10.1021/jf103434u>
- Anikwe, L. U., Onoja, U. S., Onyeke, C. C., & Nweze, E. I. (2017). Antimicrobial activities of four varieties of *Capsicum annuum* fruits cultivated in southeast Nigeria against multidrug-resistant and susceptible organisms. *Journal of Basic Pharmacology and Toxicology*, 1(2), Article 2.
- Bacon, K., Boyer, R., Denbow, C., O’Keefe, S., Neilson, A., & Williams, R. (2017). Evaluation of different solvents to extract antibacterial compounds from jalapeño peppers. *Food Science & Nutrition*, 5(3), 497–503. <https://doi.org/10.1002/fsn3.423>
- Camposeco-Montejo, N., Robledo-Torres, V., Ramírez-Godina, F., Mendoza-Villarreal, R., Pérez-Rodríguez, M., & Cabrera-de la Fuente, M. (2018). Response of Bell Pepper to Rootstock and Greenhouse Cultivation in Coconut Fiber or Soil. *Agronomy*, 8(7), 111. <https://doi.org/10.3390/agronomy8070111>
- Carvalho, A. V., de Andrade Mattietto, R., de Oliveira Rios, A., de Almeida Maciel, R., Moresco, K. S., & de Souza Oliveira, T. C. (2015). Bioactive compounds and antioxidant activity of pepper (*Capsicum* sp.) genotypes. *Journal of Food Science and Technology*, 52(11), Article 11. <https://doi.org/10.1007/s13197-015-1833-0>
- Cázares-Sánchez, E., Ramírez -Vallejo, P., Castillo-González, F., Soto-Hernández, M., Rodríguez- González, M. T., & Chávez-Servia. (2005). Capsaicinoides y preferencia de uso en diferentes morfotipos de Chile (*Capsicum annuum* L.) del centro-oriente de Yucatán. *Agrociencia*, 39(6), 627–638.
- Cerón-Carrillo, T., Munguía-Pérez, R., García, S., & Santiesteban-López, N. A. (2014). Actividad antimicrobiana de extractos de diferentes especies de chile (*capsicum*). *Revista Iberoamericana de Ciencias*, 1(2), Article 2.
- Chávez-Mendoza, C., Sanchez, E., Muñoz-Marquez, E., Sida-Arreola, J. P., & Flores-Cordova, M. A. (2015). Bioactive Compounds and Antioxidant Activity in Different Grafted Varieties of Bell Pepper. *Antioxidants (Basel, Switzerland)*, 4(2), 427–446. <https://doi.org/10.3390/antiox4020427>
- Colla, P., Gilardi, G., & Gullino, M. L. (2012). A review and critical analysis of the European situation of soilborne disease management in the vegetable sector. *Phytoparasitica*, 40(5), Article 5.

- Deepa, N., Kaur, C., George, B., Singh, B., & Kapoor, H. C. (2007). Antioxidant constituents in some sweet pepper (*Capsicum annuum* L.) genotypes during maturity. *LWT - Food Science and Technology*, 40(1), 121–129. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2005.09.016>
- Domínguez-Martínez, I., Meza-Márquez, O. G., Osorio-Revilla, G., Proal-Nájera, J., & Gallardo-Velázquez, T. (2014). Determination of capsaicin, ascorbic acid, total phenolic compounds and antioxidant activity of *Capsicum annuum* L. var. Serrano by mid infrared spectroscopy (Mid-FTIR) and chemometric analysis. *Journal of the Korean Society for Applied Biological Chemistry*, 57(1), 133–142. <https://doi.org/10.1007/s13765-013-4295-y>
- Dorantes, L., Colmenero, R., Hernandez, H., Mota, L., Jaramillo, M. E., Fernandez, E., & Solano, C. (2000). Inhibition of growth of some foodborne pathogenic bacteria by *Capsicum annuum* extracts. *International Journal of Food Microbiology*, 57(1), 125–128. [https://doi.org/10.1016/S0168-1605\(00\)00216-6](https://doi.org/10.1016/S0168-1605(00)00216-6)
- Duan, X., Bi, H. G., Li, T., Wu, G. X., Li, Q. M., & Ai, X. Z. (2017). Root characteristics of grafted peppers and their resistance to *Fusarium solani*. *Biologia Plantarum*, 61(3), Article 3. <https://doi.org/10.1007/s10535-016-0677-4>
- Ergun, V., & Aktas, H. (2018). Effect of grafting on yield and fruit quality of pepper (*Capsicum annuum* L.) grown under open field conditions. *Scientific Papers. Series B, Horticulture*, 62, 4.
- Gorinstein, S., Park, Y.-S., Heo, B.-G., Namiesnik, J., Leontowicz, H., Leontowicz, M., Ham, K.-S., Cho, J.-Y., & Kang, S.-G. (2009). A comparative study of phenolic compounds and antioxidant and antiproliferative activities in frequently consumed raw vegetables. *European Food Research and Technology*, 228(6), Article 6. <https://doi.org/10.1007/s00217-008-1003-y>
- Hallmann, E., & Rembiałkowska, E. (2012). Characterisation of antioxidant compounds in sweet bell pepper (*Capsicum annuum* L.) under organic and conventional growing systems: Antioxidant compounds in organic and conventional sweet bell pepper. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 92(12), 2409–2415. <https://doi.org/10.1002/jsfa.5624>
- Howard, L. R., Talcott, S. T., Brenes, C. H., & Villalon, B. (2000). Changes in phytochemical and antioxidant activity of selected pepper cultivars (*Capsicum* species) as influenced by maturity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48, 1713–1720. <https://doi.org/doi:10.1111/j.1365-2621.1994.tb06967.x>
- Iqbal, E., Salim, K. A., & Lim, L. B. L. (2015). Phytochemical screening, total phenolics and antioxidant activities of bark and leaf extracts of *Goniothalamus velutinus* (Airy Shaw) from Brunei Darussalam. *Journal of King Saud University - Science*, 27(3), 224–232. <https://doi.org/10.1016/j.jksus.2015.02.003>

- Jang, Y., Moon, J.-H., Lee, J.-W., Lee, S. G., Kim, S. Y., & Chun, C. (2013). Effects of Different Rootstocks on Fruit Quality of Grafted Pepper (*Capsicum annuum* L.). *Kor. J. Hort. Sci. Technol*, 31(6), Article 6. <https://doi.org/DOI> <http://dx.doi.org/10.7235/hort.2013.13047>
- Jang, Y., Yang, E., Cho, M., Um, Y., Ko, K., & Chun, C. (2012). Effect of grafting on growth and incidence of phytophthora blight and bacterial wilt of pepper (*Capsicum annuum* L.). *Horticulture, Environment, and Biotechnology*, 53(1), 9–19. <https://doi.org/10.1007/s13580-012-0074-7>
- King, S. R., Davis, A. R., Zhang, X., & Crosby, K. (2010). Genetics, breeding and selection of rootstocks for Solanaceae and Cucurbitaceae. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 106–111. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.08.001>
- Leal-Fernández, C., Godoy-Hernández, H., Núñez-Colín, C. A., Anaya-López, J. L., Villalobos-Reyes, S., & Castellanos, J. Z. (2013). Morphological response and fruit yield of sweet pepper (*Capsicum annuum* L.) grafted onto different commercial rootstocks. *Biological Agriculture & Horticulture*, 29(1), 1–11. <https://doi.org/10.1080/01448765.2012.746063>
- Loizzo, M. R., Pugliese, A., Bonesi, M., Menichini, F., & Tundis, R. (2015). Evaluation of chemical profile and antioxidant activity of twenty cultivars from *Capsicum annuum*, *Capsicum baccatum*, *Capsicum chacoense* and *Capsicum chinense*: A comparison between fresh and processed peppers. *LWT - Food Science and Technology*, 64(2), 623–631. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2015.06.042>
- López-Muñoz, N. R., Romero-Bastidas, M., Arce-Amézquita, P. M., & Hernández-Rubio, J. S. (2019). Actividad antifúngica de antioxidantes derivados de cuatro cultivares de *Capsicum* spp. Contra hongos fitopatógenos. *Ecosistemas y recursos agropecuarios*, 6(18), 487–498.
- Louws, F. J., Rivard, C. L., & Kubota, C. (2010). Grafting fruiting vegetables to manage soilborne pathogens, foliar pathogens, arthropods and weeds. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 127–146. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.09.023>
- Navarrete-Mapen, R. Z., Cristóbal-Alejo, J., Uc-Vázquez, A., Reyes-Ramírez, A., Tun-Suárez, J. M., & Alvarado-López, C. J. (2020). Graft response of *Capsicum chinense*-*Capsicum annuum* var. *Glabriusculum* to *Begomovirus* in field. *Revista Mexicana de Fitopatología, Mexican Journal of Phytopathology*, 38(2), Article 2. <https://doi.org/10.18781/R.MEX.FIT.2001-2>
- Pintado-López, L. M., Guzmán-Plazola, R. A., Ayala-Escobar, V., & Aguilar-Rincón, V. H. (2017). Grafting on CM-334 controls serrano chili wilting caused by *Phytophthora capsici* and changes phenology but does not affect fruit yield. *Journal of Phytopathology*, 165(7–8), Article 7–8. <https://doi.org/10.1111/jph.12585>

- Reyes-Escogido, M., Gonzalez-Mondragon, E. G., & Vazquez-Tzompantzi, E. (2011). Chemical and Pharmacological Aspects of Capsaicin. *Molecules*, 16(2), 1253–1270. <https://doi.org/10.3390/molecules16021253>
- Rouphael, Y., Schwarz, D., Krumbein, A., & Colla, G. (2010). Impact of grafting on product quality of fruit vegetables. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 172–179. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.09.001>
- Sánchez-Chávez, E., Torres-González, A., Flores-Córdova, M. A., Preciado-Rangel, P., & Márquez Quiroz, C. (2015). Uso de portainjerto sobre el rendimiento, calidad del fruto y resistencia a *Phytophthora capsici* Leonian en pimiento morrón. *Nova Scientia*, 7(15), Article 15. <https://doi.org/10.21640/ns.v7i15.302>
- Schwarz, D., Rouphael, Y., Colla, G., & Venema, J. H. (2010). Grafting as a tool to improve tolerance of vegetables to abiotic stresses: Thermal stress, water stress and organic pollutants. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 162–171. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.09.016>
- Soltan, M., ElAidy, F., Scheerens, J., & Kleinhenz, M. (2015). Grafting, Scion and Rootstock Effects on Survival Rate, Vegetative Growth and Fruit Yield of High Tunnel-grown Grafted Pepper (*Capsicum annuum* L.) Plants. *Advances in Crop Science and Technology*, 05(05). <https://doi.org/10.4172/2329-8863.1000312>
- Tsaballa, A., Athanasiadis, C., Pasentsis, K., Ganopoulos, I., Nianiou-Obeidat, I., & Tsafaris, A. (2013). Molecular studies of inheritable grafting induced changes in pepper (*Capsicum annuum*) fruit shape. *Scientia Horticulturae*, 149, 2–8. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.06.018>
- Yáñez, P., Balseca, D., & Rivadeneira, L. (2015). Morphological characteristics and concentration of capsaicin in five native species of capsicum cultivated in Ecuador. *LA GRANJA*, 22(2), Article 2. <https://doi.org/DOI: 10.17163/lgr.n22.2015.02>

CAPITULO V: Conclusiones Generales

- La sobrevivencia al proceso de injertación de las variedades comerciales Serrano Coloso y Pimiento CW con los portainjertos CM334 y Pasilla 18M fue muy alta (>90%), lo que demuestra su excelente compatibilidad.
- A pesar de no haber encontrado correlación de las diferencias de las dimensiones histológicas de los miembros del injerto (variedad-portainjerto) con la sobrevivencia al proceso de injertación, fueron histológicamente compatibles, ya que hubo un excelente reconocimiento y ensamble de los tejidos vasculares de las variedades con los portainjertos, de manera que todos los injertos intervarietales tuvieron un ciclo fenológico normal, del mismo modo que las plantas sin injertar.
- Se demostró la eficiencia de Pasilla 18M y CM334 como portainjertos contra *P. capsici*, ya que confirieron resistencia a las variedades susceptibles Pimiento CW y Serrano Coloso.
- Pasilla 18M fue tan eficiente como CM334 contra *P. capsici*, por lo que este genotipo puede ser utilizado como una nueva fuente de resistencia contra la pudrición de raíz por Phytophthora.
- El proceso de injertación y la exposición al patógeno influyó en la síntesis de compuestos bioactivos de los frutos de maneras diferentes; esto depende de la combinación varietal, del portainjerto, si hubo exposición al patógeno, y del compuesto bioactivo del que se trate.
- El portainjerto CM334 tuvo influencia sobre la variedad injertada Pimiento CW en la síntesis de capsaicina, y ambos portainjertos (CM334 y Pasilla 18M) en la variedad Serrano, al aumentar la concentración del compuesto bioactivo en los injertos intervarietales.
- Los cambios de concentraciones que se dieron de fenoles solubles, ácido ascórbico, y capsaicina en los frutos de Pimiento y Serrano injertados, no afectan en su calidad organoléptica, sin embargo, los cambios en aumento de los compuestos pudieran beneficiar como compuesto bioactivo para la salud humana y como intermediarios ecológicos contra los patógenos.

RECOMENDACIONES

Se requiere continuar con la investigación en la búsqueda de nuevos portainjertos contra *P. capsici*, iniciando por probar las razas locales que han sido documentadas con resistencia al oomiceto.

Se requiere hacer un análisis completo de la concentración de capsaicina en los injertos intervarietales de Pimiento y Serrano sobre los portainjertos CM334 y Pasilla 18M, para verificar los resultados obtenidos en la presente investigación.

Se requiere hacer un análisis exhaustivo sobre la ruta de la biosíntesis de la capsaicina, para entender de qué manera el portainjerto afecta la síntesis de este compuesto en la variedad injertada.

BIBLIOGRAFÍA

- Abebe, A. M., Wai, K. P. P., Siddique, M. I., Mo, H.-S., Yoo, H. J., Jegal, Y., Byeon, S.-E., Jang, K.-S., Jeon, S.-G., Hwang, J.-E., & Kim, B.-S. (2016). Evaluation of Phytophthora root rot- and bacterial wilt-resistant inbred lines and their crosses for use as rootstocks in pepper (*Capsicum annuum* L.). *Horticulture, Environment, and Biotechnology*, 57(6), Article 6. <https://doi.org/10.1007/s13580-016-0050-8>
- Abidalrazzaq, O., Yetisir, H., Ulas, F., & Ulas, A. (2021). Enhancing Salt Stress Tolerance of Different Pepper (*Capsicum annuum* L.) Inbred Line Genotypes by Rootstock with Vigorous Root System. *Gesunde Pflanzen*, 73(3), 375-389. <https://doi.org/10.1007/s10343-021-00564-4>
- Acosta-Muñoz, A. A. (2005). La técnica del injerto en plantas hortícolas. *Horticultura internacional*, 1, 62-65.
- Agrios, G. N. (2001). *Fitopatología* (2da ed.). Editorial Limusa S.A. De C.V.
- Aguilar-Melendez, A., Morrell, P. L., Roose, M. L., & Kim, S.-C. (2009). Genetic diversity and structure in semiwild and domesticated chiles (*Capsicum annuum*; Solanaceae) from Mexico. *American Journal of Botany*, 96(6), 1190-1202. <https://doi.org/10.3732/ajb.0800155>
- Aguilar-Rincón, V., Torres, T., López, P., Latournerie, L., Meraz, M., Villalón-Mendoza, H., & Castillo, J. (2010). *Los chiles de México y su distribución*. SINAREFI, Colegio de Postgraduados, INIFAP, ITConkal, UANL, UAN.
- Aguirre-Hernández, E., & Muñoz-Ocotero, V. (2015). El chile como alimento. *Revista Ciencia*, 66(3), Article 3.
- Alejo-Iturvide, F., Márquez-Lucio, M. A., Morales-Ramírez, I., Vázquez-Garcidueñas, Ma. S., & Olalde-Portugal, V. (2008). Mycorrhizal protection of chili plants challenged by *Phytophthora capsici*. *European Journal of Plant Pathology*, 120(1), 13-20. <https://doi.org/10.1007/s10658-007-9188-7>
- Aloni, B., Cohen, R., Karni, L., Aktas, H., & Edelstein, M. (2010). Hormonal signaling in rootstock–scion interactions. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 119-126. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.09.003>

- Alvarez-Parrilla, E., de la Rosa, L. A., Amarowicz, R., & Shahidi, F. (2011). Antioxidant Activity of Fresh and Processed Jalapeño and Serrano Peppers. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59(1), Article 1. <https://doi.org/10.1021/jf103434u>
- Anikwe, L. U., Onoja, U. S., Onyeke, C. C., & Nweze, E. I. (2017). Antimicrobial activities of four varieties of *Capsicum annum* fruits cultivated in southeast Nigeria against multidrug-resistant and susceptible organisms. *Journal of Basic Pharmacology and Toxicology*, 1(2), Article 2.
- Antonio, A. S., Wiedemann, L. S. M., & Veiga Junior, V. F. (2018). The genus *Capsicum*: A phytochemical review of bioactive secondary metabolites. *RSC Advances*, 8(45), 25767-25784. <https://doi.org/10.1039/C8RA02067A>
- Asahina, M., Azuma, K., Pitaksaringkarn, W., Yamazaki, T., Mitsuda, N., Ohme-Takagi, M., Yamaguchi, S., Kamiya, Y., Okada, K., Nishimura, T., Koshiba, T., Yokota, T., Kamada, H., & Satoh, S. (2011). Spatially selective hormonal control of RAP2.6L and ANAC071 transcription factors involved in tissue reunion in *Arabidopsis*. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 108(38), 16128-16132. <https://doi.org/10.1073/pnas.1110443108>
- Athanasiou, A., Smith, P. A., Vakilpour, S., Kumaran, N. M., Turner, A. E., Bagiokou, D., Layfield, R., Ray, D. E., Westwell, A. D., Alexander, S. P. H., Kendall, D. A., Lobo, D. N., Watson, S. A., Lophatanon, A., Muir, K. A., Guo, D., & Bates, T. E. (2007). Vanilloid receptor agonists and antagonists are mitochondrial inhibitors: How vanilloids cause non-vanilloid receptor mediated cell death. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 354(1), 50-55. <https://doi.org/10.1016/j.bbrc.2006.12.179>
- Atlas, R. (2010). *Handbook of Microbiological Media, Fourth Edition* (4 edition). CRC Press. <https://doi.org/10.1201/EBK1439804063>
- Attia, M., Arafa, A., Moustafa, M., & Mohamed, M. (2003). Pepper grafting, a method of controlling soilborne disease and enhancement of fruit yield: Improvement of pepper resistance to *Fusarium* wilt. *Egypt J Phytopathol*, 31, 151-165.
- Babar, M., Afzal, N., Siddiqui, K., Azhar, A., & Galani, S. (2023). Exploring graft incompatibility markers: Intraspecific and interspecific grafts of tomato (*Solanum lycopersicum* L.). *Scientia Horticulturae*, 310, 111762. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2022.111762>

- Bacon, K., Boyer, R., Denbow, C., O'Keefe, S., Neilson, A., & Williams, R. (2017). Evaluation of different solvents to extract antibacterial compounds from jalapeño peppers. *Food Science & Nutrition*, 5(3), 497-503. <https://doi.org/10.1002/fsn3.423>
- Barboza, G. E., de Bem Bianchetti, L., & Stehmann, J. R. (2020). *Capsicum carassense* (Solanaceae), a new species from the Brazilian Atlantic Forest. *PhytoKeys*, 140, 125-138. <https://doi.org/10.3897/phytokeys.140.47071>
- Barchenger, D. W., Lamour, K. H., & Bosland, P. W. (2018). Challenges and Strategies for Breeding Resistance in *Capsicum annuum* to the Multifarious Pathogen, *Phytophthora capsici*. *Frontiers in Plant Science*, 9, 628. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.00628>
- Bosland, P. W. (2008). *Think global, breed local: Specificity and complexity of Phytophthora capsici*. in Proceedings of the 19th International Pepper Conference, Atlantic City, NJ.
- Bruneton, J. (2001). *Farmacognosia, fitoquímica, plantas medicinales* (2da edición). Acribia S.A.
- Camposeco-Montejo, N., Robledo-Torres, V., Ramírez-Godina, F., Mendoza-Villarreal, R., Pérez-Rodríguez, M., & Cabrera-de la Fuente, M. (2018). Response of Bell Pepper to Rootstock and Greenhouse Cultivation in Coconut Fiber or Soil. *Agronomy*, 8(7), 111. <https://doi.org/10.3390/agronomy8070111>
- Carvalho, A. V., de Andrade Mattietto, R., de Oliveira Rios, A., de Almeida Maciel, R., Moresco, K. S., & de Souza Oliveira, T. C. (2015). Bioactive compounds and antioxidant activity of pepper (*Capsicum* sp.) genotypes. *Journal of Food Science and Technology*, 52(11), Article 11. <https://doi.org/10.1007/s13197-015-1833-0>
- Cázares-Sánchez, E., Ramírez -Vallejo, P., Castillo-González, F., Soto-Hernández, M., Rodríguez- González, M. T., & Chávez-Servia. (2005). Capsaicinoides y preferencia de uso en diferentes morfotipos de Chile (*Capsicum annuum* L.) del centro-oriente de Yucatán. *Agrociencia*, 39(6), 627-638.
- Cerón-Carrillo, T., Munguía-Pérez, R., García, S., & Santiesteban-López, N. A. (2014). Actividad antimicrobiana de extractos de diferentes especies de chile (capsicum). *Revista Iberoamericana de Ciencias*, 1(2), Article 2.
- Chávez-Mendoza, C., Sanchez, E., Muñoz-Marquez, E., Sida-Arreola, J. P., & Flores-Cordova, M. A. (2015). Bioactive Compounds and Antioxidant Activity in Different

Grafted Varieties of Bell Pepper. *Antioxidants (Basel, Switzerland)*, 4(2), 427-446.
<https://doi.org/10.3390/antiox4020427>

Chung, H. D., Youn, S. J., & Choi, Y. J. (1997). Effects of rootstocks on yield, quality and components of tomato fruits. *Jour.of the Korean Soc. for Hort. Sci.*, 38(6), 603-607.

Colla, P., Gilardi, G., & Gullino, M. L. (2012). A review and critical analysis of the European situation of soilborne disease management in the vegetable sector. *Phytoparasitica*, 40(5), Article 5.

CONABIO. (2017). *Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad | Gobierno | gob.mx*. <https://www.gob.mx/conabio>

Cruz-Pérez, A., González-Hernández, V. A., Soto-Hernández, R. M., Gutiérrez-Espinosa, M. A., Gardea-Béjar, A. A., & Pérez-Grajales, M. (2007). Capsaicinoides, vitamina c y heterosis durante el desarrollo del fruto de chile manzano. *Agrociencia*, 41, 627-635.

de Miguel, A., de la Torre, F., Baixauli, C., Maroto, V., Jordá, Ma. C., López, Ma. M., & García-Jiménez, J. (2007). *Injerto de hortalizas* (1era edición). Ministerio de agricultura, pesca y alimentación.

Deepa, N., Kaur, C., George, B., Singh, B., & Kapoor, H. C. (2007). Antioxidant constituents in some sweet pepper (*Capsicum annuum* L.) genotypes during maturity. *LWT - Food Science and Technology*, 40(1), 121-129. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2005.09.016>

Di Sotto, A., Vecchiato, M., Abete, L., Toniolo, C., Giusti, A. M., Mannina, L., Locatelli, M., Nicoletti, M., & Di Giacomo, S. (2018). *Capsicum annuum* L. var. Cornetto di Pontecorvo PDO: Polyphenolic profile and in vitro biological activities. *Journal of Functional Foods*, 40, 679-691. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2017.11.041>

Dogra, K., Kour, K., Kumar, R., Bakshi, P., & Kumar, V. (2018). Graft-Incompatibility in Horticultural Crops. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 7(2), 1805-1820. <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2018.702.218>

Domínguez-Martínez, I., Meza-Márquez, O. G., Osorio-Revilla, G., Proal-Nájera, J., & Gallardo-Velázquez, T. (2014). Determination of capsaicin, ascorbic acid, total phenolic compounds and antioxidant activity of *Capsicum annuum* L. var. Serrano by mid infrared spectroscopy (Mid-FTIR) and chemometric analysis. *Journal of the Korean Society for Applied Biological Chemistry*, 57(1), 133-142. <https://doi.org/10.1007/s13765-013-4295-y>

- Dorantes, L., Colmenero, R., Hernandez, H., Mota, L., Jaramillo, M. E., Fernandez, E., & Solano, C. (2000). Inhibition of growth of some foodborne pathogenic bacteria by *Capsicum annum* extracts. *International Journal of Food Microbiology*, *57*(1), 125-128. [https://doi.org/10.1016/S0168-1605\(00\)00216-6](https://doi.org/10.1016/S0168-1605(00)00216-6)
- Duan, X., Bi, H. G., Li, T., Wu, G. X., Li, Q. M., & Ai, X. Z. (2017). Root characteristics of grafted peppers and their resistance to *Fusarium solani*. *Biologia Plantarum*, *61*(3), Article 3. <https://doi.org/10.1007/s10535-016-0677-4>
- Ergun, V., & Aktas, H. (2018). Effect of grafting on yield and fruit quality of pepper (*Capsicum annum* L.) grown under open field conditions. *Scientific Papers. Series B, Horticulture*, *62*, 4.
- Fallik, E., & Ilic, Z. (2014). Grafted vegetables – the influence of rootstock and scion on postharvest quality. *Folia Horticulturae*, *26*(2), Article 2. <https://doi.org/10.2478/fhort-2014-0008>
- FAOSTAT. (2017). <https://www.fao.org/faostat/en/#home>
- Fawke, S., Doumane, M., & Schornack, S. (2015). Oomycete Interactions with Plants: Infection Strategies and Resistance Principles. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, *79*(3), 263-280. <https://doi.org/10.1128/MMBR.00010-15>
- Fernández-García, N., Carvajal, M., & Olmos, E. (2004). Graft Union Formation in Tomato Plants: Peroxidase and Catalase Involvement. *Annals of Botany*, *93*(1), 53-60.
- Fernández-Pavía, S. P., Díaz-Celaya, M., Rodríguez-Alvarado, G., Gómez-Dorantes, N., Abad, G., Félix-Gastelum, R., Ochoa-Ascencio, A., Garay-Serrano, E., Mondragón-Flores, A., Soto-Placarte, A., Grünwald, N. J., & Santillán-Mendoza, R. (2020). *Manual de Laboratorio de Phytophthora* (1.^a ed., Vol. 1-100). Imagia Comunicación S. de R.L. de C.V. Sociedad Mexicana de Fitopatología.
- Flores, F. B., Sanchez-Bel, P., Estañ, M. T., Martinez-Rodriguez, M. M., Moyano, E., Morales, B., Campos, J. F., Garcia-Abellán, J. O., Egea, M. I., Fernández-Garcia, N., Romojaro, F., & Bolarín, M. C. (2010). The effectiveness of grafting to improve tomato fruit quality. *Scientia Horticulturae*, *125*(3), 211-217. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.03.026>
- Frey, C., Acebes, J. L., Encina, A., & Álvarez, R. (2020). *Histological changes associated with the graft union development in tomato* [Preprint]. In Review. <https://doi.org/10.21203/rs.2.22507/v1>

- Fry, W. E., & Grünwald-Cornell, N. J. (2010). Introduction to Oomycetes. *The Plant Health Instructor*. <https://doi.org/DOI:10.1094/PHI-I-2010-1207-01>
- García-Jiménez, J., López, M., & Jordá, C. (2007). Enfermedades mas importantes que previene el injerto. En *Injerto de Hortalizas* (p. 166). Ministerio de agricultura, pesca y alimentación.
- García-Mier, L. (2015). *Potencial nutracéutico del pimiento (Capsicum annum L.) en función de las condiciones de producción y procesado culinario* [Doctorado, autónoma de Querétaro]. <http://ri-ng.uaq.mx/handle/123456789/405>
- García-Rodríguez, R., Chiquito-Almanza, E., Loeza-Lara, D., Godoy-Hernández, H., Villordo Pineda, E., Pons-Hernández, L., González-Chavira, M., & Anaya-López, A.-L. (2010). Producción de chile ancho injertado sobre criollo de Morelos 334 para el control de *Phytophthora capsici*. *Agrociencia*, 44, 701-709.
- Gisbert, C., Prohens, J., Raigón, M., Stommel, J., & Nuez, F. (2011). Eggplant relatives as sources of variation for developing new rootstocks: Effects of grafting on eggplant yield and fruit apparent quality and composition. *Scientia Horticulturae - SCI HORT-AMSTERDAM*, 128, 14-22. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.12.007>
- Glosier, B., Ogundiwin, E., Sidhu, G., Sischo, D., & Prince, J. (2008). A differential series of pepper (*Capsicum annum*) lines delineates fourteen physiological races of *Phytophthora capsici*. *Euphytica*, 162, 23-30. <https://doi.org/10.1007/s10681-007-9532-1>
- Gorinstein, S., Park, Y.-S., Heo, B.-G., Namiesnik, J., Leontowicz, H., Leontowicz, M., Ham, K.-S., Cho, J.-Y., & Kang, S.-G. (2009). A comparative study of phenolic compounds and antioxidant and antiproliferative activities in frequently consumed raw vegetables. *European Food Research and Technology*, 228(6), Article 6. <https://doi.org/10.1007/s00217-008-1003-y>
- Granges, A., Pucheu-Plante, G., Leger, A., & Produit, V. (1998). Tomates en serre: Effet du greffage des plants compare a celui de la desinfection a la vapeur en sol fatigued. *Rev. suisse Vit. arb. Hort.*, 30(4), 233-236.
- Granke, L. L., Quesada-Ocampo, L., Lamour, K., & Hausbeck, M. K. (2012). Advances in Research on *Phytophthora capsici* on Vegetable Crops in The United States. *Plant Disease*, 96(11), 1588-1600. <https://doi.org/10.1094/PDIS-02-12-0211-FE>

- Guevara-González, G., Pons-Hernandez, L., Torres-Pacheco, I., & González-Chavira, M. (2018). *Manual práctico para el cultivo del chile*. Mundi-Prensa Libros.
- Hallmann, E., & Rembiałkowska, E. (2012). Characterisation of antioxidant compounds in sweet bell pepper (*Capsicum annuum* L.) under organic and conventional growing systems: Antioxidant compounds in organic and conventional sweet bell pepper. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 92(12), 2409-2415. <https://doi.org/10.1002/jsfa.5624>
- Harada, T. (2010). Grafting and RNA transport via phloem tissue in horticultural plants. *Scientia Horticulturae*, 125(4), 545-550. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.05.013>
- Hartmann, H., & Kester, D. (1991). *Propagación de plantas*. (1 primera). Compañía Editorial Continental, S.A. de C.V.
- Hassan, F. A., Ismail, A., Abdulhamid, A., & Azlan, A. (2011). Identification and quantification of phenolic compounds in bambangan (*Mangifera pajang* Kort.) peels and their free radical scavenging activity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59(17), 9102-9111. <https://doi.org/10.1021/jf201270n>
- Hausbeck, M. K., & Lamour, K. H. (2004). Phytophthora capsici on Vegetable Crops: Research Progress and Management Challenges. *Plant Disease*, 88(12), Article 12. <https://doi.org/10.1094/PDIS.2004.88.12.1292>
- Howard, L. R., Talcott, S. T., Brenes, C. H., & Villalon, B. (2000). Changes in phytochemical and antioxidant activity of selected pepper cultivars (*Capsicum* species) as influenced by maturity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48, 1713-1720. <https://doi.org/doi:10.1111/j.1365-2621.1994.tb06967.x>
- Ignat, I., Volf, I., & Popa, V. I. (2011). A critical review of methods for characterisation of polyphenolic compounds in fruits and vegetables. *Food Chemistry*, 126(4), 1821-1835. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.12.026>
- Imran, M., Butt, M. S., & Suleria, H. A. R. (2018). Capsicum annuum Bioactive Compounds: Health Promotion Perspectives. En J.-M. Merillon & K. G. Ramawat (Eds.), *Sweeteners* (pp. 1-22). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-319-54528-8_47-1
- Imran, M., Butt, M. S., & Suleria, H. A. R. (2019). Capsicum annuum Bioactive Compounds: Health Promotion Perspectives. En J.-M. Merillon & K. G. Ramawat (Eds.),

Bioactive Molecules in Food (pp. 159-180). Springer International Publishing.
https://doi.org/10.1007/978-3-319-78030-6_47

- Iqbal, E., Salim, K. A., & Lim, L. B. L. (2015). Phytochemical screening, total phenolics and antioxidant activities of bark and leaf extracts of *Goniothalamus velutinus* (Airy Shaw) from Brunei Darussalam. *Journal of King Saud University - Science*, 27(3), 224-232. <https://doi.org/10.1016/j.jksus.2015.02.003>
- Iribarren, M. J. (2015). *Caracterización de Phytophthora capsici como patógeno de especies horticolas presentes en la zona noreste de la provincia de Buenos Aires* [Doctor en Ciencias Naturales, Universidad Nacional de La Plata]. <https://doi.org/10.35537/10915/50423>
- Ives, L., Brathwaite, R., Barclay, G., Isaac, W. A., & Bowen-O'Connor, C. (2012). Graft Compatibility of Scotch Bonnet (*Capsicum chinense* Jacq) with Selected Salt-Tolerant Solanaceous. *Journal of Agricultural Science and Technology*, 81-92.
- Jang, Y., Moon, J.-H., Lee, J.-W., Lee, S. G., Kim, S. Y., & Chun, C. (2013). Effects of Different Rootstocks on Fruit Quality of Grafted Pepper (*Capsicum annuum* L.). *Kor. J. Hort. Sci. Technol*, 31(6), Article 6. <https://doi.org/DOI>
<http://dx.doi.org/10.7235/hort.2013.13047>
- Jang, Y., Yang, E., Cho, M., Um, Y., Ko, K., & Chun, C. (2012). Effect of grafting on growth and incidence of phytophthora blight and bacterial wilt of pepper (*Capsicum annuum* L.). *Horticulture, Environment, and Biotechnology*, 53(1), 9-19. <https://doi.org/10.1007/s13580-012-0074-7>
- Johkan, M., Oda, M., & Mori, G. (2008). Ascorbic acid promotes graft-take in sweet pepper plants (*Capsicum annuum* L.). *Scientia Horticulturae*, 116(4), 343-347. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2008.02.004>
- Kawaguchi, M., Taji, A., Backhouse, D., & Oda, M. (2008). Anatomy and physiology of graft incompatibility in solanaceous plants. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 83(5), 581-588. <https://doi.org/10.1080/14620316.2008.11512427>
- Kim, S. G., Khan, Z., Jeon, Y. H., & Kim, Y. H. (2009). Inhibitory Effect of *Paenibacillus polymyxa* GBR-462 on *Phytophthora capsici* Causing *Phytophthora* Blight in Chili Pepper. *Journal of Phytopathology*, 157(6), 329-337. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0434.2008.01490.x>

- King, S. R., Davis, A. R., Zhang, X., & Crosby, K. (2010). Genetics, breeding and selection of rootstocks for Solanaceae and Cucurbitaceae. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 106-111. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.08.001>
- Kleinhenz, D. M., Monicah, W. J., & Sally, A. M. (2013). *Tomato grafting guide: A quick guide to splice and Cleft Graft Method*. (Retrieved from [http://hortersp.ucdavis.edu/main/Deliverables/Kleinhenz/tomato grafting guide.pdf](http://hortersp.ucdavis.edu/main/Deliverables/Kleinhenz/tomato%20grafting%20guide.pdf) on 20/10/201).
- Ko, H.-S., Jin, R.-D., Krishnan, H. B., Lee, S.-B., & Kim, K.-Y. (2009). Biocontrol ability of *Lysobacter antibioticus* HS124 against *Phytophthora* blight is mediated by the production of 4-hydroxyphenylacetic acid and several lytic enzymes. *Current Microbiology*, 59(6), 608-615. <https://doi.org/10.1007/s00284-009-9481-0>
- Koepke, T., & Dhingra, A. (2013). Rootstock scion somatogenetic interactions in perennial composite plants. *Plant Cell Reports*, 32(9), 1321-1337. <https://doi.org/10.1007/s00299-013-1471-9>
- Kraft, K. H., Brown, C. H., Nabhan, G. P., Luedeling, E., Luna Ruiz, J. d. J., Coppens d'Eeckenbrugge, G., Hijmans, R. J., & Gepts, P. (2014). Multiple lines of evidence for the origin of domesticated chili pepper, *Capsicum annuum*, in Mexico. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 111(17), 6165-6170. <https://doi.org/10.1073/pnas.1308933111>
- Krumbein, A., & Schwarz, D. (2013). Grafting: A possibility to enhance health-promoting and flavour compounds in tomato fruits of shaded plants? *Scientia Horticulturae*, 149, 97-107. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.09.003>
- Kumar, O. A., Rao, S. A., & Tata, S. S. (2010). *Phenolics quantification in some genotypes of Capsicum annuum L. 5*.
- Lamour, K. H., Stam, R., Jupe, J., & Huitema, E. (2012). The oomycete broad-host-range pathogen *Phytophthora capsici*: *Phytophthora capsici*. *Molecular Plant Pathology*, 13(4), Article 4. <https://doi.org/10.1111/j.1364-3703.2011.00754.x>
- Leal-Fernández, C., Godoy-Hernández, H., Núñez-Colín, C. A., Anaya-López, J. L., Villalobos-Reyes, S., & Castellanos, J. Z. (2013). Morphological response and fruit yield of sweet pepper (*Capsicum annuum* L.) grafted onto different commercial rootstocks. *Biological Agriculture & Horticulture*, 29(1), 1-11. <https://doi.org/10.1080/01448765.2012.746063>

- Lee, J.-M. (1994). Cultivation of Grafted Vegetables I. Current Status, Grafting Methods, and Benefits. *HortScience*, 29(4), 235-239. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.29.4.235>
- Lee, J.-M., Kubota, C., Tsao, S. J., Bie, Z., Echevarria, P. H., Morra, L., & Oda, M. (2010). Current status of vegetable grafting: Diffusion, grafting techniques, automation. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 93-105. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.08.003>
- Lee, J.-M., & Oda, M. (2010). *Grafting of Herbaceous Vegetable and Ornamental Crops* (Vol. 28, pp. 61-124). <https://doi.org/10.1002/9780470650851.ch2>
- Liyanapathirana, C., & Shahidi, F. (2005). Optimization of extraction of phenolic compounds from wheat using response surface methodology. *Food Chemistry*, 93(1), 47-56. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2004.08.050>
- Loizzo, M. R., Pugliese, A., Bonesi, M., Menichini, F., & Tundis, R. (2015). Evaluation of chemical profile and antioxidant activity of twenty cultivars from *Capsicum annuum*, *Capsicum baccatum*, *Capsicum chacoense* and *Capsicum chinense*: A comparison between fresh and processed peppers. *LWT - Food Science and Technology*, 64(2), 623-631. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2015.06.042>
- López-López, Á., Espinoza-Santana, S., Ceceña-Duran, C., Ruiz-Alvarado, C., Nuñez Ramirez, F., & Araiza-Zúñiga, D. (2015). Biosíntesis, acumulación y efecto del ambiente sobre compuestos antioxidantes del fruto del cultivo del chile (*Capsicum* spp.). *BIOtecnica*, 17, 50. <https://doi.org/10.18633/bt.v17i2.183>
- López-Marín, J., González, A., Pérez-Alfocea, F., Egea-Gilabert, C., & Fernández, J. A. (2013). Grafting is an efficient alternative to shading screens to alleviate thermal stress in greenhouse-grown sweet pepper. *Scientia Horticulturae*, 149, 39-46. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.02.034>
- López-Muñoz, N. R., Romero-Bastidas, M., Arce-Amézquita, P. M., & Hernández-Rubio, J. S. (2019). Actividad antifúngica de antioxidantes derivados de cuatro cultivares de *Capsicum* spp. Contra hongos fitopatógenos. *Ecosistemas y recursos agropecuarios*, 6(18), 487-498.
- Louws, F. J., Rivard, C. L., & Kubota, C. (2010). Grafting fruiting vegetables to manage soilborne pathogens, foliar pathogens, arthropods and weeds. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 127-146. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.09.023>

- Luna-Ruiz, J. de J., Nabhan, G. P., & Aguilar-Meléndez, A. (2018). Shifts in Plant Chemical Defenses of Chile Pepper (*Capsicum annuum* L.) Due to Domestication in Mesoamerica. *Frontiers in Ecology and Evolution*, 6, 48. <https://doi.org/10.3389/fevo.2018.00048>
- Luo, X.-J., Peng, J., & Li, Y.-J. (2011). Recent advances in the study on capsaicinoids and capsinoids. *European Journal of Pharmacology*, 650(1), 1-7. <https://doi.org/10.1016/j.ejphar.2010.09.074>
- Ma, Y., Wang, Q., Cao, Y., Wang, G., Guo, D., & Abbasi, P. A. (2016). Bio-based and Reduced-Risk Strategies for the Management of Phytophthora Blight and Root Rot of Pepper. En N. K. Arora, S. Mehnaz, & R. Balestrini (Eds.), *Bioformulations: For Sustainable Agriculture* (pp. 163-175). Springer India. https://doi.org/10.1007/978-81-322-2779-3_9
- Marinova, D., Ribarova, F., & Atanassova, M. (2005). *Total phenolics and total flavonoids in bulgarian fruits and vegetables*. 7.
- Martínez-Ballesta, M. C., Alcaraz-López, C., Muries, B., Mota-Cadenas, C., & Carvajal, M. (2010). Physiological aspects of rootstock–scion interactions. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 112-118. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.08.002>
- Medina, C. I., Lobo, M., & Gómez, A. F. (2006). Variabilidad fenotípica en poblaciones de ají y pimentón de la colección colombiana del género *Capsicum*. *Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 7(2), Article 2. https://doi.org/10.21930/rcta.vol7_num2_art:67
- Melnyk, C. W. (2017). Plant grafting: Insights into tissue regeneration. *Regeneration*, 4(1), 3-14. <https://doi.org/10.1002/reg2.71>
- Montes-Hernández, S., López- López, P., & Ramírez-Meraz, M. (2010). *Recopilación y análisis de la información existente de las especies del género Capsicum que crecen y se cultivan en México* (N.º 2do; Proyecto “Generación y recopilación de información de las especies de las que México es centro de origen y diversidad genética”, p. 40). Universidad Autónoma de Sinaloa (UAS).
- Naczki, M., & Shahidi, F. (2006). Phenolics in cereals, fruits and vegetables: Occurrence, extraction and analysis. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, 41(5), 1523-1542. <https://doi.org/10.1016/j.jpba.2006.04.002>

- Navarrete-Mapen, R. Z., Cristóbal-Alejo, J., Uc-Vázquez, A., Reyes-Ramírez, A., Tun-Suárez, J. M., & Alvarado-López, C. J. (2020). Graft response of *Capsicum chinense-Capsicum annuum* var. *Glabriusculum* to Begomovirus in field. *Revista Mexicana de Fitopatología, Mexican Journal of Phytopathology*, 38(2), Article 2. <https://doi.org/10.18781/R.MEX.FIT.2001-2>
- Nicoletto, C., Tosini, F., & Sambo, P. (2013). Effect of grafting and ripening conditions on some qualitative traits of 'Cuore di bue' tomato fruits: Effect of grafting and ripening conditions on 'Cuore di bue' tomato. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 93(6), 1397-1403. <https://doi.org/10.1002/jsfa.5906>
- Oda, M., Maruyama, M., & Mori, G. (2005). Water transfer at Graft union of tomato plants grafted onto *Solanum* rootstocks. *Journal of the Japanese Society for Horticultural Science*, 74(6), 458-463. <https://doi.org/DOI: 10.2503/jjshs.74.458>
- 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.
- Oro, J. R. de X., & Donnamaría, M. C. (2006). Acción Farmacológica, Biofísicoquímica y Estructura Dinámica de la Vitamina C. *Acta Farm. Bonaerense*, 25(1), 145-154.
- Osuna-Ávila, P., Aguilar-Solís, J., Fernández-Pavia, S., Godoy-Hernández, H., Corral-Díaz, B., Flores-Margez, J. P., Borrego Ponce, A., & Olivas, E. (2012). Injertos en chiles tipo Cayene, jalapeño y chilaca en el noroeste de Chihuahua, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 3(4), 739-750. <https://doi.org/10.29312/remexca.v3i4.1427>
- Palacios-Castro, S. (2007). *Caracterización morfológica de accesiones de Capsicum spp.* Universidad Nacional de Colombia.
- Palma-Martínez, E., Aguilar-Rincón, V. H., Corona-Torres, T., & Gómez-Rodríguez, O. (2017). RESISTENCIA A *Phytophthora capsici* LEO. EN LÍNEAS DE CHILE HUACLE (*Capsicum annuum* L.). *Revista Fitotecnia Mexicana*, 40(3), Article 3. <https://doi.org/10.35196/rfm.2017.3.359-363>
- Pereira, D., Valentão, P., Pereira, J., & Andrade, P. (2009). Phenolics: From Chemistry to Biology. *Molecules*, 14(6), 2202-2211. <https://doi.org/10.3390/molecules14062202>

- Pickersgill, B. (2007). Domestication of Plants in the Americas: Insights from Mendelian and Molecular Genetics. *Annals of Botany*, 100(5), 925-940. <https://doi.org/10.1093/aob/mcm193>
- Pina, A., & Errea, P. (2005). A review of new advances in mechanism of graft compatibility–incompatibility. *Scientia Horticulturae*, 106(1), 1-11. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2005.04.003>
- Pina, A., Errea, P., & Martens, H. J. (2012). Graft union formation and cell-to-cell communication via plasmodesmata in compatible and incompatible stem unions of *Prunus* spp. *Scientia Horticulturae*, 143, 144-150. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.06.017>
- Pintado-López, L. M., Guzmán-Plazola, R. A., Ayala-Escobar, V., & Aguilar-Rincón, V. H. (2017). Grafting on CM-334 controls serrano chili wilting caused by *Phytophthora capsici* and changes phenology but does not affect fruit yield. *Journal of Phytopathology*, 165(7-8), Article 7-8. <https://doi.org/10.1111/jph.12585>
- Pugalendhi, L., Bharathi, S., Selvi, N. A. T., & Nandhini Devi, H. U. (2021). Anatomical and Histological Studies of Grafted Tomato with Interspecific Solanaceous Rootstocks. *International Journal of Plant & Soil Science*, 132-140. <https://doi.org/10.9734/ijpss/2021/v33i2030639>
- Ramírez, C., Soto, Z., Castro, L., Arauz, L. F., Uribe-Lorío, L., & Uribe, L. (2015). Efecto de cuatro rizobacterias promotoras de crecimiento sobre la pudrición basal causada por *Phytophthora capsici* en plantas de chile dulce (*Capsicum annuum*). *Agronomía Costarricense*, 39(3), 87-100.
- Rautenkanz, A. A., Li, L., Manchler, F., Martinoia, E., & Oertli, J. J. (1994). Transport of ascorbic and dehydroascorbic acids across protoplast and vacuole membranes isolated from barley (*Hordeum vulgare* L. cv gerbel) leaves. *Plant Physiology*, 106, 187-193.
- Retes-Manjarrez, J. E., Rubio-Aragón, W. A., Márques-Zequera, I., Cruz-Lachica, I., García-Estrada, R. S., & Sy, O. (2020). Novel Sources of Resistance to *Phytophthora capsici* on Pepper (*Capsicum* sp.) Landraces from Mexico. *The Plant Pathology Journal*, 36(6), 600-607. <https://doi.org/10.5423/PPJ.OA.07.2020.0131>
- Reyes-Escogido, M., Gonzalez-Mondragon, E. G., & Vazquez-Tzompantzi, E. (2011). Chemical and Pharmacological Aspects of Capsaicin. *Molecules*, 16(2), 1253-1270. <https://doi.org/10.3390/molecules16021253>

- Reyes-Tena, A., Rodríguez-Alvarado, G., de Jesús Luna-Ruíz, J., Arreola-Romero, V., Arriaga-Solorio, K. L., Gómez-Dorantes, N., & Fernández-Pavía, S. P. (2021). Tolerance to Virulence Phenotypes of *Phytophthora capsici* in Pasilla Pepper Cultivars. *HortScience*, *56*(10), 1239-1243. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI15998-21>
- Richins, R. D., Micheletto, S., & O'Connell, M. A. (2010). Gene expression profiles unique to chile (*Capsicum annum* L.) resistant to *Phytophthora* root rot. *Plant Science*, *178*(2), 192-201. <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2009.11.005>
- Ristaino, J. B. (1991). Influence of Rainfall, Drip Irrigation, and Inoculum Density on the Development of *Phytophthora* Root and Crown Rot Epidemics and Yield in Bell Pepper. *Phytopathology*, *81*(8), Article 8. <https://doi.org/10.1094/Phyto-81-922>
- Ristaino, J. B., & Johnston, S. A. (1999). Ecologically Based Approaches to Management of *Phytophthora* Blight on Bell Pepper. *Plant Disease*, *83*(12), 1080-1089. <https://doi.org/10.1094/PDIS.1999.83.12.1080>
- Rodrigues, S., Pinto, G., & Fernandes, F. (2008). Optimization of ultrasound extraction of phenolic compounds from coconut (*Cocos nucifera*) shell powder by response surface methodology. *Ultrasonics Sonochemistry*, *15*(1), 95-100. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2007.01.006>
- Rodríguez, M. M., & Bosland, P. W. (2010). Grafting *Capsicum* to Tomato Rootstocks. *Journal of Young Investigators*, *20*(2), 6.
- Rodríguez-Moreno, V. M., Luna-Ruiz, J. de J., Valle-García, P., & Tiscareño-López, M. (2004). Caracterización Patogénica y Sexual de *Phytophthora capsici* Leonian y Análisis de su Distribución Espacial en el Centro- Norte de México Mediante un Sistema de Información Geográfica. *Revista Mexicana de Fitopatología*, *22*(001), 72-81.
- Rouphael, Y., Schwarz, D., Krumbein, A., & Colla, G. (2010). Impact of grafting on product quality of fruit vegetables. *Scientia Horticulturae*, *127*(2), 172-179. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.09.001>
- Sabry, S., Ali, A. Z., Abdel-Kader, D. A., & Abou-Zaid, M. I. (2022). Histopathological and biochemical aspects of grafted and non-grafted cucumber infected with stem rot caused by *Fusarium* spp. *Saudi Journal of Biological Sciences*, *29*(3), 1770-1780. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2021.10.053>

- Sánchez-Chávez, E., Torres-González, A., Flores-Córdova, M. A., Preciado-Rangel, P., & Márquez Quiroz, C. (2015). Uso de portainjerto sobre el rendimiento, calidad del fruto y resistencia a *Phytophthora capsici* Leonian en pimiento morrón. *Nova Scientia*, 7(15), Article 15. <https://doi.org/10.21640/ns.v7i15.302>
- Sanogo, S., Lamour, K., Kousik, S., Lozada, D. N., Parada Rojas, C. H., Quesada-Ocampo, L., Wyenandt, C. A., Babadoost, M., Hausbeck, M. K., Hansen, Z., Ali, E., McGrath, M., Hu, J., Crosby, K., & Miller, S. A. (2022). *Phytophthora capsici*, 100 Years Later: Research Mile Markers from 1922 to 2022. *Phytopathology*®. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-08-22-0297-RVW>
- Santos, H. S., & Goto, R. (2004). Enxertia em plantas de pimentão no controle da murcha de fitóftora em ambiente protegido. *Horticultura Brasileira*, 22(1), 45-49. <https://doi.org/10.1590/S0102-05362004000100009>
- Schwarz, D., Roupael, Y., Colla, G., & Venema, J. H. (2010). Grafting as a tool to improve tolerance of vegetables to abiotic stresses: Thermal stress, water stress and organic pollutants. *Scientia Horticulturae*, 127(2), 162-171. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.09.016>
- Secretaría de Agricultura y Desarrollo rural. (2020). *El Chile es parte de nuestra riqueza mexicana*. Sagarpa.gob.mx. <http://www.gob.mx/agricultura/articulos/el-chile-es-parte-de-nuestra-riqueza-mexicana?idiom=es>
- Selvi, T. (2022). Graft compatibility and anatomical studies in watermelon with interspecific Cucurbita hybrid rootstocks. *Indian Journal of Horticulture*, 79(3), Article 3. <https://epubs.icar.org.in/index.php/IJH/article/view/119924>
- Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas. (2017). *Chile (Capsicum spp.)**. Gobierno de México. <http://www.gob.mx/snics/acciones-y-programas/chile-capsicum-spp>
- SIAP. (2019). *Estadística de Producción Agrícola*. http://infoasiap.siap.gob.mx/gobmx/datosAbiertos_a.php
- Simonovska, J., Škerget, M., Knez, Ž., Srbinoska, M., Kavrakovski, Z., Grozdanov, A., & Rafajlovska, V. (2016). Physicochemical characterization and bioactive compounds of stalk from hot fruits of *Capsicum annuum* L. *Macedonian Journal of Chemistry and Chemical Engineering*, 35(2), Article 2. <https://doi.org/10.20450/mjce.2016.944>

- Soltan, M., ElAidy, F., Scheerens, J., & Kleinhenz, M. (2015). Grafting, Scion and Rootstock Effects on Survival Rate, Vegetative Growth and Fruit Yield of High Tunnel-grown Grafted Pepper (*Capsicum annuum* L.) Plants. *Advances in Crop Science and Technology*, 05(05). <https://doi.org/10.4172/2329-8863.1000312>
- Soto-Rojas, L., Bautista-Martínez, N., & Pérez-Pacheco, R. (2009). *Tópicos Selectos de Estadística Aplicados a la Fitosanidad* (1.^a ed.). Colegio de Postgraduados.
- Stewart, C., Mazourek, M., Stellari, G. M., O'Connell, M., & Jahn, M. (2007). Genetic control of pungency in *C. chinense* via the Pun1 locus. *Journal of Experimental Botany*, 58(5), 979-991. <https://doi.org/10.1093/jxb/erl243>
- Tamilselvi, N. A., & Pugalendhi, L. (2017). Graft Compatibility and Anatomical Studies of Bitter Gourd (*Momordica charantia* L.) Scions with Cucurbitaceous Rootstocks. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 6(2), 1801-1810. <https://doi.org/10.20546/ijcmas.2017.602.202>
- Tedesco, S., Fevereiro, P., Kragler, F., & Pina, A. (2022). Plant grafting and graft incompatibility: A review from the grapevine perspective. *Scientia Horticulturae*, 299, 111019. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2022.111019>
- Temperini, O., Calabrese, N., Temperini, A., Roupheal, Y., Tesi, R., Lenzi, A., Carito, A., & Colla, G. (2013). Grafting artichoke onto cardoon rootstocks: Graft compatibility, yield and *Verticillium* wilt incidence. *Scientia Horticulturae*, 149, 22-27. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.06.014>
- Tripodi, P., & Kumar, S. (2019). The Capsicum Crop: An Introduction. En N. Ramchiary & C. Kole (Eds.), *The Capsicum Genome* (pp. 1-8). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-319-97217-6_1
- Tsaballa, A., Athanasiadis, C., Pasentsis, K., Ganopoulos, I., Nianiou-Obeidat, I., & Tsaftaris, A. (2013). Molecular studies of inheritable grafting induced changes in pepper (*Capsicum annuum*) fruit shape. *Scientia Horticulturae*, 149, 2-8. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.06.018>
- Tsao, R. (2010). Chemistry and Biochemistry of Dietary Polyphenols. *Nutrients*, 2(12), 1231-1246. <https://doi.org/10.3390/nu2121231>
- Waizel-Bucay, J., & Morfin, R. C. (2011). *El género Capsicum spp. (Chile)*. 13.

- Wimer, J., Inglis, D., & Miles, C. (2015). Evaluating Grafted Watermelon for Verticillium Wilt Severity, Yield, and Fruit Quality in Washington State. *HortScience*, 50(9), 1332-1337. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.50.9.1332>
- Yáñez, P., Balseca, D., & Rivadeneira, L. (2015). Morphological characteristics and concentration of capsaicin in five native species of *Capsicum* cultivated in Ecuador. *LA GRANJA*, 22(2), Article 2. [https://doi.org/DOI: 10.17163/lgr.n22.2015.02](https://doi.org/DOI:10.17163/lgr.n22.2015.02)
- Zarrouk, O., Testillano, P. S., Risueño, M. C., Moreno, M. Á., & Gogorcena, Y. (2010). Changes in Cell/Tissue Organization and Peroxidase Activity as Markers for Early Detection of Graft Incompatibility in Peach/Plum Combinations. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 135(1), 9-17. <https://doi.org/10.21273/JASHS.135.1.9>
- Zhigila, D. A., AbdulRahaman, A. A., Kolawole, O. S., & Oladele, F. A. (2014). Fruit Morphology as Taxonomic Features in Five Varieties of *Capsicum annuum* L. Solanaceae. *Journal of Botany*, 2014, 1-6. <https://doi.org/10.1155/2014/540868>
- Zhuang, Y., Chen, L., Sun, L., & Cao, J. (2012). Bioactive characteristics and antioxidant activities of nine peppers. *Journal of Functional Foods*, 4(1), 331-338. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2012.01.001>

ANEXOS

Anexo I: Métodos de conservación de *P. capsici*

Medio para conservación de *P. capsici*: Corn Meal Agar (medio comercial)

Se pesaron y agregaron a 1 L de agua destilada 18 g de corn meal agar; la mezcla se puso en agitación y calentamiento continuo hasta su homogeneización.

El medio se esterilizó en autoclave por 15 minutos a 121°C y 15 psi.

Se vació en cajas Petri estériles y a tubos de vidrio en inclinación en condiciones de campana de flujo laminar; y se dejaron solidificar.

Medio para conservación: Harina de maíz agar

Como alternativa al medio de cultivo comercial (Corn Meal Agar), se probó el medio harina de maíz deshidratada.

Se mezclaron 60 g de harina de maíz en 500 mL de agua destilada, se agitó y calentó durante 1 h; luego se centrifugó la mezcla 4 minutos a 3000 rpm. Se recuperó el sobrenadante, se agregaron 16 g de agar y se aforó a 1 L con agua destilada. Se calentó la mezcla hasta disolver completamente.

El medio se esterilizó en autoclave por 15 minutos a 121°C y 15 psi.

Se vació el medio en cajas Petri estériles en condiciones de campana de flujo laminar, y se dejó solidificar.

Siembra para conservación de *P. capsici*

Se sembró en medio corn meal agar el aislado, y se dejó crecer por 7 días en condiciones de 25°C y obscuridad.

Se usaron dos técnicas de conservación, las cuales se describen a continuación:

Conservación en Agua destilada estéril

En condiciones de completa asepsia en campana de flujo laminar, se cortaron de la periferia de la colonia cubos de aprox. 8 mm de los cultivos jóvenes, y se transfirieron de 3 a 6 cubos a tubos con 6 mL de agua destilada estéril. Se sellaron y se conservaron a 25°C en condiciones de obscuridad.

Conservación en tubos con medio inclinado

En condiciones de completa asepsia en campana de flujo laminar, se cortaron de la periferia de la colonia cubos de aprox. 8 mm de los cultivos jóvenes; se sembró un cubo del cultivo en la parte media de un tubo con medio corn meal agar inclinado. Se dejaron crecer las

colonias en los tubos por aprox. siete días o hasta tapar toda la superficie del medio, luego se les agregó agua destilada estéril hasta tapar la colonia del oomiceto. Se sellaron y se conservaron a 25°C en condiciones de oscuridad.

Anexo II: Supervivencia al injerto

A continuación, se muestran los resultados completos de la primera etapa de supervivencia al proceso de injertación. Los porcentajes de supervivencia se evaluaron a los 14 (cuadro 1), 21 (cuadro 2), 28 (cuadro 3), 35 (cuadro 4) y 42 (cuadro 5) días después del proceso de injertación.

Cuadro 1. porcentaje de supervivencia al injerto a los 14 DDI

TRAT- Injerto	Comb-Varietal	DDI	Promedio del % Sobrev	n⁽¹⁾	Min	Max	S	EE
<i>Injerto</i>	Serrano-Pasilla	14	100.0000	4	100	100	0.0	0.0
<i>Injerto</i>	Serrano-CM334	14	100.0000	4	100	100	0.0	0.0
<i>Injerto</i>	Pimiento-Pasilla	14	100.0000	4	100	100	0.0	0.0
<i>Injerto</i>	Pimiento-CM334	14	100.0000	4	100	100	0.0	0.0
<i>Autoinjerto</i>	Serrano-Serrano	14	100.0000	4	100	100	0.0	0.0
<i>Autoinjerto</i>	Pimiento-Pimiento	14	100.0000	4	100	100	0.0	0.0
<i>Autoinjerto</i>	Pasilla-Pasilla	14	100.0000	4	100	100	0.0	0.0
<i>Autoinjerto</i>	CM334-CM334	14	100.0000	4	100	100	0.0	0.0
<i>Sin-Injertar</i>	Serrano	14	100.0000	4	100	100	0.0	0.0
<i>Sin-Injertar</i>	Pimiento	14	100.0000	4	100	100	0.0	0.0
<i>Sin-Injertar</i>	Pasilla	14	100.0000	4	100	100	0.0	0.0
<i>Sin-Injertar</i>	CM334	14	100.0000	4	100	100	0.0	0.0

DDI: días después del injerto

⁽¹⁾Número de repeticiones (15 plantas por repetición, es decir, 60 plantas por combinación varietal).

Cuadro 2. Porcentaje de sobrevivencia al injerto a los 21 DDI

TRAT- Injerto	Comb-Varietal	DDI	Promedio del % Sobrev	n⁽¹⁾	Min	Max	S	EE
<i>Injerto</i>	Serrano-Pasilla	21	95.00	4	87	100	6.27	3.14
<i>Injerto</i>	Serrano-CM334	21	91.75	4	80	100	9.95	4.97
<i>Injerto</i>	Pimiento-Pasilla	21	96.50	4	93	100	4.04	2.02
<i>Injerto</i>	Pimiento-CM334	21	93.25	4	87	100	5.32	2.66
<i>Autoinjerto</i>	Serrano-Serrano	21	80.00	4	67	100	14.35	7.18
<i>Autoinjerto</i>	Pimiento-Pimiento	21	86.50	4	73	100	12.23	6.12
<i>Autoinjerto</i>	Pasilla-Pasilla	21	93.25	4	87	100	5.32	2.66
<i>Autoinjerto</i>	CM334-CM334	21	90.00	4	80	100	8.52	4.26
<i>Sin-Injertar</i>	Serrano	21	96.50	4	93	100	4.04	2.02
<i>Sin-Injertar</i>	Pimiento	21	100.00	4	100	100	0.00	0.00
<i>Sin-Injertar</i>	Pasilla	21	100.00	4	100	100	0.00	0.00
<i>Sin-Injertar</i>	CM334	21	98.25	4	93	100	3.50	1.75

DDI: días después del injerto

⁽¹⁾Número de repeticiones (15 plantas por repetición, es decir, 60 plantas por combinación varietal).

Cuadro 3. Porcentaje de sobrevivencia al injerto a los 28 DDI

TRAT- Injerto	Comb-Varietal	DDI	Promedio del % Sobrev	n⁽¹⁾	Min	Max	S	EE
<i>Injerto</i>	Serrano-Pasilla	28	94.50	4	85	100	7.14	3.57
<i>Injerto</i>	Serrano-CM334	28	91.00	4	77	100	11.17	5.58
<i>Injerto</i>	Pimiento-Pasilla	28	94.25	4	92	100	3.86	1.93
<i>Injerto</i>	Pimiento-CM334	28	88.75	4	77	93	7.85	3.92
<i>Autoinjerto</i>	Serrano-Serrano	28	74.50	4	60	100	17.52	8.76
<i>Autoinjerto</i>	Pimiento-Pimiento	28	81.50	4	69	93	10.63	5.32
<i>Autoinjerto</i>	Pasilla-Pasilla	28	90.75	4	85	100	7.23	3.61
<i>Autoinjerto</i>	CM334-CM334	28	88.75	4	77	100	9.95	4.97
<i>Sin-Injertar</i>	Serrano	28	96.25	4	92	100	4.35	2.17
<i>Sin-Injertar</i>	Pimiento	28	100.00	4	100	100	0.00	0.00
<i>Sin-Injertar</i>	Pasilla	28	100.00	4	100	100	0.00	0.00
<i>Sin-Injertar</i>	CM334	28	98.25	4	93	100	3.50	1.75

DDI: días después del injerto

⁽¹⁾Número de repeticiones (15 plantas por repetición, es decir, 60 plantas por combinación varietal).

Cuadro 4. Porcentaje de sobrevivencia al injerto a los 35 DDI

TRAT- Injerto	Comb-Varietal	DDI	Promedio del % Sobrev	n⁽¹⁾	Min	Max	S	EE
<i>Injerto</i>	Serrano-Pasilla	35	93.00	4	85	100	8.12	4.06
<i>Injerto</i>	Serrano-CM334	35	89.00	4	69	100	14.67	7.34
<i>Injerto</i>	Pimiento-Pasilla	35	94.25	4	92	100	3.86	1.93
<i>Injerto</i>	Pimiento-CM334	35	87.00	4	77	93	7.66	3.83
<i>Autoinjerto</i>	Serrano-Serrano	35	74.50	4	60	100	17.52	8.76
<i>Autoinjerto</i>	Pimiento-Pimiento	35	81.50	4	69	93	10.63	5.32
<i>Autoinjerto</i>	Pasilla-Pasilla	35	90.75	4	85	100	7.23	3.61
<i>Autoinjerto</i>	CM334-CM334	35	88.75	4	77	100	9.95	4.97
<i>Sin-Injertar</i>	Serrano	35	96.25	4	92	100	4.35	2.17
<i>Sin-Injertar</i>	Pimiento	35	100.00	4	100	100	0.00	0.00
<i>Sin-Injertar</i>	Pasilla	35	100.00	4	100	100	0.00	0.00
<i>Sin-Injertar</i>	CM334	35	98.25	4	93	100	3.50	1.75

DDI: días después del injerto

⁽¹⁾Número de repeticiones (15 plantas por repetición, es decir, 60 plantas por combinación varietal).



Cuadro 5. Porcentaje de sobrevivencia al injerto a los 42 DDI

TRAT- Injerto	Comb-Varietal	DDI	Promedio del % Sobrev	n⁽¹⁾	Min	Max	S	EE
<i>Injerto</i>	Serrano-Pasilla	42	91.25	4	85	100	6.75	3.38
<i>Injerto</i>	Serrano-CM334	42	89.00	4	69	100	14.67	7.34
<i>Injerto</i>	Pimiento-Pasilla	42	94.25	4	92	100	3.86	1.93
<i>Injerto</i>	Pimiento-CM334	42	87.00	4	77	93	7.66	3.83
<i>Autoinjerto</i>	Serrano-Serrano	42	74.50	4	60	100	17.52	8.76
<i>Autoinjerto</i>	Pimiento-Pimiento	42	79.75	4	62	93	13.55	6.77
<i>Autoinjerto</i>	Pasilla-Pasilla	42	90.75	4	85	100	7.23	3.61
<i>Autoinjerto</i>	CM334-CM334	42	88.75	4	77	100	9.95	4.97
<i>Sin-Injertar</i>	Serrano	42	93.00	4	80	100	9.45	4.73
<i>Sin-Injertar</i>	Pimiento	42	100.00	4	100	100	0.00	0.00
<i>Sin-Injertar</i>	Pasilla	42	100.00	4	100	100	0.00	0.00
<i>Sin-Injertar</i>	CM334	42	98.25	4	93	100	3.50	1.75

DDI: días después del injerto

⁽¹⁾Número de repeticiones (15 plantas por repetición, es decir, 60 plantas por combinación varietal).

Anexo III: Respuesta a *P. capsici*

Los resultados obtenidos del ANOVA a los cinco días después de la inoculación muestran no tener diferencias significativas en la severidad de todos los tratamientos varietales, es decir que la enfermedad aún no se manifestaba en este periodo de tiempo, y por lo tanto la severidad alcanzó los límites mínimos en la expresión en las plantas.

Cuadro 6. Análisis de varianza de la severidad en combinaciones varietales a los 5 DDPc

Fuentes de variación	grados de libertad	SS	MS	F	p
Combinación varietal	11	0.171041	0.015549	1.336375	0.202789
Error	325	3.781481	0.011635		
Total	336	3.952522			

Cuadro 7. Severidad de las combinaciones varietales a los 5 DDPc

Tipo de tratamiento	Comb-Varietal	Promedio de Severidad (0-4)	n	Min	Max	S
Injerto	Serrano-Pasilla	0.00 ± 0.00 a	27	0.00	0.00	0.00
Injerto	Serrano-CM334	0.00 ± 0.00 a	28	0.00	0.00	0.00
Injerto	Pimiento-Pasilla	0.00 ± 0.00 a	29	0.00	0.00	0.00
Injerto	Pimiento-CM334	0.00 ± 0.00 a	28	0.00	0.00	0.00
Autoinjerto	Serrano-Serrano	0.00 ± 0.00 a	24	0.00	0.00	0.00
Autoinjerto	Pimiento-Pimiento	0.07 ± 0.05 a	27	0.00	1.00	0.27
Autoinjerto	Pasilla-Pasilla	0.00 ± 0.00 a	29	0.00	0.00	0.00
Autoinjerto	CM334-CM334	0.00 ± 0.00 a	29	0.00	0.00	0.00
Sin-Injertar	Serrano	0.04 ± 0.04 a	27	0.00	1.00	0.19
Sin-Injertar	Pimiento	0.03 ± 0.03 a	30	0.00	1.00	0.18
Sin-Injertar	Pasilla	0.00 ± 0.00 a	30	0.00	0.00	0.00
Sin-Injertar	CM334	0.00 ± 0.00 a	29	0.00	0.00	0.00

La letra que se encuentra en la columna de promedio de severidad muestra que no hay diferencia significativa de acuerdo a la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) En la columna promedio de severidad ± error estándar. N= número de plantas inoculadas

Los resultados de la prueba de Tukey y el ANOVA a los cinco DDPc, arrojaron no haber diferencias significativas entre los 12 tratamientos varietales.

El ANOVA del cuadro 8 y la prueba de Tukey del cuadro 9 muestran una diferencia altamente significativa en la severidad de los tratamientos varietales a los 10 DDPc, en comparación de los cinco días, ya que para esta etapa de la inoculación, ya habían síntomas de infección hasta en un nivel de 4, que según la escala de evaluación es el máximo nivel de severidad, esto en las combinaciones Serrano-Serrano, Pimiento-Pimiento, Serrano, Pimiento, y Pasilla; cabe mencionar que la severidad en nivel 4 de la combinación “Pasilla” perteneció únicamente a una planta enferma.

Cuadro 8. Análisis de varianza de la severidad en combinaciones varietales a los 10 DDPc

Fuentes de variación	grados de libertad	SS	MS	F	p
Combinación varietal	11	184.7758	16.79780	15.36164	0.00
Error	325	355.3844	1.09349		
Total	336	540.1602			

Cuadro 9. Severidad de las combinaciones varietales a los 10 DDPc

Tipo de tratamiento	Comb-Varietal	Promedio de Severidad (0-4)	n	Min	Max	S
<i>Injerto</i>	Serrano-Pasilla	0.00 ± 0.00 a	27	0.00	0.00	0.00
<i>Injerto</i>	Serrano-CM334	0.07 ± 0.07 a	28	0.00	2.00	0.38
<i>Injerto</i>	Pimiento-Pasilla	0.00 ± 0.00 a	29	0.00	0.00	0.00
<i>Injerto</i>	Pimiento-CM334	0.04 ± 0.04 a	28	0.00	1.00	0.19
<i>Autoinjerto</i>	Serrano-Serrano	1.50 ± 0.38 bc	24	0.00	4.00	1.84
<i>Autoinjerto</i>	Pimiento-Pimiento	2.11 ± 0.37 c	27	0.00	4.00	1.95
<i>Autoinjerto</i>	Pasilla-Pasilla	0.00 ± 0.00 a	29	0.00	0.00	0.00
<i>Autoinjerto</i>	CM334-CM334	0.00 ± 0.00 a	29	0.00	0.00	0.00
<i>Sin-Injertar</i>	Serrano	1.04 ± 0.28 bd	27	0.00	4.00	1.45
<i>Sin-Injertar</i>	Pimiento	1.53 ± 0.34 bc	30	0.00	4.00	1.89
<i>Sin-Injertar</i>	Pasilla	0.13 ± 0.13 ad	30	0.00	4.00	0.73
<i>Sin-Injertar</i>	CM334	0.00 ± 0.00 a	29	0.00	0.00	0.00

La letra que se encuentra en la columna de promedio de severidad muestra que no hay diferencia significativa de acuerdo a la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) En la columna promedio de severidad ± error estándar. N= número de plantas inoculadas

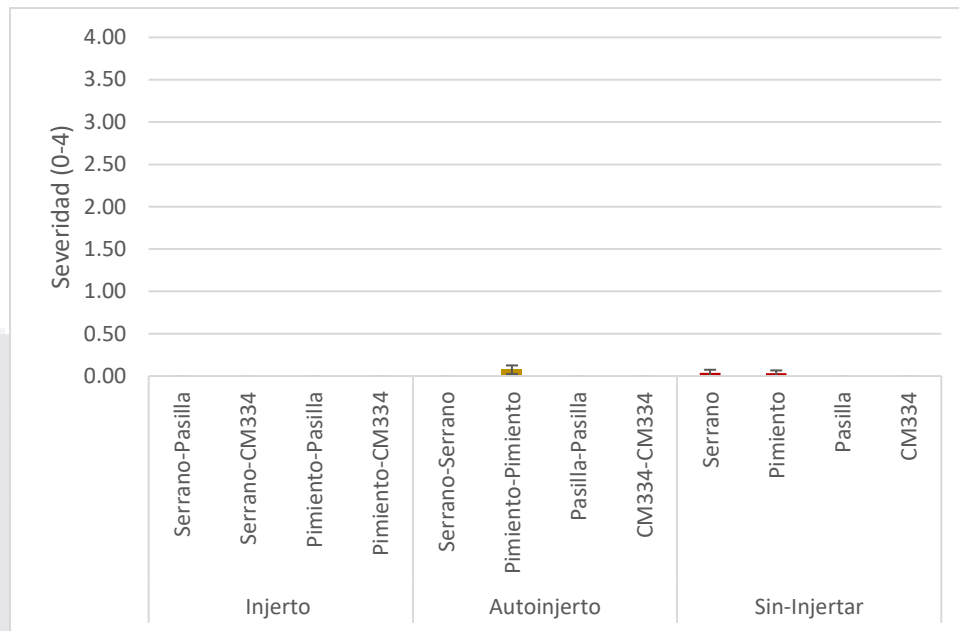


Figura 1. Severidad media de las combinaciones varietales a los 5 DDPc (escala de 0-4)

Las barras de error muestran el error estándar

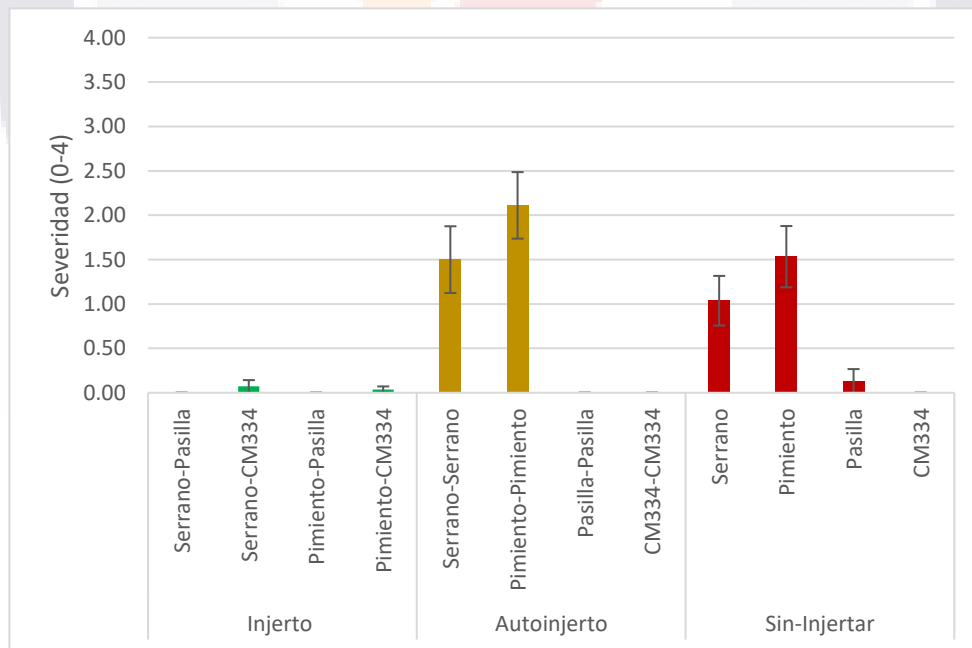


Figura 2. Severidad media de las combinaciones varietales a los 10 DDPc (escala de 0-4)

Las barras de error muestran el error estándar

Anexo IV: Cromatogramas de la GC/MS

Cromatogramas muestras No inoculadas

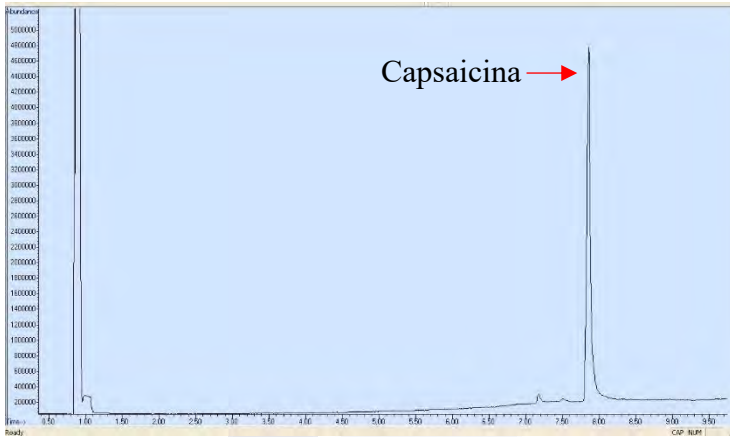


Figura 3. Cromatograma del Estándar Capsaicina 1000 ppm
Tiempo de retención: 7.863

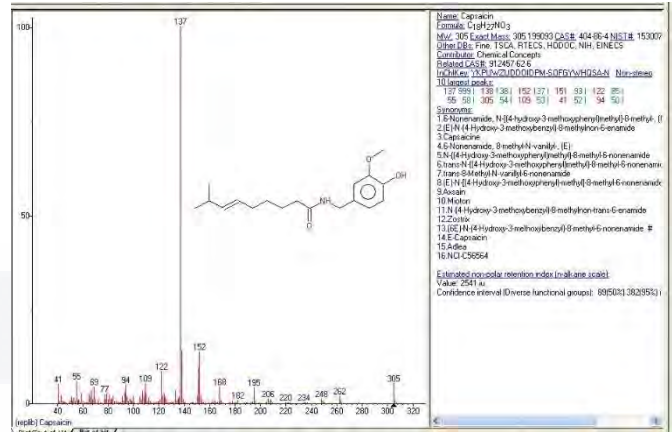


Figura 4. Espectro de masas Capsaicina 1000 ppm

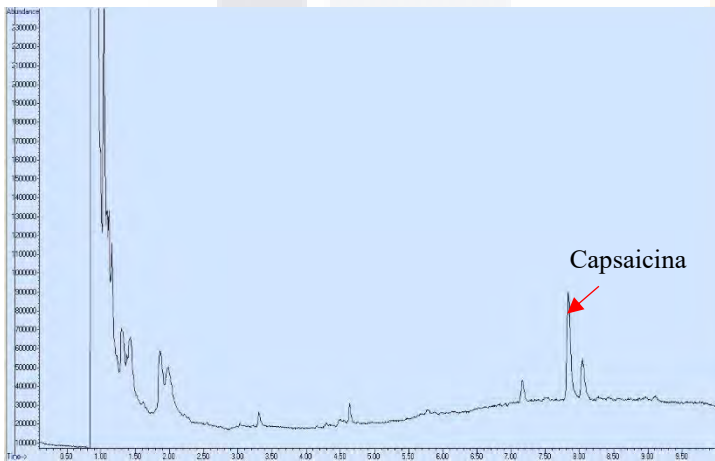


Figura 5. Cromatograma de la muestra Serrano

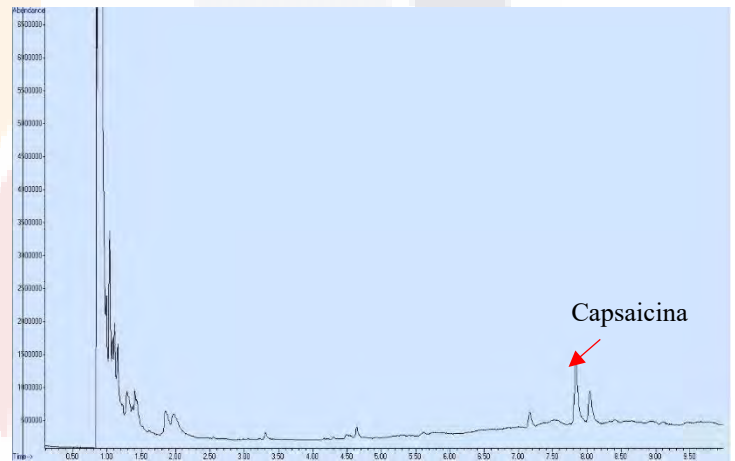


Figura 6. Cromatograma de la muestra Serrano-Serrano

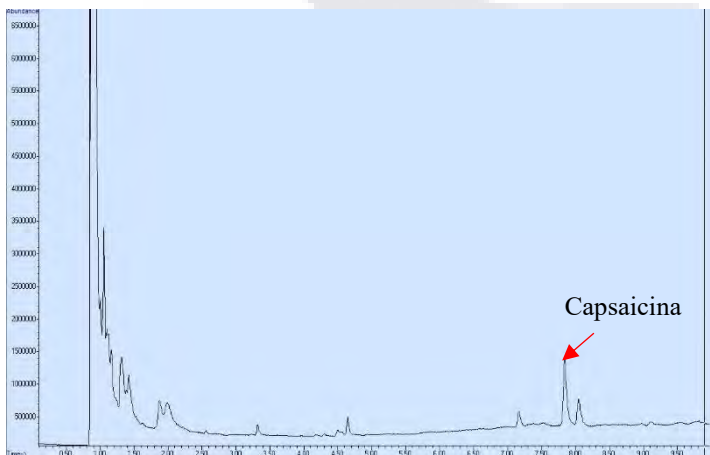


Figura 7. Cromatograma de la muestra Serrano-CM334

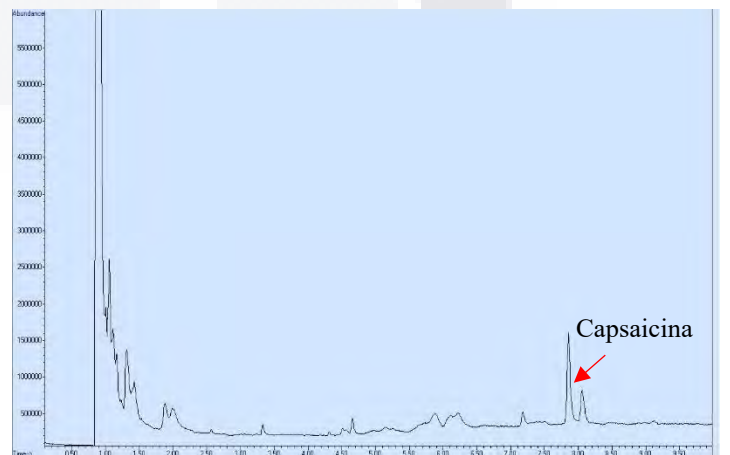


Figura 8. Cromatograma de la muestra Serrano-Pasilla

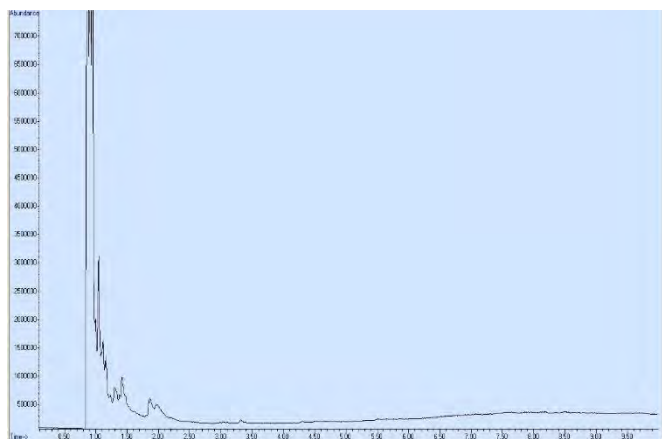


Figura 9. Cromatograma de la muestra Pimiento

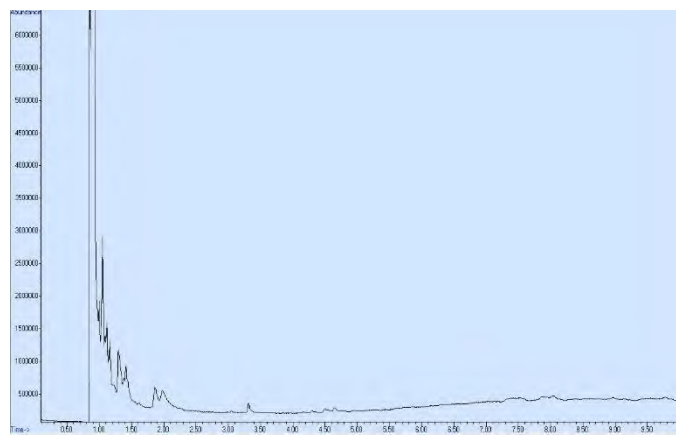


Figura 10. Cromatograma de la muestra Pimiento- Pimiento

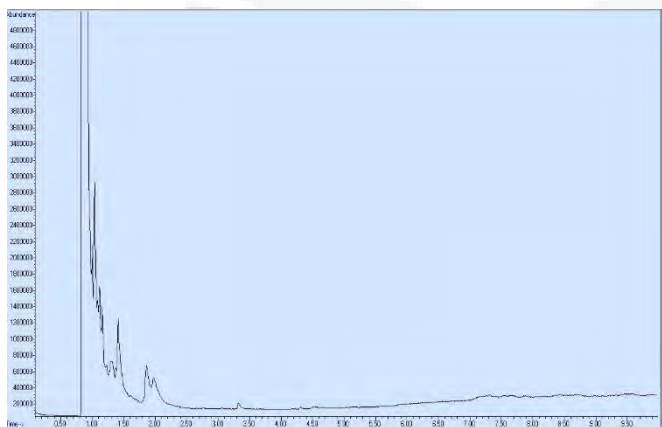


Figura 11. Cromatograma de la muestra Pimiento- Pasilla

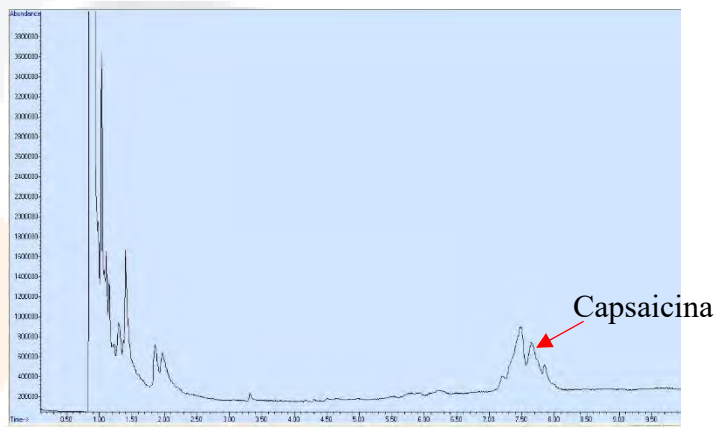


Figura 12. Cromatograma de la muestra Pimiento- CM334

Cromatogramas de muestras inoculadas

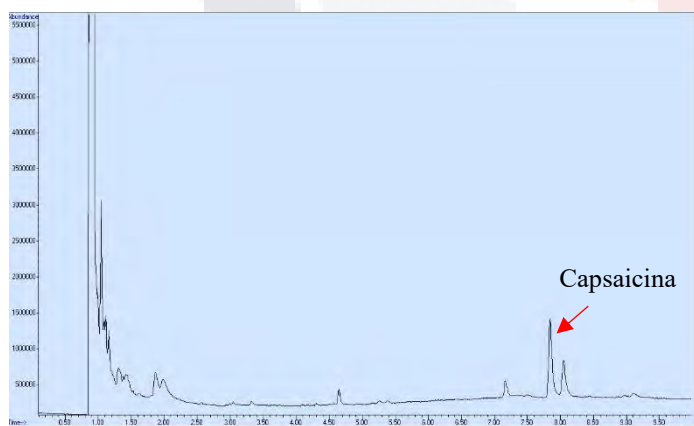


Figura 13. Cromatograma de la muestra Serrano Inoculado

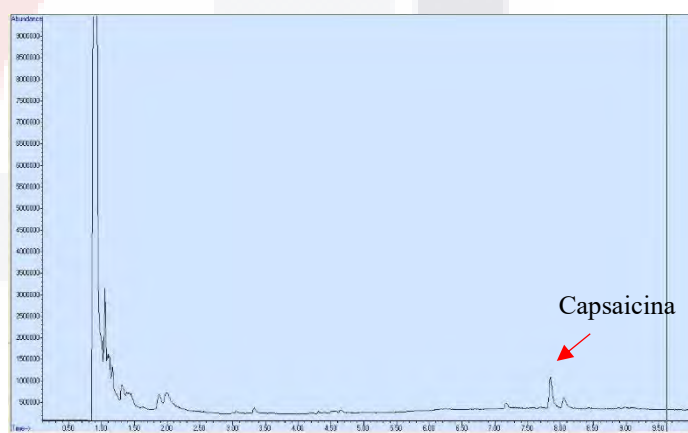


Figura 14. Cromatograma de la muestra Serrano-Serrano Inoculado

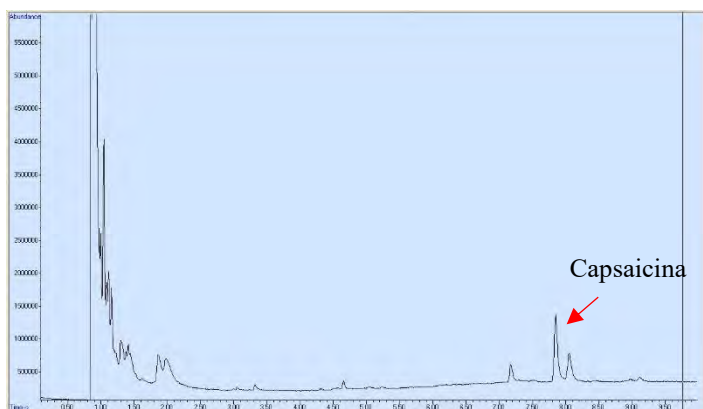


Figura 15. Cromatograma de la muestra Serrano-Pasilla Inoculado

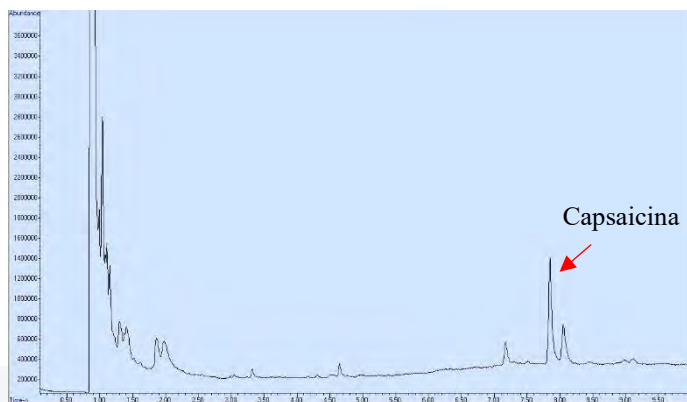


Figura 16. Cromatograma de la muestra Serrano-CM334 Inoculado

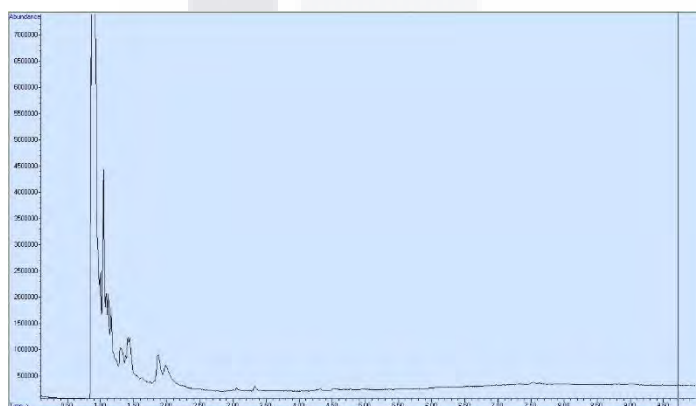


Figura 17. Cromatograma de la muestra Pimiento-Pimiento Inoculado

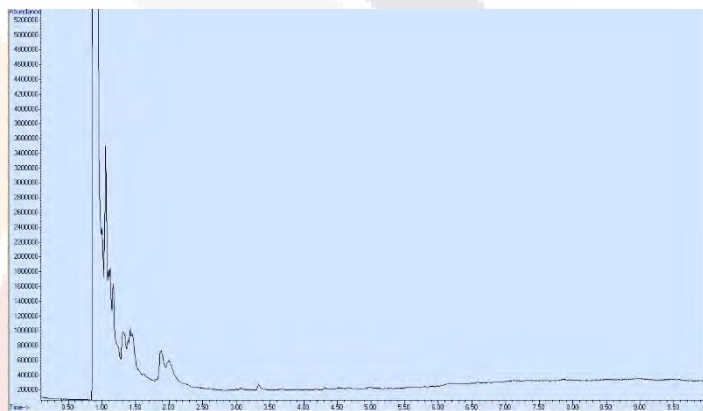


Figura 18. Cromatograma de la muestra Pimiento-Pasilla Inoculado

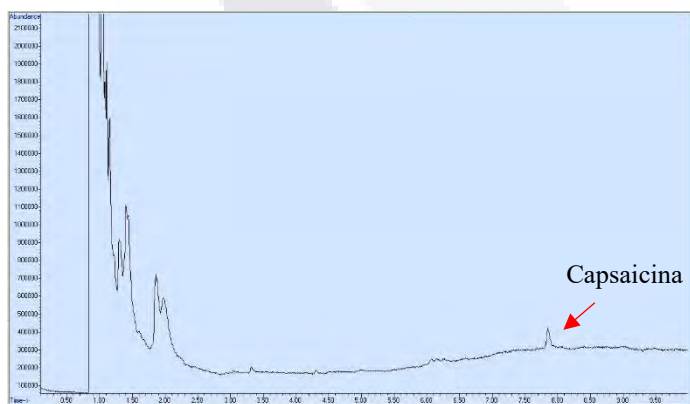


Figura 19. Cromatograma de la muestra Pimiento-CM334 Inoculado

Anexo V: ARTÍCULO PUBLICADO

HORTSCIENCE 58(6):591–599, 2023. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI17084-23>

Survival of Intervarietal Grafts of Sweet and Serrano Peppers (*Capsicum annuum* L.) on Pasilla 18M as a New Rootstock Against *Phytophthora capsici* Leo

Araceli Guadalupe Mendieta-Vázquez and Fidel Guevara-Lara
 Centro de Ciencias Básicas, Universidad Autónoma de Aguascalientes, Aguascalientes 20100, México

Sylvia Patricia Fernández-Pavía
 Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Michoacán 58880, México

Jorge Alejandro Torres-González, Jesús Martín Fuentos-Mendoza, Joaquín Sosa-Ramírez, and José de Jesús Luna-Ruiz
 Centro de Ciencias Agropecuarias, Universidad Autónoma de Aguascalientes, Aguascalientes 20100, México

Keywords. *Capsicum*, grafts, incidence, *Phytophthora capsici*, rootstock, severity, survival

Abstract. The genus *Capsicum* has been distinguished by its lack of compatible rootstocks with commercial cultivars to successfully protect against *Phytophthora capsici*. Criollo de Morelos 334 (CM334) has been used worldwide in crosses and as a rootstock to protect against *P. capsici*. However, novel sources of resistance to this pathogen, such as ‘Pasilla 18M’ have not yet been explored as rootstocks. A good rootstock should be highly compatible with the scion and also maintain the quality and/or provide a benefit to the grafted cultivar. Our objectives were 1) to evaluate grafting survival using ‘Pasilla 18M’ and CM334 as rootstocks of two susceptible commercial cultivars: Sweet Pepper California Wonder (CW) and Serrano Coloso; and 2) to evaluate the efficiency of ‘Pasilla 18M’ as rootstock against *P. capsici* using CM334 as a resistant control. Grafting survival was analyzed over 58 days after grafting in sets of 60 plants per varietal combination. Disease severity and incidence were recorded during 24 days after inoculation with *P. capsici* (DAI). Incidence was also evaluated at 54 and 84 DAL. A severity scale from 0 (healthy plant) to 4 (dead plant) was applied to evaluate root rot per plant. Incidence was recorded as the percent of diseased plants (severity >0). In contrast, intervarietal grafts remained almost free of infection (severity 0.14; incidence 0% to 4%). CM334 and ‘Pasilla 18M’ rootstocks are highly compatible with ‘Serrano Coloso’ and ‘Sweet Pepper CW’. ‘Pasilla 18M’ confers the same level of protection against *P. capsici* as CM334.

Chili pepper (*Capsicum annuum* L.) is one of the most important vegetables in the world; it is the most widely cultivated and popular spice (Duan et al. 2017; Kraft et al.

2014). Chili pepper domestication and diversification is well documented in Mexico (Aguilar-Rincón et al. 2010). The basic food basket of Mexicans includes chili pepper, which is consumed as a vegetable, food colorant, and medicine due to its bioactive compounds (Barchenger et al. 2018; Palma-Martínez et al. 2017). Thus, chili pepper is a high-value crop, contributing to economic benefits for producers (Barchenger et al. 2018).

Sweet and hot peppers present variable degrees of susceptibility to soilborne pathogens such as *Phytophthora capsici*, *Verticillium dahliae*, and *Meloidogyne* spp. (Ergun and Aktas 2018). *P. capsici* causes root rot, as well as stem, leaf, and fruit blight. *Phytophthora* root rot is associated with root browning and small root lesions that can

rapidly expand into surrounding tissues, killing the root (Barchenger et al. 2018) and limiting crop production. For this reason, *P. capsici* is considered the most devastating pathogen in the world for chili pepper production, causing losses from 10% to 100% (Sánchez-Chávez et al. 2015) and millions of dollars in annual losses (Bosland 2008; Richins et al. 2010).

Management practices to avoid or reduce the impact of *P. capsici* include control of irrigation, crop rotation, soil solarization, application of fungicides, and biological control with fungal and bacterial antagonists (Granke et al. 2012; Hausbeck and Lamour 2004; Ristaino 1991; Ristaino and Johnston 1999). In general, management strategies try to reduce losses associated with the pathogen. However, once *P. capsici* is established in the field, it is difficult to eradicate (Lamour et al. 2012). The strategies applied so far to control this pathogen have not been very effective (Barchenger et al. 2018).

The grafting technique is widely used in Cucurbitaceous and Solanaceous crops (King et al. 2010; Navarrete-Mapen et al. 2020; Osuna-Ávila et al. 2012). Grafting is used to increase vegetable production and resistance to soil abiotic stress such as heat and frost, salinity, drought, water lodging, heavy metals, and organic contaminants (Jang et al. 2012; King et al. 2010). Grafting has been efficient against soilborne pathogens and nematodes (Fallik and Ilic 2014; López-Marín et al. 2013). Commercial grafted cultivars take advantage of the resistance conferred by the rootstock (Navarrete-Mapen et al. 2020). Selected rootstocks provide excellent levels of tolerance in vegetables to devastating diseases caused by fungi, oomycetes, and bacteria such as *Didymella bryoniae*, *Fusarium*, *Monosporascus cannonballus*, *Verticillium*, *Phytophthora*, *Pseudomonas*, and nematodes (Lee et al. 2010).

Grafting of *Capsicum* spp. has been investigated for various purposes, such as grafting survival, grafting effects on phenology (Soltan et al. 2015), yield and quality of the fruits (Camposco-Montejo et al. 2018; Jang et al. 2013; Rouphael et al. 2010). In addition, grafting in peppers has been evaluated to avoid abiotic stress (Abidalrazzaq et al. 2021; Schwarz et al. 2010) and to prevent soil diseases caused by different pathogens (Duan et al. 2017; Jang et al. 2012; Navarrete-Mapen et al. 2020; Sánchez-Chávez et al. 2015).

Traditionally, the main rootstock used in *Capsicum* has been the *P. capsici*-resistant Criollo de Morelos CM334 (Osuna-Ávila et al. 2012; Sánchez-Chávez et al. 2015). The genetic resistance of CM334 against *P. capsici* has been used in pepper grafting experiments with satisfactory results (García-Rodríguez et al. 2010; Leal-Fernández et al. 2013; Pintado-López et al. 2017). However, more research is necessary to identify new *Capsicum* rootstocks, with resistance to *P. capsici* that are compatible with susceptible cultivars of high economic and market value.

Received for publication 17 Jan 2023. Accepted for publication 5 Mar 2023.

Published online 26 Apr 2023.

The first author was supported by a CONACyT doctoral scholarship number 616194.

To Comité Estatal Sistema Producto Chile de Aguascalientes (CEPROCHI) and Juan Martín Díaz Hernández for their support in the production of the experimental seedlings.

J.d.J.L.R. is the corresponding author. E-mail: jesus.luna@edu.uaa.mx.

This is an open access article distributed under the CC BY-NC-ND license (<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/>).

Few sources of resistance to biotic and abiotic stress have been reported in vegetable crops to serve as efficient rootstocks due to compatibility problems that result in weak or null compatibility (de Miguel et al. 2007; King et al. 2010). For example, de Miguel et al. (2007) and Kawaguchi et al. (2008) noted that *C. annuum* is only compatible with species of the same genus. However, compatibility of intergeneric grafting has been reported for *Capsicum* and *Solanum* (Ives et al. 2012). We recently obtained different degrees of grafting compatibility among different species and cultivars of *Capsicum* using cultivated and wild *Solanum* as a rootstock (34% with *Solanum tuberosum* and 24% with *S. cardio-phyllum* as rootstocks) (unpublished data).

The research and development of grafts in the genus *Capsicum* is an excellent alternative to protect and improve the performance of cultivars of commercial importance against soilborne infections. Currently, most commercial cultivars are susceptible to *P. capsici* (Barchenger et al. 2018; Hausbeck and Lamour 2004). Therefore, new resistant rootstocks are required to reduce root rot diseases (Abebe et al. 2016). Landraces are good potential sources of resistance against *P. capsici* (Palma-Martínez et al. 2017), but grafting compatibility and level of protection of new rootstocks must be tested with different commercial cultivars.

Pepper landraces from Mexico could be used to develop cultivars and rootstocks against *P. capsici* (Retes-Manjarrez et al. 2020). Recently, new sources of resistance against *P. capsici* have been found in 14 landraces of Piquín, Manzano, Cola de Rata, Jalapeño, and Pasilla peppers (Retes-Manjarrez et al. 2020; Reyes-Tena et al. 2021). Specifically, different landraces of Pasilla are cultivated and consumed in Mexico. In north-central Mexico, they are commercialized and consumed dried to prepare typical dishes; they are also harvested and commercialized unripe, commonly known as Chilaca (Reyes-Tena et al. 2021). Commercial fields of Pasilla landraces showing severe infestations of root rot in Central Mexico are common every year during the rainy season. Single plant selection based on root rot field resistance have been practiced since 1995 by our research group to develop resistant Pasilla cultivars such as Pasilla 18M (Rodríguez-Moreno et al. 2004). Our breeding strategy confirms the genetic resistance of selected plants via controlled inoculations with different *P. capsici* isolates from Mexico (Reyes-Tena et al. 2021).

The objectives of the present study were 1) to evaluate grafting survival using 'Pasilla 18M' and CM334 as rootstocks of two susceptible commercial cultivars: Sweet Pepper CW and Serrano Coloso; and 2) to evaluate the efficiency of 'Pasilla 18M' as rootstock against *P. capsici*.

Materials and Methods

Scions and rootstocks

Four chili pepper cultivars (*C. annuum*) were used: Serrano Coloso and Sweet Pepper

CW as scions of high commercial value, but susceptible to *P. capsici*; and two *P. capsici*-resistant rootstocks: Pasilla 18M, and CM334 as a resistant control.

Seedling production

Five hundred seeds per cultivar were treated with fungicide (Quintozeno + Thiram; 1.2 g/100 mL of distilled water). The planting was carried out on 26 Jan 2021 at the facilities of the Comité Estatal Sistema Producto Chile de Aguascalientes (CEPROCH) in Rincón de Romos, Aguascalientes, México. Seeds of scions and rootstocks were sown in previously disinfected 338-cell polystyrene trays with peatmoss (Kekkila[®], Vantaa, Finland). After sowing, the trays were covered with vermiculite, watered, wrapped, and incubated for 10 d in a germination chamber at 20 to 22 °C and 70% relative humidity. When the first emergences were observed, the trays were spread out on tables in the greenhouse, and 42 d after sowing (DAS), 240 seedlings per cultivar were transplanted into 60-cell forest trays with peatmoss. The seedlings received the nutrition program for chili pepper seedlings, preestablished by CEPROCH (0.5 g/L of NPK 12-43-12, 3rd week 1 g/L of NPK 12-43-12 + 0.5 g/L of NPK 19-19-19, from the 4th to 7th week 2 g of NPK 19-19-19). At 45 DAS, seedlings were transferred to a greenhouse of the Centro de Ciencias Agropecuarias of the Universidad Autónoma de Aguascalientes in Jesús María, Mexico.

Grafting process

The grafting process was done 46 DAS and the splicing method was used. During the process, water was sprayed on the plants to keep them turgid. The stem of the rootstock was bevel-cut at ~45° above the cotyledons; a silicone clamp was placed at the end of the cut stem. The aerial part of the commercial cultivar was cut in a bevel at the same angle and diameter as the rootstock stem; the scion was inserted into the clamp already placed on the rootstock, so that the two cut areas were placed in contact. The cotyledons were removed when abundant callus formation was observed in the graft union area.

Intervarietal grafts and controls

Four intervarietaI graft combinations were used: 'Sweet Pepper'-'Pasilla 18M', 'Sweet Pepper'-CM334, 'Serrano'-'Pasilla 18M', and 'Serrano'-CM334. Autografts of each cultivar (Sweet Pepper-Sweet Pepper, Serrano-Serrano, Pasilla 18M-Pasilla 18M, and CM334-CM334) were included as controls, as well as ungrafted plants of each cultivar. A total of 12 bifactorial treatments were generated: four intervarietaI graft combinations + four autografts + four ungrafted cultivars. Each of the 12 treatments was represented by 60 plants, organized in four experimental units (four replications) of 15 plants each (Table 1).

All grafted plants and their controls were transferred and kept in a healing tunnel with temperatures between 22 and 28 °C, relative humidity between 70% and 90%, without direct sunlight. The maximum light intensity recorded in the tunnels (136 μmol·m⁻²·s⁻¹) was between 1200 and 1300 HR. All plants remained in the tunnels for 14 d with a humidification program of 2 to 4 h continuous every 1 to 2 h, giving a total of 12 to 15 h of humidification per day, until the start of acclimatization at 14 d after grafting (DAG).

Acclimatization and maintenance of intervarietaI grafts and controls

Acclimatization began 14 DAG and consisted of gradually uncovering the healing tunnels to ventilate the grafted and control plants and simultaneously lowering the hours of humidification daily until the plants were completely uncovered and independent of the healing tunnel. This process lasted 5 d (14 to 19 DAG). Starting at 20 DAG, all plants were maintained completely uncovered in the greenhouse with temperatures between 13 and 32 °C, and natural radiation of 230 μmol·m⁻²·s⁻¹. Once a week, a nutrient solution based on 1 g/L of NPK (18-18-18), and 0.5 g/L of microelements (Fe 6.25%, Zn 2.00%, Mn 2.00%, B 0.40%, Cu 0.15%, and Mo 0.05%) was applied.

Evaluation of grafting survival

Survival of grafts was recorded at 14, 21, 28, 35, 42, and 58 DAG by counting surviving plants (grafted, autografted, and ungrafted plants). The records were organized in a

Table 1. Organization of treatments.

Graft treatments	Varietal combinations	n ¹
Ungrafted	Serrano	4
	Sweet pepper	4
	Pasilla 18M	4
	CM334	4
Autografted	Serrano-Serrano	4
	Sweet Pepper-Sweet Pepper	4
	Pasilla 18M-Pasilla 18M	4
	CM334-CM334	4
	Serrano-Pasilla 18M	4
IntervarietaI grafted	Serrano-CM334	4
	Sweet Pepper-Pasilla 18M	4
	Sweet Pepper-CM334	4
	Sweet Pepper-CM334	4

¹ Each replication (experimental unit) was represented by 15 plants (a total of 60 plants per treatment).

database and the evolution of survival rates were calculated and analyzed by graft treatment.

Inoculation of intervarietal grafts and controls with *P. capsici*

Inoculum source. The *P. capsici* CPV-293 isolate with mating type A1 was used as a source of inoculum. This isolate was obtained from the Phytophthora collection of the Plant Pathology laboratory of Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, México. CPV-293 was isolated from a Poblano pepper commercial field in Yurécuaro, Michoacán. The virulence of isolate CPV-293 was also confirmed in Pasilla cultivars (unpublished).

Inoculum production and plant inoculation. *P. capsici* was grown in sterile petri plates with a V8-agar culture medium (250 mL of V8 juice, 2 g of calcium carbonate, 18 g of agar in 1 L of distilled water (Atlas 2010; Fernández-Pavía et al. 2020). Petri plates with *P. capsici* were incubated at 25 °C; when the mycelium covered the entire plate, eight 8 × 8-mm agar plugs were aseptically removed and transferred to new sterile petri plates with 15 mL of sterile-distilled water and subsequently incubated at room temperature under natural light with water changes every 24 h. All petri plates were checked daily under an optical microscope to verify the formation of sporangia.

When abundant sporangia were observed, release of zoospores was induced by thermal shock exposing the petri plates with sporangia to 4 °C for 30 min. The release of zoospores was verified under an optical microscope; when abundant zoospores were observed in the suspension, they were collected in a sterile Erlenmeyer flask. The concentration of zoospores per milliliter in the stock suspension was estimated with a Neubauer chamber, and the final inoculum was adjusted to 2000 zoospores/mL.

Inoculation of plants was performed in the greenhouse at 58 DAG. Before inoculation, all plants of the 12 varietal combinations (grafted, autografted, and ungrafted controls) were pre-flooded with water until saturation. Each plant received 5 mL of inoculum (10,000 zoospores) at the base of the stem. Excess water was removed 24 h after inoculation.

Response to *P. capsici*. The disease severity and incidence caused by *P. capsici* were recorded daily from 1 to 24 DAI. The incidence was also evaluated at 54 and 84 DAI. Disease severity per plant was scored based on a severity scale from 0 to 4 where 0 = healthy plant; 1 = slight loss of leaf turgor; 2 = advanced loss of leaf turgor and/or fall of mature leaves; 3 = severe loss of turgor in young and mature leaves, defoliation, visible necrosis at stem base; 4 = wilting and general defoliation, advanced necrosis at the base of the stem. The incidence of the disease per varietal combination was based on the number of diseased plants (severity > 0) and expressed as percent of diseased plants. Disease progression was analyzed for each of the 12 varietal combinations using the area under the disease progress curve (AUDPC):

Table 2. Grafting survival of the 12 varietal combinations at 58 d after grafting.

Graft treatments	Varietal combinations	n ^a	Survival (%) ^b	Min	Max
Ungrafted	Serrano	4	93.00 ± 4.73 ab ^c	80	100
	Sweet Pepper	4	100.00 ± 0 a	100	100
	Pasilla 18M	4	100.00 ± 0 a	100	100
	CM334	4	98.25 ± 1.75 a	93	100
Autografted	Serrano-Serrano	4	74.50 ± 8.76 b	60	100
	Sweet Pepper-Sweet Pepper	4	79.75 ± 6.77 ab	62	93
	Pasilla 18M-Pasilla 18M	4	90.75 ± 3.61 ab	85	100
	CM334-CM334	4	88.75 ± 4.97 ab	77	100
Intervarietal grafted	Serrano-Pasilla 18M	4	89.25 ± 1.93 ab	85	93
	Serrano-CM334	4	89.00 ± 7.34 ab	69	100
	Sweet pepper-Pasilla 18M	4	94.25 ± 1.93 ab	92	100
	Sweet pepper-CM334	4	87.00 ± 3.83 ab	77	93

^a Number of replications (15 plants per replication, i.e., 60 plants per varietal combination).

^b Mean survival ± SE.

^c Means with the same letter are not statistically different according to Tukey's test (α = 0.05).

$$AUDPC = \sum_i \frac{Y_i + Y_{i+1}}{2} * (t_{i+1} - t_i),$$

where Y_i = intensity of the disease on day i (registration of severity or incidence on day i), t_i = evaluation period in days after inoculation.

Statistical analysis. The complete experiment included three factors with different levels per factor: cultivars (Serrano Coloso, Sweet Pepper CW, Pasilla 18M, CM334); graft treatments (intervarietal grafts, autografts, ungrafted plants); and exposure to *P. capsici* (inoculated, uninoculated). The three factors and their levels (four cultivars × three graft treatments × two inoculation levels) generated a total of 24 combined treatments (12 inoculated and 12 uninoculated varietal combinations). Graft survival, severity, and incidence data were registered upon inoculation with *P. capsici*. All data were analyzed with Statistica StatSoft 8.0. The survival rate of intervarietal grafts, autografts and ungrafted plants and severity of the disease caused by *P. capsici* were analyzed by analysis of variance (ANOVA) and Tukey's test at 0.05 significance. The AUDPC was used to compare the evolution of the disease among intervarietal grafts, autografts, and ungrafted plants.

Results

Grafting survival. The results of the factorial ANOVA for grafting survival of the 12 varietal combinations at 14, 21, 28, 35, 42,

and 58 DAG showed highly significant differences ($P < 0.01$) for the simple effects of varietal combinations and DAG, but the interaction between varietal combination and DAG was not significant ($P = 0.9806$). The absence of interaction indicates that the evolution of survival at different DAG was similar among the 12 varietal combinations. In general, the survival of intervarietal grafts remained above 90% up to 58 DAG, surpassing the survival of autografted plants.

Survival of the 12 varietal combinations at 58 DAG is summarized in Table 2. Even when the ANOVA showed significant differences ($P = 0.0117$) among the 12 varietal combinations, Tukey's test at 58 DAG indicates that, except for the 'Serrano'-'Serrano' autograft (75% survival), there were no significant differences among 11 of the 12 varietal combinations. Survival among these 11 combinations fluctuated from 80% in the Sweet Pepper-Sweet pepper autograft through 100% in the ungrafted Sweet Pepper and Pasilla 18M cultivars.

The intervarietal grafts reached survival rates at 58 DAG close to 90% (from 87% in 'Sweet pepper'-CM334 to 94% in 'Sweet Pepper'-'Pasilla 18M') (Table 2). The partial ANOVA of intervarietal grafts did not detect significant differences ($P = 0.6883$) for this subgroup, which indicates similar graft-taking efficiency of Pasilla 18M and CM334 rootstocks with susceptible commercial cultivars Serrano Coloso and Sweet Pepper CW.



Fig. 1. Grafting survival of the varietal combinations at 21 and 58 d after grafting (DAG). (A) Intervarietal grafts, (B) autografts, and (C) ungrafted plants at 21 DAG. (D) Scion-rootstock compatibility at 21 DAG. (E) Intervarietal grafts, autografts, and ungrafted plants at 58 DAG. (F) Scion-rootstock compatibility at 58 DAG.

According to the survival results, the CM334 and Pasilla 18M rootstocks are highly compatible with the commercial cultivars Serrano Coloso and Sweet Pepper CW (Fig. 1).

Graft response to inoculation with *P. capsici*. The response of the 12 varietal combinations to *P. capsici* was evaluated based on disease severity and incidence (Table 3).

Disease severity. The factorial ANOVA for severity detected highly significant differences ($P < 0.01$) among the 12 varietal combinations and among DAI. Likewise, the interaction between varietal combination and DAI was also highly significant ($P < 0.01$), indicating that the severity caused by *P. capsici* over 24 DAI evolved differently among the varietal combinations.

The two commercial ungrafted cultivars (Sweet Pepper CW and Serrano Coloso) and their autografts (Sweet Pepper-Sweet Pepper and Serrano-Serrano) showed symptoms at 6 DAI (Fig. 2A, 2B). The mean severity reached at 24 DAI was 3.3 in ungrafted and autografted 'Sweet Pepper', and 3.15 in ungrafted 'Serrano', whereas the 'Serrano' autograft reached a mean severity of 2.33 at 24 DAI, as shown in Table 3. The affected plants showed the typical symptoms caused by *P. capsici* (wilting and/or loss of turgor in the leaves, necrosis at the base of the stem, and defoliation) (Fig. 2C, 2D). All ungrafted and autografted plants of 'Sweet Pepper' and 'Serrano' that presented symptoms eventually died within 1 week after the first symptoms appeared (Fig. 3A).

The two rootstocks (CM334 and 'Pasilla 18M') and their autografts (CM334-CM334 and 'Pasilla 18M'-'Pasilla 18M') did not present symptoms (except for one ungrafted plant of 'Pasilla 18M'). Therefore, the mean severity was maintained close to zero at 24 DAI, reaffirming their resistance to *P. capsici* isolate CPV-293.

'Sweet Pepper'-CM334 and 'Serrano'-CM334 interactions presented a mean severity of 0.14 at 24 DAI, whereas the 'Sweet Pepper'-'Pasilla 18M' and 'Serrano'-'Pasilla 18M' grafts remained at zero severity during the 24 DAI (Table 3), confirming that resistance of intervarietal grafts is conferred by the rootstocks (Fig. 2E, 2F). Table 3 shows the mean severity achieved at 24 DAI by the 12 varietal combinations grouped according to graft treatment. Tukey's test groups with letter "a" eight varietal combinations with mean severity ≤ 0.15 . This group of resistance to *P. capsici* isolate CPV-293 consists of the four intervarietal grafts together with the two ungrafted and autografted rootstocks. The three varietal combinations most severely affected by *P. capsici* (severity > 3) form group "c" (ungrafted and autografted 'Sweet Pepper' and ungrafted 'Serrano'). The 'Serrano'-'Serrano' autograft (letter b) reached a mean severity of 2.33.

The severity results at 24 DAI clearly show that the two rootstocks 'Pasilla 18M' and CM334 conferred the same protection to the susceptible cultivars (Sweet Pepper and Serrano) against *P. capsici*. The intervarietal grafts remained healthy during the whole phenological cycle until fruit maturity.

Table 3. Mean severity at 24 d after inoculation with *Phytophthora capsici* (DAI) and % incidence at 24, 54, and 84 DAI of 12 varietal combinations.

Graft treatments	Varietal combination	N ¹	Mean severity (0-4)	% Incidence		
				24 DAI	54 DAI	84 DAI
Ungrafted	Serrano	27	3.15 bc ^a	85	89	89
	Sweet Pepper	30	3.27 c	83	100	100
	Pasilla 18M	30	0.13 a	3	3	3
	CM334	29	0.00 a	0	0	0
Autografted	Serrano-Serrano	24	2.33 b	58	96	96
	Sweet Pepper-Sweet Pepper	27	3.30 c	85	96	96
	Pasilla 18M-Pasilla 18M	29	0.00 a	0	0	0
	CM334-CM334	29	0.00 a	0	0	0
Intervarietal grafted	Serrano-Pasilla 18M	27	0.00 a	0	0	0
	Serrano-CM334	28	0.14 a	4	4	4
	Sweet pepper-Pasilla 18M	29	0.00 a	0	0	0
	Sweet pepper-CM334	28	0.14 a	4	4	4

¹ Number of inoculated plants per varietal combination.

^a Means with the same letter are not significantly different according to Tukey's test ($\alpha = 0.05$).

Disease incidence. Ungrafted and autografted commercial cultivars showed incidences from 19% to 33% at 6 DAI, reaching the maximum of 89% to 100% at 54 and 84 DAI

(Table 3, Fig. 3A). Conversely, the two rootstocks and their autografts showed disease incidences close to 0% from 1 to 84 DAI (Fig. 3B), reaffirming their resistance to

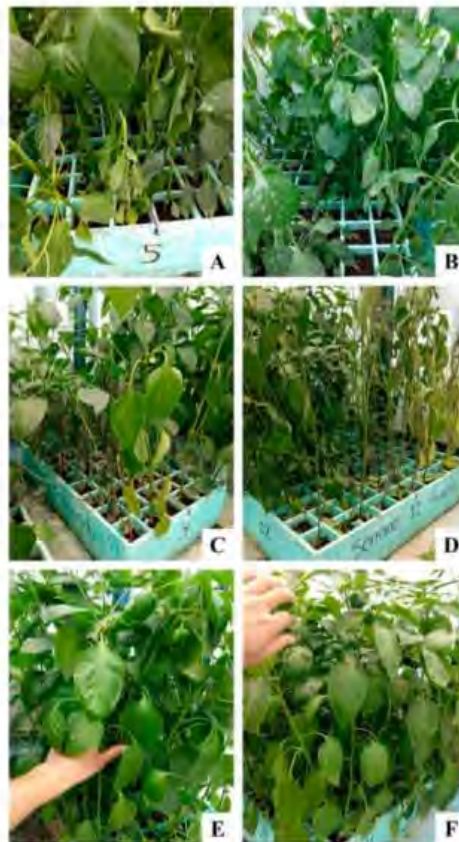


Fig. 2. Severity and incidence of *Phytophthora* root rot at 6 and 24 d after inoculation with *Phytophthora capsici* (DAI) (A and B) Evident symptoms of severity and incidence in autografted 'Sweet Pepper' and ungrafted 'Serrano' at 6 DAI (C and D) Advanced levels of severity and incidence at 24 DAI in autografted 'Sweet Pepper' and autografted 'Serrano' at 24 DAL (E and F) Intervarietal grafts with 'Pasilla 18M' and Criollo de Morelos 334 (CM334) rootstocks are free of *Phytophthora* root rot at 24 DAI.

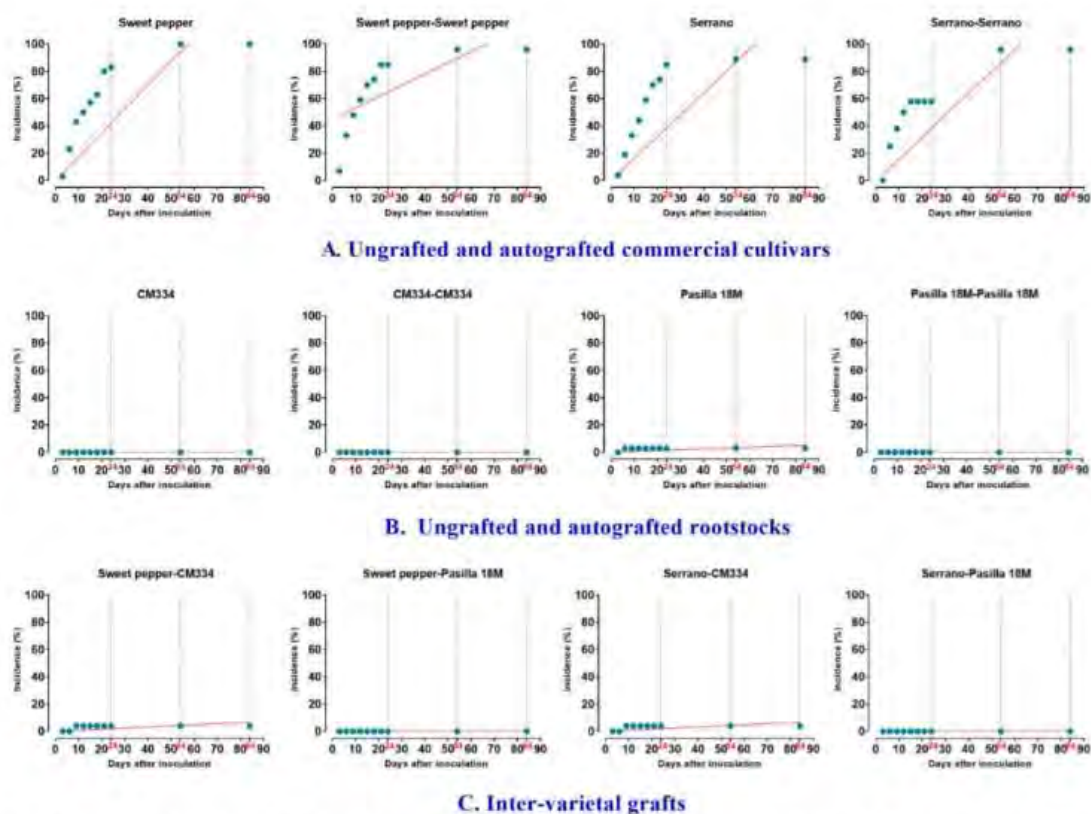


Fig. 3. Progress of % incidence of plants affected by *P. capsici* from 1 to 84 d after inoculation with *Phytophthora capsici* in the 12 varietal combinations.

P. capsici and showing a high degree of genetic purity for resistance to isolate CPV-293 in both rootstocks.

The intervarietal grafts with CM334 showed incidences lower than 4% from 1 to 84 DAI. Similarly, intervarietal grafts with 'Pasilla 18M' presented 0% incidence from 1 to 84 DAI (Fig. 3C). The incipient or near-zero disease incidence observed in the four intervarietal graft combinations was similar to the disease incidence observed in the two rootstocks.

The disease incidence observed at 84 DAI clearly demonstrates the excellent protection against *P. capsici* conferred to the susceptible cultivars (Sweet Pepper and Serrano) by the two resistant rootstocks (Pasilla 18M and CM334) (Table 3). The high level of protection conferred by these rootstocks during 84 DAI allowed virtually all grafted and inoculated plants of the susceptible Sweet Pepper and Serrano cultivars to set fruits and complete their commercial harvest cycle free of *Phytophthora* root rot.

The results clearly show the protection against *P. capsici* conferred to the susceptible cultivars by the two resistant rootstocks.

Area under the disease progress curve. The amount of disease accumulated during the 24 DAI of severity assessment and the 84

DAI of incidence in the 12 varietal combinations is shown in Fig. 4. The highest AUDPC severity and incidence values were obtained in ungrafted and autografted commercial cultivars (32.3 to 44.6 for severity, and 6138 to 6872 for incidence) as illustrated in Fig. 4A, 4B, 4D, and 4E. In contrast, the CM334 and Pasilla 18M rootstocks showed low AUDPC values (0 to 2.6 for severity and 0 to 265 for incidence) as shown in Fig. 4A, 4B, 4D, and 4E.

The AUDPC in intervarietal grafts with Pasilla 18M was null and almost null in grafts with CM334 as shown in Fig. 4C and 4F. The AUDPC values close to zero for severity and incidence observed in the intervarietal grafts reveal the excellent level of protection of these two rootstocks against the isolate CPV-293. Both rootstocks were shown to be resistant to *P. capsici* and highly compatible with the two commercial and susceptible cultivars Sweet Pepper CW and Serrano Coloso. Therefore, the efficiency of Pasilla 18M and CM334 against *P. capsici* is equivalent.

The results of the present study demonstrate that grafting is an excellent alternative to reduce problems caused by *P. capsici* in susceptible cultivars. This is the first report of Pasilla 18M used as a rootstock to protect susceptible cultivars against *P. capsici*.

Discussion

Survival to the grafting process. According to the results for grafting survival, CM334 and Pasilla 18M are excellent rootstocks for the susceptible cultivars Sweet Pepper CW, and Serrano Coloso, recognized for their commercial importance (Aguirre-Hernández and Muñoz-Ocoetero 2015) and for their high susceptibility to *P. capsici* (Pintado-López et al. 2017; Sánchez-Chávez et al. 2015).

All intervarietal grafts, as well as their autografted and ungrafted controls, had high and very similar survival rates. The Tukey's test showed no significant differences among the four intervarietal grafts, therefore it is concluded that both rootstocks are highly compatible with Serrano and Sweet pepper.

Our survival rates agreed with those obtained by Kawaguchi et al. (2008). They obtained 88% survival rates on homogeneous *Capsicum-Capsicum* grafts with the cultivar Long Red Cayenne. Jang et al. (2012) reported 80% survival in all plants grafted using five commercial rootstocks of *C. annuum* and nine breeding lines. Johkan et al. (2008) obtained 89% survival in 'Sweet Pepper' homografts using young tissue, but only 44% grafting survival with tissue in old stages due

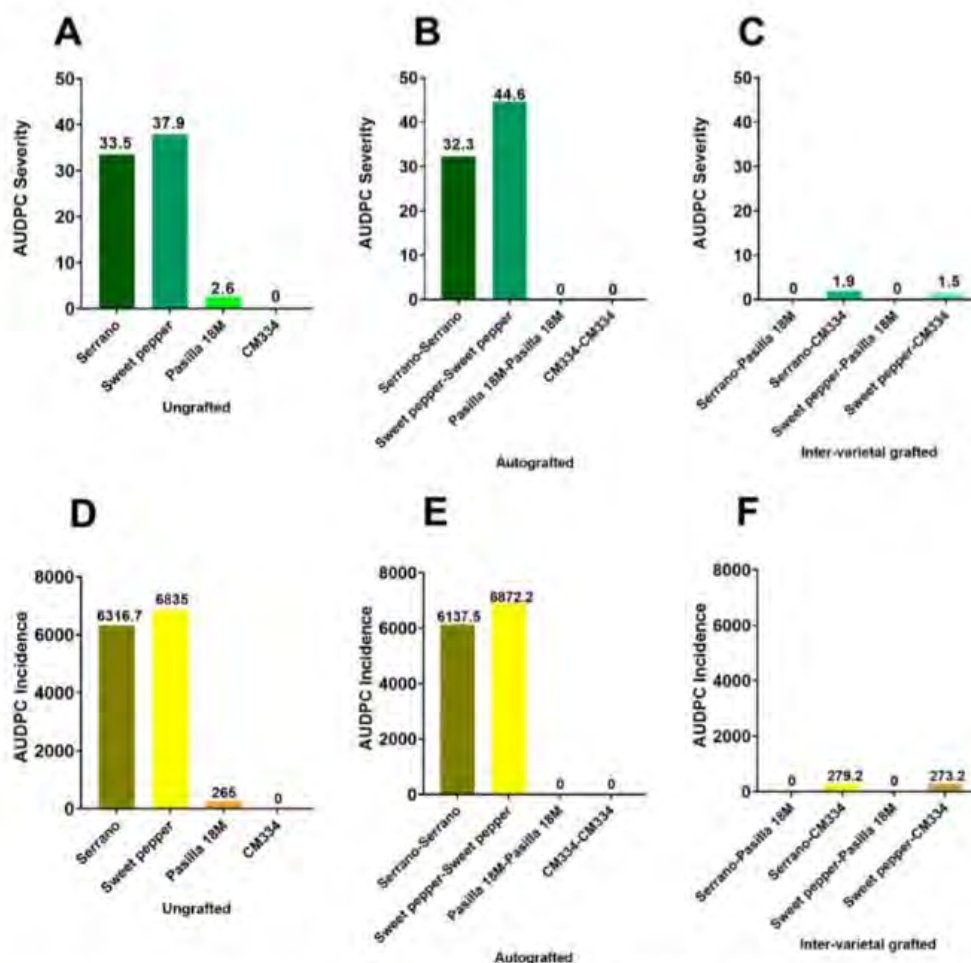


Fig. 4. Area under the disease progress curve (AUDPC) of the 12 combinations (intervarietal grafts and their controls). AUDPC based on disease severity from 1 to 24 d after inoculation with *Phytophthora capsici* (DAI) (A–C); AUDPC based on disease incidence from 1 to 84 DAI (D–F).

to poor cell differentiation and vascular connection caused by low callus formation. However, according to these authors, application of ascorbic acid (AA) improved graft survival to 100%, and 89% in young and old tissue, respectively because AA promotes callus formation.

In the present study, we obtained high grafting survival with no applications of AA or any other phytochemical. The successful assembly of grafting tissues could be explained by plant age and young tissue (46 DAS) of rootstocks and scion cultivars, in agreement with the findings of Johkan et al. (2008). Also, grafting success, according to Acosta-Muñoz (2005) and Lee (1994), is influenced by the high affinity and compatibility of the grafted species. Other factors that enhance grafting success are an environment with abundant oxygen, a temperature of 25 to

27 °C, relative humidity of 80% to 100% (Acosta-Muñoz 2005), and no direct sunlight (de Miguel et al. 2007). Variations in grafting survival among different investigations, however, could be due to the genotype of rootstock and scion, the grafting technique, type of grafting, as well as the skill of the grafter (Osuna-Ávila et al. 2012).

The compatibility of CM334 as rootstock has already been tested and demonstrated with Jalapeño, Chilaca, and Cayenne, with 90% grafting survival each (Osuna-Ávila et al. 2012). Grafting compatibility of CM334-‘Sweet Pepper Triple Star’ has also been tested (Leal-Fernández et al. 2013), but no grafting survival rates have been reported for CM334 with sweet pepper.

Grafting studies on *Capsicum* have been focused on different aspects—for example, to determine the effect of grafting on bioactive

compounds (Chávez-Mendoza et al. 2015); to evaluate agronomic performance of grafts (Ergun and Aktas 2018); to analyze the influence of grafting on fruit characteristics and quality (Jang et al. 2013); to evaluate heat stress and vegetative growth in grafts (López-Marín et al. 2013); to evaluate *Capsicum* grafts against Begomovirus (Navarrete-Mapen et al. 2020); to evaluate grafting effects on the genotype of subsequent generations (Tsalballa et al. 2013); and to evaluate rootstock genotypes under salt stress (Abidalrazzaq et al. 2021). The rate of survival to the grafting process has not been extensively reported; therefore, it is mandatory to determine the level of compatibility among different races and/or cultivars of *Capsicum*.

Here the choice of rootstocks was based on the utility or attribute they could confer to the scion and also because landrace populations of

pepper have not been sufficiently explored as new sources of genetic resistance to *P. capsici* (Retes-Manjarrez et al. 2020) or as rootstocks. CM334 has the highest known level of resistance to *P. capsici* (Lamour et al. 2012; Reyes-Tena et al. 2021; Sánchez-Chávez et al. 2015), therefore it has been used as a resistant rootstock to protect the scion against *P. capsici* (García-Rodríguez et al. 2010; Leal-Fernández et al. 2013; Osuna-Ávila et al. 2012; Pintado-López et al. 2017; Richins et al. 2010). On the contrary, 'Pasilla 18M' had not been previously tested as a rootstock. 'Pasilla' peppers have the potential to be used as novel sources of genetic resistance against local pathotypes of *P. capsici* (Reyes-Tena et al. 2021). In addition, we recently observed genetic incompatibility in crosses of 'Pasilla 18M' with 'Serrano Coloso' and 'Sweet Pepper CW'. Therefore, the value of 'Pasilla 18M' against *P. capsici* relies mostly as a rootstock.

'Pasilla 18M' is a breeding line originally selected in a commercial field of Pasilla landrace showing a severe infestation of Phytophthora root rot in Central Mexico (Rodríguez-Moreno et al. 2004). Single plant selection was based on root rot field resistance, followed by single plant selection of resistant plants after controlled inoculation with different *P. capsici* isolates from north-central Mexico (Rodríguez-Moreno et al. 2004). In this sense, the use of cultivars as rootstocks with genetic resistance to *P. capsici* is an effective alternative to avoid problems to cross transferring genetic resistance to susceptible cultivars (García-Rodríguez et al. 2010). The tolerance of Pasilla landraces from north-central Mexico to different isolates of *P. capsici* has been recently published (Reyes-Tena et al. 2021), confirming that Pasilla landraces could be used in pepper breeding programs as new sources of genetic tolerance and resistance against *P. capsici*. This is the first research that investigates the use of 'Pasilla 18M' as rootstock to test grafting compatibility and protection against *P. capsici* with commercially important cultivars of Sweet Pepper and Serrano.

Also, the efficacy against *P. capsici* of both rootstocks has been revealed, as well as their excellent grafting compatibility with 'Serrano Coloso' and 'Sweet Pepper CW'.

Grafting response to *P. capsici*. More than 89% incidence was observed at 84 DAI in ungrafted and autografted plants of 'Sweet Pepper' and 'Serrano'. On the contrary, ungrafted, and autografted 'Pasilla 18M' and CM334 showed practically no disease at 84 DAI. Similar results were obtained in intervarietal grafts, with 0% incidences in 'Serrano'-'Pasilla 18M' and 'Sweet Pepper'-'Pasilla 18M', and 4% incidence in 'Serrano'-CM334 and 'Sweet Pepper'-CM334 at 84 DAI; therefore, it is evident that 'Sweet Pepper' and 'Serrano' were protected against *P. capsici* by the two resistant rootstocks. These results are similar to those from previous reports with CM334 as a rootstock. Pintado-López et al. (2017) obtained 0% incidence in 'Serrano'-CM334 grafts after inoculation with *P. capsici*, and 100% incidence in ungrafted Serrano plants, which died from the disease caused by *P.*

capsici. García-Rodríguez et al. (2010) observed 0% incidence and null severity in 'Ancho Rebelde'-CM334 grafts, inoculated with *P. capsici*, compared with ungrafted 'Ancho' plants, which died 15 DAL.

The typical symptoms of severity by Phytophthora root rot were observed by Jang et al. (2012) in grafts with *C. annuum*, such as stem necrosis, loss of turgor in leaves, defoliation, general wilting, and plant death. In the present study, the highest severities were reached in the autografted and ungrafted plants of 'Sweet Pepper CW' and 'Serrano Coloso'. On the contrary, autografts and ungrafted plants of CM334 had null severity, thus grafts with CM334 as a rootstock had almost null severity. Similar results were obtained in 'Pasilla 18M', and the corresponding grafts with 'Pasilla 18M' as rootstock. It is evident that both rootstocks prevented the spread of infection.

Two factors in the present study clearly explain disease severity and incidence: DAI and variety combination. Pintado-López et al. (2017) reported that the disease caused by *P. capsici* began at 17 DAI in ungrafted Serrano plants inoculated with 300,000 zoospores/plant. In the present investigation using 10,000 zoospores/plant, the first symptoms were detected at 3 DAI in 'Serrano' and 'Sweet Pepper', whereas at 6 to 7 DAI, the disease was already evident in most plants of both cultivars, which presented a gradual and rapid increase of incidence and severity. All infected plants of these two commercial cultivars eventually died in less than 10 d after the first symptoms. On the contrary, the intervarietal grafts of 'Serrano'-'CM334' reported by Pintado-López et al. (2017) showed null severity and 0% incidence after inoculation with *P. capsici*. We obtained similar results with intervarietal grafts of 'Serrano' and 'Sweet Pepper' on CM334 and 'Pasilla 18M' rootstocks.

The AUDPC also exhibited the highest incidence and severity of *P. capsici* in the commercial and susceptible cultivars Serrano and Sweet Pepper, compared with the lowest values of AUDPC in the Pasilla 18M and CM334 resistant rootstocks. The AUDPC values were null or almost null in intervarietal grafts. The resistance to *P. capsici* observed in the grafts is attributed to the rootstocks, which completely suppressed the infection by *P. capsici*. The AUDPC was reduced in grafted plants of watermelon exposed to *Verticillium* (Wimer et al. 2015) and in grafts of habanero pepper (*C. chinense*) with rootstocks of *C. annuum* var. *glabrusculum* exposed to Begomovirus (Navarrete-Mapen et al. 2020). It is important to mention that the AUDPC is an epidemiology instrument to compare rates of disease progress over time, based on incidence and severity (Soto-Rojas et al. 2009).

No commercial chili pepper cultivars with genetic resistance to *P. capsici* are currently available (Glosier et al. 2008). Therefore, the search of resistant rootstocks is a priority to expand the protection of susceptible commercial cultivars to the oomycete (Jang et al. 2012).

García-Rodríguez et al. (2010) determined that the hybrids of 'Sweet Pepper Tresor', 'Atlante', AR-96030, and AR-96058 are not a source of resistance to *P. capsici*. These hybrids had 100% disease incidence when exposed to the pathogen, compared with CM334 plants that showed 1% disease incidence. Likewise, Sánchez-Chávez et al. (2015) tested the commercial 'Sweet Pepper Terrano' as a rootstock of two sweet pepper cultivars (Fascinato and Janette). 'Fascinato'-'Terrano' and 'Janette'-'Terrano' grafts presented mortalities of 32% and 36% respectively, whereas the ungrafted cultivars of Fascinato and Janette reached 57% and 53% mortality. Therefore, 'Terrano' as a rootstock decreased the disease incidence of *P. capsici*. In our results, 'Pasilla 18M', which is also of commercial importance in central Mexico, proved to be highly efficient as a rootstock in protecting 'Sweet Pepper CW' and 'Serrano Coloso'; both intervarietal grafts with Pasilla 18M showed 0% disease incidence and 0 severity.

Although grafting in chili peppers (*Capsicum* spp.) has not been as widely explored as in other vegetables (López-Marín et al. 2013), this technology should be considered as an alternative to chemical control (Granke et al. 2012; Lamour et al. 2012). Therefore, it is imperative to continue with the search of new rootstocks with resistance not only to *P. capsici* but also to other biotic and abiotic factors causing important and recurrent crop losses. A good rootstock must have resistance attributes and good compatibility with susceptible cultivars (García-Rodríguez et al. 2010; Gisbert et al. 2011; Lee and Oda 2010).

Although many of the Mexican chili pepper types or races that are resistant or tolerant to *P. capsici* can be considered as a source of germplasm (Palma-Martínez et al. 2017; Retes-Manjarrez et al. 2020; Reyes-Tena et al. 2021), not all of them can be used as rootstocks of susceptible cultivars to *P. capsici*. As demonstrated in the investigations by García-Rodríguez et al. (2010) and Sánchez-Chávez et al. (2015), rootstocks can confer certain resistance to the pathogen and reduce incidence and severity rates, but there may be better rootstocks that reduce the percentage of damage, such as CM334. In the present investigation, a new rootstock is proposed, 'Pasilla 18M', based on 0% disease incidence and 0 severity in intervarietal grafts with susceptible Sweet Pepper CW and Serrano Coloso cultivars.

Conclusions

Intervarietal grafts with 'Pasilla 18M' and CM334 rootstocks had more than 90% grafting survival. 'Pasilla 18M' and CM334 are good rootstocks for control of *P. capsici*. Therefore, 'Pasilla 18M' can be used as a new source of resistance against the Mexican isolate CPV-293 of *P. capsici*.

References Cited

Abebe AM, Wai KPP, Siddique MI, Mo H-S, Yoo HJ, Jegal Y, Byeon S-E, Jang K-S, Jeon S-G, Hwang J-E, Kim B-S. 2016. Evaluation of phytophthora root rot- and bacterial wilt-resistant inbred lines and their crosses for use as rootstocks in pepper (*Capsicum annuum* L.). *Hortic Environ Biotechnol*. 57(6):6. <https://doi.org/10.1007/s13580-016-0050-8>.

Abidalrazzaq O, Yetisir H, Ulas F, Ulas A. 2021. Enhancing salt stress tolerance of different pepper (*Capsicum annuum* L.) inbred line genotypes by rootstock with vigorous root system. *Gesunde Pflanzen*. 73(3):375-389. <https://doi.org/10.1007/s10343-021-00564-4>.

Acosta-Muñoz AA. 2005. La técnica del injerto en plantas hortícolas. *Horticultura Internacional*. 1:62-65.

Aguilar-Rincón V, Torres T, López P, Latournerie L, Meraz M, Villalón-Mendoza H, Castillo J. 2010. Los chiles de México y su distribución. SINAREFI, Colegio de Postgraduados, INIFAP, ITCONAL, UANL, UAN.

Agüire-Hernández E, Muñoz-Ocotero V. 2015. El chile como alimento. *Revista Ciencia*. 66(3), Art. 3.

Atlas R. 2010. Handbook of microbiological media. (4th ed.). CRC Press, Boca Raton, FL, USA. <https://doi.org/10.1201/EBK1439804063>.

Barchenger DW, Lamour KH, Bosland PW. 2018. Challenges and strategies for breeding resistance in *Capsicum annuum* to the multifarious pathogen, *Phytophthora capsici*. *Front Plant Sci*. 9:628. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.00628>.

Bosland PW. 2008. Think global, breed local: Specificity and complexity of *Phytophthora capsici*. In Proceedings of the 19th International Pepper Conference, Atlantic City, NJ, USA.

Camposco-Montejo N, Robledo-Torres V, Ramírez-Godina F, Mendoza-Villalaz R, Pérez-Rodríguez M, Cabrea-de la Fuente M. 2018. Response of bell pepper to rootstock and greenhouse cultivation in coconut fiber or soil. *Agronomy (Basel)*. 8(7):11. <https://doi.org/10.3390/agronomy8070111>.

Chávez-Mendoza C, Sánchez E, Muñoz-Marquez E, Sida-Arreola JP, Flores-Cordova MA. 2015. Bioactive compounds and antioxidant activity in different grafted varieties of bell pepper. *Antioxidants (Basel, Switzerland)*. 4(2):427-446. <https://doi.org/10.3390/antiox4020427>.

de Miguel A, de la Torre F, Baixauli C, Maroto J.V., Jordá M.C., López M.M., García-Jiménez J. 2007. Injerto de hortalizas. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación and Fundación Ruralcaja, Valencia, Spain.

Duan X, Bi HG, Li T, Wu GX, Li QM, Ai XZ. 2017. Root characteristics of grafted peppers and their resistance to *Fusarium solani*. *Biol Plant*. 61:579-586. <https://doi.org/10.1007/s10535-016-0677-4>.

Ergun V, Aktas H. 2018. Effect of grafting on yield and fruit quality of pepper (*Capsicum annuum* L.) grown under open field conditions. *Scientific Papers. Series B. Horticulture*. 62:4.

Fallik E, Ilie Z. 2014. Grafted vegetables—the influence of rootstock and scion on postharvest quality. *Folia Hortic*. 26(2):79-90. <https://doi.org/10.2478/fhort-2014-0008>.

Fernández-Pavía SP, Díaz-Celaya M, Rodríguez-Alvarado G, Gómez-Durantes N, Abad G, Félix-Gastelum R, Ochoa-Ascencio A, Garay-Serrano E, Mondragón-Flores A, Soto-Placarte A, Grünwald NJ, Santillán-Mendoza R. 2020. Manual de laboratorio de phytophthora (Vol. 1-100). Imagen Comunicación S. de R.L. de C.V. Sociedad Mexicana de Fitopatología, Chapingo, México.

García-Rodríguez R, Chiquito-Almanza E, Loeza-Lara D, Godoy-Hernández H, Villordo Pineda E, Pons-Hernández L, González-Chavira M, Anaya-López A-L. 2010. Producción de chile ancho injertado sobre criollo de Morelos 334 para el control de *Phytophthora capsici*. *Agrociencia*. 44:701-709.

Gisbert C, Prohens J, Raigón M, Stommel J, Nuez F. 2011. Eggplant relatives as sources of variation for developing new rootstocks: Effects of grafting on eggplant yield and fruit apparent quality and composition. *Sci Horticulturae*. 128:14-22. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.12.007>.

Glosier B, Ogundwin E, Sidhu G, Sischo D, Prince J. 2008. A differential series of pepper (*Capsicum annuum*) lines delineates fourteen physiological races of *Phytophthora capsici*. *Euphytica*. 162:23-30. <https://doi.org/10.1007/s10681-007-9532-1>.

Granke LL, Quesada-Ocampo L, Lamour K, Hausbeck MK. 2012. Advances in research on *Phytophthora capsici* on vegetable crops in the United States. *Plant Dis*. 96(11):1588-1600. <https://doi.org/10.1094/PDIS-02-12-0211-FE>.

Hausbeck MK, Lamour KH. 2004. *Phytophthora capsici* on vegetable crops: Research progress and management challenges. *Plant Dis*. 88(12):1292-1303. <https://doi.org/10.1094/PDIS.2004.88.12.1292>.

Ives L, Brathwaite R, Barclay G, Isaac WA, Bowen-O'Connor C. 2012. Graft compatibility of scotch bonnet (*Capsicum chinense* Jacq) with selected salt-tolerant solanaceous. *J Agric Sci Technol*. 2:81-92.

Jang Y, Moon J-H, Lee J-W, Lee S-G, Kim S-Y, Chun C. 2013. Effects of Different rootstocks on fruit quality of grafted pepper (*Capsicum annuum* L.). *Kor. J. Hort. Sci. Technol*. 31(6):687-699. <https://doi.org/10.7235/hort.2013.13.047>.

Jang Y, Yang E, Cho M, Um Y, Ko K, Chun C. 2012. Effect of grafting on growth and incidence of phytophthora blight and bacterial wilt of pepper (*Capsicum annuum* L.). *Hortic Environ Biotechnol*. 53(1):9-19. <https://doi.org/10.1007/s13580-012-0074-7>.

Johkan M, Oda M, Mori G. 2008. Ascorbic acid promotes graft-take in sweet pepper plants (*Capsicum annuum* L.). *Scientia Hort*. 116(4):343-347. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2008.02.004>.

Kawaguchi M, Tajiri A, Backhouse D, Oda M. 2008. Anatomy and physiology of graft incompatibility in solanaceous plants. *J Hort Sci Biotechnol*. 83(5):581-588. <https://doi.org/10.1080/14620316.2008.11512427>.

King SR, Davis AR, Zhang X, Crosby K. 2010. Genetics, breeding and selection of rootstocks for solanaceae and cucurbitaceae. *Scientia Hort*. 127(2):106-111. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.08.001>.

Kraft KH, Brown CH, Nabhan GP, Luedeling E, Luna Ruiz JJ, Coppens d'Ecckenbrugge G, Hijmans RJ, Gepts P. 2014. Multiple lines of evidence for the origin of domesticated chili pepper, *Capsicum annuum*, in Mexico. *Proc Natl Acad Sci USA*. 111(17):6165-6170. <https://doi.org/10.1073/pnas.1308933111>.

Lamour KH, Stam R, Jupe J, Huitema E. 2012. The oomycete broad-host-range pathogen *Phytophthora capsici*. *Mol Plant Pathol*. 13(4):329-337. <https://doi.org/10.1111/j.1364-3703.2011.00754.x>.

Leal-Fernández C, Godoy-Hernández H, Núñez-Colín CA, Anaya-López JL, Villalobos-Reyes S, Castellanos JZ. 2013. Morphological response and fruit yield of sweet pepper (*Capsicum annuum* L.) grafted onto different commercial rootstocks. *Biol Agric Hort*. 29(1):1-11. <https://doi.org/10.1080/01448765.2012.746063>.

Lee J-M. 1994. Cultivation of grafted vegetables I. Current status, grafting methods, and benefits. *HortScience*. 29(4):235-239. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.29.4.235>.

Lee J-M, Kubota C, Tsao SJ, Bie Z, Echevarría PH, Morra L, Oda M. 2010. Current status of vegetable grafting: Diffusion, grafting techniques, automation. *Scientia Hort*. 127(2):93-105. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.08.003>.

Lee J-M, Oda M. 2010. Grafting of herbaceous vegetable and ornamental crops, p 61-124. In: Janick J (ed), *Horticultural Reviews* (Vol. 28). John Wiley & Sons, New York, NY, USA. <https://doi.org/10.1002/9780470650851.ch2>.

López-Marín J, González A, Pérez-Alfocea F, Egea-Gilbert C, Fernández JA. 2013. Grafting is an efficient alternative to shading screens to alleviate thermal stress in greenhouse-grown sweet pepper. *Scientia Hort*. 149:39-46. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.02.034>.

Navarrete-Mapen RZ, Cristóbal-Alejo J, Ue-Virguez A, Reyes-Ramírez A, Tun-Suárez JM, Alvarado-López CJ. 2020. Graft response of *Capsicum chinense*-*Capsicum annuum* var. glaberrimum to begomovirus in field. *Revista Mexicana de Fitopatología. Rev Mex Fitopatol*. 38(2):2. <https://doi.org/10.18781/RMEX.FIT.2001-2>.

Osuna-Ávila P, Aguilar-Solis J, Fernández-Pavi S, Godoy-Hernández H, Corral-Díaz B, Flores-Marguez JP, Borrego Ponce A, Olivás E. 2012. Injertos en chiles tipo Cayene, jalapeño y chilaca en el noroeste de Chihuahua, México. *Rev Mex Cienc Agric*. 3(4):739-750. <https://doi.org/10.29312/remexca.v3i4.1427>.

Palma-Martínez E, Aguilar-Rincón VH, Corona-Torres T, Gómez-Rodríguez O. 2017. Resistencia a *Phytophthora capsici* Leo. en líneas de chile huacle (*Capsicum annuum* L.). *Rev Fito-tec Mex*. 40(3):3. <https://doi.org/10.35196/rfm.2017.3.359-363>.

Pintado-López LM, Guzmán-Plazola RA, Ayala-Escobar V, Aguilar-Rincón VH. 2017. Grafting on CM-334 controls serrano chili wilting caused by *Phytophthora capsici* and changes phenology but does not affect fruit yield. *J Phytopathol*. 165(7-8):494-499. <https://doi.org/10.1111/jph.12585>.

Retes-Manjarez JE, Rubio-Aragón WA, Márquez-Zuquera I, Cruz-Lachica I, García-Estrada RS, Sy O. 2020. Novel sources of resistance to *Phytophthora capsici* on pepper (*Capsicum* sp.) landraces from Mexico. *Plant Pathol J*. 36(6):600-607. <https://doi.org/10.5423/PPJ.OA.07.2020.0131>.

Reyes-Tena A, Rodríguez-Alvarado G, de Jesús Luna-Ruiz J, Arreola-Romero V, Arriaga-Solorio KL, Gómez-Dorantes N, Fernández-Pavía SP. 2021. Tolerance to virulence phenotypes of *Phytophthora capsici* in pashilla pepper cultivars. *HortScience*. 56(10):1239-1243. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI15998-21>.

Richins RD, Micheletto S, O'Connell MA. 2010. Gene expression profiles unique to chile (*Capsicum annuum* L.) resistant to *Phytophthora* root rot. *Plant Sci*. 178(2):192-201. <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2009.11.005>.

Risaino JB. 1991. Influence of rainfall, drip irrigation, and inoculum density on the development of phytophthora root and crown rot epidemics and yield in bell pepper. *Phytopathology*. 81:922-929. <https://doi.org/10.1094/Phyto-81-922>.

Risaino JB, Johnston SA. 1999. Ecologically based approaches to management of phytophthora blight on bell pepper. *Plant Dis*. 83(12):1080-1089. <https://doi.org/10.1094/PDIS.1999.83.12.1080>.

Rodríguez-Moreno VM, Luna-Ruiz J, de J, Valle-García P, Tiscareño-López M. 2004.

Caracterización patogénica y sexual de *Phytophthora capsici* Leonian y análisis de su distribución espacial en el centro-norte de México mediante un sistema de información geográfica. *Rev Mex Fitopatol.* 22(1):72–81.

Rouphael Y, Schwarz D, Krumbein A, Colla G. 2010. Impact of grafting on product quality of fruit vegetables. *Scientia Horti.* 127(2):2. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.09.001>.

Sánchez-Chávez E, Torres-González A, Flores-Córdova MA, Preciado-Rangel P, Márquez Quiroz C. 2015. Uso de portainjerto sobre el rendimiento, calidad del fruto y resistencia a *Phytophthora capsici* Leonian en pimiento morrón. *Nova Sci.* 7(15):15. <https://doi.org/10.21640/nov7i15.302>.

Schwarz D, Rouphael Y, Colla G, Venema JH. 2010. Grafting as a tool to improve tolerance of vegetables to abiotic stresses: Thermal stress, water stress and organic pollutants. *Scientia Horti.* 127(2):162–171. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.09.016>.

Soltan M, ElAidy F, Scheerens J, Kleinhenz M. 2015. Grafting, scion and rootstock effects on survival rate, vegetative growth and fruit yield of high tunnel-grown grafted pepper (*Capsicum annuum* L.) plants. *Adv Crop Sci Techn.* 5(5):312. <https://doi.org/10.4172/2329-8863.1000312>.

Soto-Rojas L, Bautista-Martínez N, Pérez-Pacheco R. 2009. Tópicos selectos de estadística aplicados a la fitosanidad. Colegio de Postgraduados, Montecillo, México.

Tsaballa A, Athanasiadis C, Pasentis K, Ganopoulos I, Nianiou-Obeidat I, Tsafaris A. 2013. Molecular studies of inheritable grafting induced changes in pepper (*Capsicum annuum*) fruit shape. *Scientia Horti.* 149:2–8. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.06.018>.

Wimer J, Inglis D, Miles C. 2015. Evaluating grafted watermelon for verticillium wilt severity, yield, and fruit quality in Washington state. *HortScience.* 50(9):1332–1337. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.50.9.1332>.