





INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL



Centro Interdisciplinario de Investigación  
para el Desarrollo Integral Regional Unidad  
Michoacán

**CARACTERIZACIÓN DE GENOTIPOS MEXICANOS DE JITOMATE  
(*Solanum lycopersicum* L): SU POTENCIAL COMO PORTAINJERTOS  
DE VARIEDADES COMERCIALES EN EL OCCIDENTE DE MÉXICO**

**Tesis:**

Que para obtener el grado de Maestro en Ciencias en Producción Agrícola  
Sustentable

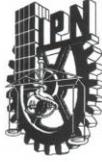
**Presenta:**

Rineaud NORD

**Directores de tesis:**

Dr. Hipolito Cortez Madrigal  
Dr. Eduardo Rodríguez Guzmán

Jiquilpan, Michoacán, México, agosto de 2017



**INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL**  
**SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO**  
*ACTA DE REVISIÓN DE TESIS*

En la Ciudad de Jiquilpan, Michoacán siendo las 12:00 horas del día 6 del mes de Julio del 2017 se reunieron los miembros de la Comisión Revisora de la Tesis, designada por el Colegio de Profesores de Estudios de Posgrado e Investigación de CIIDIR Unidad Michoacán para examinar la tesis titulada:

“Caracterización de genotipos mexicanos de jitomate (*Solanum lycopersicum L.*): su potencial como portainjertos de variedades comerciales en el occidente de México.”

Presentada por el alumno:

Nord		Rineaud
Apellido paterno	Apellido materno	Nombre

Con registro: 

B	1	5	1	3	5	9
---	---	---	---	---	---	---

aspirante de:

**Maestría en Ciencias en Producción Agrícola Sustentable**

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron **APROBAR LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

**LA COMISIÓN REVISORA**  
**Directores de tesis**

Dr. Hipólito Cortez Madrigal

Dr. Eduardo Rodríguez Guzmán

Dr. José Luis Montañez Soto

Dra. Dioselina Álvarez Bernal

Dr. Edgar Villar Luna

**Dra. Hortencia Gabriela Mena Violante.**  
**PRESIDENTE DEL COLEGIO DE PROFESORES.**





**INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL**  
**SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO**

**CARTA CESIÓN DE DERECHOS**

En la Ciudad de México, D.F. el día 11 del mes de Agosto del año 2017, el (la) que suscribe **RINEAUD NORD** alumno(a) del Programa de Maestría en **CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA SUSTENTABLE**, con número de registro **B151359**, adscrito(a) al **CIDIR-IPN-UNIDAD MICHOÁCAN**, manifiesto(a) que es el (la) autor(a) intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección del (de la, de los) **DR. HIPOLITO CORTEZ MADRIGAL Y DR. EDUARDO RODRÍGUEZ GUZMÁN** y cede los derechos del trabajo titulado **CARACTERIZACIÓN DE GENOTIPOS MEXICANOS DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L): SU POTENCIAL COMO PORTAINJERTOS DE VARIEDADES COMERCIALES EN EL OCCIDENTE DE MÉXICO**, al Instituto Politécnico Nacional para su difusión, con fines académicos y de investigación.

Los usuarios de la información no deben reproducir el contenido textual, gráficas o datos del trabajo sin el permiso expreso del (de la) autor(a) y/o director(es) del trabajo. Este puede ser obtenido escribiendo a las siguientes direcciones **hcortezm@ipn.mx**, **erguzman@cucba.udg.mx**, **rinolovejc@gmail.com**. Si el permiso se otorga, el usuario deberá dar el agradecimiento correspondiente y citar la fuente del mismo.



**Rineaud NORD**

Nombre y firma del alumno(a)

## AGRADECIMIENTOS

A Dios, Creador del Universo. Gracias por brindarme la oportunidad de alcanzar este logro, dándome el valor y fortaleza necesaria en cada momento para salir triunfante en mis proyectos.

A mis padres, Rigeaud Nord y Louisemene Philogene, gracias por señalarme el camino correcto, por acompañarme valientemente, por sus apoyos para realizar mi vida y mis estudios y gracias a mis padres, soy un profesional.

A mis Directores, Dr. Hipolito Cortez-Madrigal, Dr. Eduardo Rodríguez Guzmán, Dra. Dioselina Álvarez Bernal, Dr. José Luis Montañez Soto y Dr. Edgar Villar Luna. Gracias por las orientaciones en las dudas que tuve a lo largo de mi camino. Mi éxito final se lo debo a ustedes, quienes cargaron con una gran responsabilidad de llevar a buen término esta investigación. Que Dios les cuide en su camino. Gracias.

Al Decano de la Universidad ISA Dr. Rafael Amable Vásquez nunca le olvidare en mi corazón. Quizás sin usted Doctor, no hubiese podido cumplir mi sueño de ser lo que soy hoy. Su buen ejemplo de seriedad y honradez, trabajo y amor al prójimo los llevaré conmigo hasta el final de mi vida. Gracias por todo el apoyo y todo lo que usted hizo por mí.

A la Dra. María del Rocío Ramírez Jiménez y Dr. Hipolito Cortez Madrigal quienes estuvieron siempre presentes ofreciendo su respaldo y ánimo. A todo el cuerpo académico del CIIDIR-IPN unidad Michoacán quienes colaboraron activamente en la búsqueda de soluciones a las dificultades y sobre todo me dieron aliento, espacio y recursos para llevar adelante la tarea y concluirla.

Al Instituto Politécnico Nacional, quien por medio del Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional CIIDIR-IPN me brindaron la oportunidad de realizar mis estudios de Maestría. Agradezco también al Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias CUCBA U. de G. por su valioso apoyo y amistad durante la estancia de investigación realizada en sus instalaciones.

A CONACyT (Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología), a la fundación Heinrich Böll Stiftung y al Programa de Becas de Estímulo de Formación de Investigadores (BEIFI) por su apoyo financiero que me brindaron durante todo el transcurso de mis estudios en el CIIDIR-IPN Unidad Michoacán.

A María de Jesús Andrade Sánchez, por su apoyo, comprensión, paciencia, amor, entrega y valiosos consejos a lo largo de mi estudio.

A José Antonio Ceja, por su apoyo técnico brindado a lo largo de programa de Maestría.

## DEDICATORIA

- A Dios, porque siempre ha estado a mi lado, por haberme permitido pasar pruebas difíciles en el transcurso de mi vida, porque me dio vida y salud para salir victorioso al final de mi carrera. Hoy lleno de gozo y alegría, te doy gracias, por haberme dado la vida y la iluminación necesaria para llevar a feliz término este trabajo.
- A los Profesores, especialmente a Dr. Hipolito Cortez Madrigal, Dr. José Venegas González, Dra. María Valentina Angoa Pérez, Dra. Hortencia Gabriela Mena Violante, Dra. Dioselina Álvarez Bernal, Dra. Monserrat Vázquez Sánchez, Dr. Luis Arturo Ávila Meléndez, Dr. Luis Fernando Ceja Torres, José Luis Montañez Soto, M. en C. Carlos Escalera Gallardo, a todos ellos, gracias por prepararme para la vida poniendo sus conocimientos y experiencias al alcance de todos. Gracias a todos los profesores del CIIDIR-IPN, Unidad Michoacán.
- A mi madre, Louisemene Philogene y serás siempre muy especial en toda mi vida, orientadora y virtuosa, trabajadora incansable; organizaste mi vida y permaneciste siempre ayudándome y por tu apoyo emocional que sólo una madre puede darle a un hijo.
- A mi padre, Rigeaud Nord hombre de buena voluntad, compañero y amigo. Gracias por todos los consejos que me diste y por el apoyo incondicional.
- A mi abuela, Evanie, quien desde pequeño ha sido un gran ejemplo a seguir en mi vida de trabajo y honestidad, entre otros valores.
- A Oscar Giovanni Gutiérrez Cárdenas por su valioso apoyo brindado durante toda la Maestría, quien compartimos bastantes experiencias y trabajos, siendo un equipo de trabajo que sin duda alguna vamos a seguir trabajando y en constante comunicación. Gracias por todo su apoyo, que Dios te bendiga siempre.
- A mis hijas, Medje y Nurria que el Señor Jesús les proteja en sus caminos.
- A Don Cesar Cruz y apreciada Ana Leonor Diplan, por ser mí guía, mi ejemplo e inspiración, por sus enseñanzas y amor. Han sido mi inspiración y una bendición en mi vida. Muchas gracias.
- A mis directores, Hipolito Cortez Madrigal, Eduardo Rodríguez Guzmán, por ser los mejores directores del mundo, quienes me brindaron su apoyo, comprensión y cariño, sus valiosos conocimientos y experiencia profesional, por animarme y alentarme en cada una de las fases de la investigación. Que Dios les proteja siempre.

A la familia Andrade, especialmente a Luz del Carmen Sánchez Andrade, Adela Sánchez Andrade, Mary de Jesús Sánchez Andrade, Luz Cristal, que me han acompañado y facilitado su apoyo, consejo y ánimo a lo largo de este proceso, sin ellas no hubiera sido posible lograr este objetivo. Muchas gracias.

A Ing. Manuel Pérez Cuevas, por su ayuda permanente, paciencia interminable y amor cotidiano. Gracias.

A mis hermanos (as), Ritude, Louisemithe, Anassoul, Ribenson. Por ser seres especiales en mi vida y compartir los momentos difíciles y agradables de la familia. Espero que al igual que yo, puedan lograr sus sueños.

A mis tías, especialmente a Carona, Charmante, Silmene, Jeanette, Trezimene. Gracias por todo su apoyo brindado para que los esfuerzos de mi familia alcanzaran sus objetivos.

A mis primo (as), especialmente Guppens, Lunda, Goodself, Lovely, Bernech, Nancie, Shelove, Sanes, Youdie, Nicodeme, Mackovens, Fabiene, Wisline, Madoche, Akim, Esaïe. Gracias por confiar en mí.

A mis compañeros de estudio, Oscar Giovanni Gutiérrez Cárdenas, Jennifer Viviana Hernández, Luis Yobani Gayosso Rosales, Yiruba Morales Ayala, Omar Flores Torres, Rodrigo Sánchez Sánchez, Laura Araceli Ramírez Rodríguez, Karina, Catarina, Martha Elena Arroyo Valdés, Janette Arroyo Valdés Nathalie Emilia Aguilera, Jesús Armando. Gracias por compartir con nosotros su diario vivir y por identificarse con las necesidades de cada compañero.

A mis amigos (as), Nadege Jean, Alejandra Vargas, Gavely Gerbier, Vincent Valdimir, Pierre Evans, Dlous, Oxcene, Audilene. Gracias por acompañarme siempre.

**Rineaud Nord**

# CONTENIDO

Tema	Página
ÍNDICE DE CUADROS .....	iv
ÍNDICE DE FIGURAS .....	vi
RESUMEN .....	viii
ABSTRACT .....	x
1. INTRODUCCIÓN .....	1
1.1 HIPÓTESIS.....	5
1.2 OBJETIVOS .....	5
2. REVISION DE LITERATURA .....	6
2.1 El cultivo del jitomate ( <i>Solanum lycopersicum</i> L.).....	6
2.1.1 Importancia, origen y distribución.....	6
2.1.2 Clasificación taxonómica.....	7
2.1.3 Morfología.....	8
2.1.4 Parientes silvestres.....	10
2.1.5 Condiciones agroclimáticas.....	12
2.1.6 Métodos de plantación y manejo.....	12
2.1.7 Variedades, híbridos y genotipos de Jitomate.....	13
2.1.8 Manejo de plagas y enfermedades.....	15
2.2 Principales plagas y enfermedades del cultivo.....	19
2.2.1 Mosquita blanca ( <i>Bemisia tabaci</i> ).....	19
2.2.1.1 Síntomas y daño.....	19
2.2.1.2 Ciclo biológico.....	20
2.2.1.3 Estrategias de manejo.....	20
2.2.2 Minador de la hoja ( <i>Liriomyza</i> spp.).....	22
2.2.2.1 Síntomas y daño.....	22
2.2.2.2 Ciclo biológico.....	23
2.2.2.3 Estrategias de manejo.....	23
2.2.3 Paratrioza ( <i>Bactericera cockerelli</i> Sulc.).....	24
2.2.3.1 Síntomas y daños.....	24
2.2.3.2 Ciclo biológico.....	25
2.2.3.3 Estrategias de manejo.....	26
2.2.4. Tizón temprano del tomate ( <i>Alternaria solani</i> ).....	27
2.2.4.1 Síntomas y daños.....	27
2.2.4.2 Ciclo biológico.....	28
2.2.4.3 Estrategias de manejo.....	29
2.2.5 Tizón tardío ( <i>Pytophthora infestans</i> ).....	29
2.2.5.1 Síntomas y daños.....	29
2.2.5.2 Ciclo biológico.....	30

2.2.5.3 Estrategias de control.....	31
2.2.6 Marchitez vascular <i>Fusarium oxysporum</i> f. spp. <i>lycopersici</i> (Sacc.).....	31
2.2.6.1 Síntomas y daños.....	32
2.2.6.2 Ciclo biológico.....	32
2.2.6.3 Estrategias de manejo.....	33
2.2.7 Nematodos.....	34
2.2.7.1 Biología .....	35
2.2.7.2 Síntomas y daños.....	35
2.2.7.3 Estrategias de manejo.....	35
2.3 Manejo integrado de plagas y enfermedades del jitomate.....	36
2.3.1 Control mecánico.....	37
2.3.2 Control cultural.....	37
2.3.3 Control biológico.....	38
2.3.4 Control etiológico.....	40
2.3.5 Control químico.....	41
2.3.6 Semioquímicos.....	41
2.3.7 Resistencia vegetal.....	42
2.3.8 Resistencia horizontal.....	44
2.4 El injerto en hortalizas como herramienta del manejo de plagas y Enfermedades.....	45
2.4.1 Origen e importancia.....	45
2.4.2 Metodología de injerto en hortalizas.....	46
2.4.3 Ventajas y desventajas.....	47
2.4.4 El injerto en el manejo de plagas y enfermedades.....	48
3. MATERIALES Y MÉTODOS .....	50
3.1 Localización del estudio.....	50
3.2 Evaluación de genotipos criollos y silvestres. Jiquilpan, Michoacán, 2016.....	50
3.2.1 Material vegetal.....	50
3.2.2 Velocidad de germinación.....	51
3.2.3 Establecimiento del almácigo y evaluación de plántulas.....	52
3.2.4 Preparación del terreno.....	52
3.2.5 Diseño experimental y manejo de la plantación.....	53
3.2.6 Muestreo de plagas.....	54
3.2.7 Registro de enfermedades.....	55
3.2.8 Evaluación agronómica.....	56
3.3 Desarrollo y evaluación de injertos en Zapopan, Jalisco.....	57
3.3.1 Diseño de experimento y manejo de plantación.....	58
3.3.2 Evaluación fitosanitaria.....	59
3.3.3 Evaluación fenológica y agronómica.....	59
4. RESULTADOS .....	61
4.1 Evaluación de genotipos.....	61
4.1.1 Velocidad de germinación.....	61
4.1.2 Altura y diámetro de tallos de plantas en almácigo.....	62

4.1.3	Días a la floración después del trasplante.....	63
4.1.4	Altura y diámetro de tallo, número de racimo/planta y número de frutos/planta.....	64
4.1.5	Rendimiento.....	65
4.1.6	Especies e incidencia de insectos fitófagos.....	66
4.1.7	Densidad de tricomas.....	69
4.1.8	Incidencia y severidad de enfermedades.....	70
4.1.9	Presencia de nematodos agalladores .....	72
4.2	Selección de portainjertos, desarrollo y evaluación de injertos en Zapopan, Jalisco.2017.....	73
4.2.1	Día a la floración.....	74
4.2.2	Desarrollo vegetativo.....	75
4.2.3	Tipo y densidad de tricomas.....	76
4.2.4	Incidencia de insectos fitófagos.....	77
4.2.5	Rendimiento.....	79
4.2.6	Grado brix y pH de frutos.....	79
4.2.7	Selección de mejores genotipos para injerto .....	81
5.	DISCUSIÓN .....	82
6.	CONCLUSIONES .....	91
7.	LITERATURA CITADA .....	93

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Página
1 Principales especies plaga clave del cultivo del jitomate <i>Solanum lycopersicum</i> L.....	16
2 Principales enfermedades del jitomate <i>Solanum lycopersicum</i> L.....	17
3 Genotipos de jitomate ( <i>Solanum lycopersicum</i> ) silvestres y criollos mexicanos y lugar de procedencia.....	51
4 Cantidad de cosechas realizadas en el primer experimento. Jiquilpan, Mich. 2016.....	56
5 Tiempo estimado en que germina el 50% de las semillas de genotipos criollos y silvestres y la variedad Rio grande de jitomate <i>Solanum lycopersicum</i> . Jiquilpan, Mich. 2016.....	61
6 Evaluación de diferentes variables fenológicas de genotipos criollos y silvestres y una variedad comercial de jitomate <i>Solanum lycopersicum</i> . Jiquilpan, Mich. 2016.....	65
7 Separación de medias para ninfas y adultos de mosquita blanca, ninfas y adultos de paratrioza y minadores de hoja en genotipos y una variedad comercial de jitomate <i>Solanum lycopersicum</i> . Jiquilpan, Mich. 2016.....	68
8 Separación de medias para pulga saltona, chinche larga, chinche negra y complejo de áfidos, en follaje de genotipos y una variedad comercial de jitomate <i>Solanum lycopersicum</i> . Jiquilpan, Mich. 2016.....	69
9 Tipo y densidad de tricomas en foliolos de distintos genotipos criollos y silvestres y una variedad comercial de jitomate <i>Solanum lycopersicum</i> . Jiquilpan, Mich. 2016.....	70
10 Correlación entre tipo y densidad de tricomas y la incidencia de insectos plaga en distintos genotipos criollos y silvestres, comparativamente con la variedad comercial R-G.....	71

11	Variables consideradas para la selección de genotipos mexicanos de jitomate <i>Solanum lycopersicum</i> , para ser evaluados como portainjertos de la variedad comercial Rio grande.....	74
12	Separación de medias para el diámetro de tallos, altura de plantas, número de racimos y número de frutos por planta en la evaluación de los injertos y una variedad comercial del jitomate <i>S. lycopersicum</i> . Zapopan, Jal. 2017.....	75
13	Densidad de tricomas en hojas de plantas injertadas de la variedad Rio grande sobre diferentes genotipos mexicanos de jitomate <i>Solanum lycopersicum</i> . Zapopan, Jal. 2017.....	76
14	Incidencia de insectos en plantas injertadas de la variedad Rio grande sobre genotipos mexicanos de jitomate <i>Solanum lycopersicum</i> . Zapopan, Jal. 2017.....	78
15	Correlación entre tipo y densidad de tricomas y la incidencia de insectos plaga en los injertos, comparativamente con la variedad comercial R-G sin injertar.....	78
16	Variables consideradas para la selección de genotipos mexicanos de jitomate <i>Solanum lycopersicum</i> , recomendados como portainjertos de híbridos y variedades comerciales .....	81

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Ciclo biológico de <i>A. solani</i> (Tomado de Castellanos, 2009).....	28
2	Ciclo biológico de <i>P. infestans</i> (Tomado de Castellanos, 2009).....	30
3	Ciclo biológico de <i>F. oxysporum</i> (Tomado de Castellanos, 2009).....	33
4	Diseño experimental utilizado en la evaluación de genotipos criollos y silvestres mexicanos de jitomate y un cv. comercial. T1...T11 = genotipos; BI-BIII=bloques. Jiquilpan, Mich. 2016.....	53
5	Distribución de tratamientos y repeticiones para la evaluación de genotipos criollos y silvestres de jitomate <i>S. lycopersicum</i> como portainjertos del cv. comercial Rio grande; Zapopan, Jalisco 2017.....	58
6	Correlación entre tamaño de las semillas y su velocidad de germinación de distintos genotipos evaluados y el cv. comercial.....	62
7	Diámetro (mm) y altura de plántulas (cm) de diferentes genotipos criollos y silvestres de jitomate <i>Solanum lycopersicum</i> y una variedad comercial. Jiquilpan, Mich. 2016.....	63
8	Días a la floración después del trasplante de diferentes genotipos criollos y silvestres de jitomate <i>Solanum lycopersicum</i> y una variedad comercial. Jiquilpan, Mich. 2016.....	64
9	Separación de medias para rendimiento de distintos genotipos y una variedad comercial de jitomate <i>S. lycopersicum</i> evaluados.....	66
10	Microfotografías tomadas a escala 1:1000 de estructuras reproductivas (conidios) de aislamientos de A) <i>Alternaria</i> spp. y B) <i>Fusarium</i> spp. identificados en los distintos genotipos de jitomate y la variedad comercial. Jiquilpan, Mich. 2016.....	71
11	Severidad global de enfermedades en genotipos y una variedad comercial de jitomate evaluados. Cada barra representa el promedio de 10 plantas, y la línea en cada barra es la desviación estándar. Jiquilpan, Mich. 2016.....	72

12	Microfotografías tomadas a 40X (Zeiss, Alemania) de A) raíces y B) hembra de <i>Meloidogyne</i> spp. en los genotipos de jitomate. Jiquilpan, Mich. 2016.....	73
13	Severidad del nematodo <i>Meloidogyne</i> spp. en genotipos de jitomate evaluados. Medias previamente transformadas al arcoseno de la raíz cuadrada de la proporción.....	73
14	Días a la floración después del trasplante (D.F.) de injertos de jitomate <i>Solanum lycopersicum</i> variedad Rio grande sobre diferentes genotipos criollos y silvestres mexicanos. Zapopan, Jal. 2017.....	75
15	Producción de frutos/ planta injertadas sobre genotipos de jitomate mexicanos <i>Solanum lycopersicum</i> evaluados.....	79
16	Contenido de sólidos solubles (°Brix) de frutos de genotipos injertados y la variedad comercial del jitomate <i>S. lycopersicum</i> .....	80
17	pH de frutos de genotipos injertados y la variedad comercial del jitomate <i>S. lycopersicum</i> .....	80

## RESUMEN

Para conocer el comportamiento agronómico de genotipos criollos y silvestres mexicanos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.), y su potencial como portainjertos de variedades comerciales, se condujeron estudios de laboratorio y campo en dos regiones del Occidente de México: la región Ciénega de Chapala (Jiquilpan, Michoacán) y Las Agujas, Zapopan, Jalisco. En Jiquilpan, se evaluaron 10 genotipos criollos y silvestres mexicanos de jitomate: Oaxaca (Ar-O), Michoacán (Ar-Mich), Huatusco (Ac-H), Mascota (Ar-M), Chico (Ar-Ch); todos de forma arriñonada; Rojo (Ac-R), Naranja (Ac-N), Amarillo (Ac-A), de forma acostillada, y cereza Chiapas (C-Ch); el Tinguaraque Jiquilpan (T-J) *S.l.* var. cerasciforme como genotipo silvestre, y el cv. comercial "Rio grande" (R-G) como testigo susceptible. Se evaluó velocidad de germinación, diámetro y altura de planta, días a la floración, número de racimos florales, peso de frutos, densidad y tipo de tricomas e incidencia de plagas y enfermedades. Los resultados mostraron alta variabilidad en las características de los genotipos. La velocidad de germinación, expresada como el tiempo en que germina el 50% de las semillas (TG<sub>50</sub>), fluctuó de 41-94 h, con el menor TG<sub>50</sub> en el Ar-Ch (41.59 h), sin diferencias estadística con el cv. R-G; mientras que el Ar-O fue el de mayor TG<sub>50</sub> (94.65 h), sin diferencias con el Ar-Mich. Se encontró una correlación inversa entre TG<sub>50</sub> Vs diámetro de semillas ( $r = -0.716$ ,  $p \leq 0.05$ ). Diferencias estadísticas ( $p \leq 0.05$ ) fueron registradas para el diámetro de tallo en plántulas, el que varió de 0.4-1.38 mm en los genotipos, con 1.41 mm para la variedad R-G, solo con diferencias significativas con los genotipos C-Ch, T-J y Ar-Mich. Sin embargo, en campo, los genotipos superaron al cv. comercial en diámetro de tallo y altura, donde las mayores dimensiones fueron en el Ar-Ch ( $13.19 \pm 2.0$  mm y  $76.33 \pm 2.51$  cm, respectivamente). El tiempo a la floración fluctuó de 38-50 días, con el mayor para la variedad R-G. El mayor número de racimos florales y frutos por planta se registró en el T-J, con  $27.33 \pm 7.23$  y  $50.66 \pm 0.57$ , respectivamente; el mayor rendimiento medio por planta fue en el Ar-Mich, con  $797.2 \pm 322.7$  g, y el menor en el cv. comercial, con  $4.6 \pm 7.9$  g. La mayor incidencia de mosca blanca y paratrioza (ninfas y adultos), se registró en el cv. comercial, con medias de  $0.21 \pm 0.26$ ,  $2.40 \pm 0.67$  y  $0.32 \pm 0.29$ ,  $0.79 \pm 0.30$ , respectivamente; la menor incidencia fue en el T-J, con  $0.005 \pm 0.01$ ,  $0.77 \pm 0.47$ , y  $0.06 \pm 0.10$ ,  $0.07 \pm 0.01$ , respectivamente. En general, los genotipos criollos y silvestres mostraron mayor densidad de tricomas, desde  $653.67 \pm 55.19$  en el T-J, hasta  $372.33 \pm 53.26$  en el Ac-A, comparativamente la variedad comercial tuvo  $367.33 \pm 49.09$ . Se encontró una relación inversa entre densidad de tricomas Vs incidencia de plagas. La mayor severidad de enfermedades (complejo de hongos) se registró en el cv. R-G (100%), y la menor en el genotipo silvestre T-J ( $58.75 \pm 5.30$ ). La mayor severidad de nematodos fue en el genotipo Ac-A con  $20.96 \pm 7.57$ ; y la menor en el genotipo Ar-Ch ( $3.12 \pm 0.88$ ). Con base a las variables evaluadas y con énfasis en la incidencia de plagas y enfermedades, se seleccionaron seis genotipos como portainjerto: T-J, Ar-Mich, C-Ch, Ar-Ch, Ar-M y Ac-R. En las plantas injertadas se redujo significativamente la incidencia de mosquita blanca y minador, donde el genotipo T-J mostró menos del 10% de ninfas y adultos de mosquita blanca, respecto a la variedad Rio Grande sin injertar; algo similar ocurrió con las larvas de Lepidóptera. En el minador *Liriomyza* spp. la diferencia fue hasta

del 50%. Excepto el genotipo Ac-R, los injertos mostraron mayor densidad de tricomas que el cv. comercial sin injertar. Su número se incrementó hasta duplicar y quintuplicar los no glandulares y glandulares, respectivamente. Se encontró una relación inversa entre densidad de tricomas Vs incidencia de ninfas y adultos de mosca blanca, minador de la hoja y la especie de Lepidóptero. En general se observó un efecto de incremento en el vigor de las plantas de la variedad Rio Grande empleada como injerto, al interactuar con los portainjertos; con diámetros de tallo y altura de planta mayores, mayor ramificación y producción de frutos y rendimiento por planta. Los frutos de los injertos mostraron menor pH y contenido de grados Brix que los de las plantas sin injertar. Destacaron los portainjertos T-J, C-Ch y Ar-Mich. El procedimiento empleado para la selección y evaluación de portainjertos, y el desarrollo y evaluación de plantas injertadas, constituyen un procedimiento adecuado y recomendable para futuras búsquedas de portainjerto en jitomate. Los presentes resultados son de fundamental importancia para futuros estudios de producción sustentable de jitomate; sea mediante la producción directa de los genotipos; o bien, mediante el desarrollo de injertos con variedades comerciales más productivas, pero altamente susceptibles a plagas y enfermedades.

**Palabras clave:** Caracterización, injerto, jitomate, plagas y enfermedades, tricomas.

## ABSTRACT

To know the agronomic behavior of Mexican landraces and wild genotypes of tomato (*Solanum lycopersicum*), and the potential that they have as rootstock of commercial varieties; laboratory and field studies were conducted in two regions of western Mexico: the Ciénega of Chapala (Jiquilpan, Michoacán), and Las Agujas (Jalisco State). In Jiquilpan, nine Mexican landraces of tomato were evaluated: Oaxaca (Ar-O), Michoacán (Ar-Mich), Huatusco (Ar-H), Mascota (Ar-M), Chico (Ar-Ch); all of them with stout form; Red (Ac-R), Orange (Ar-N) and Yellow (Ac-A), all with harnessed form; and cherry tomato from Chiapas (C-Ch); the “tinguaraque” Jiquilpan (T-J) *S.l.* var. *cerasciforme* as the wild genotype, and the commercial variety “Rio Grande” (R-G) was the susceptible control. Germination speed, diameter and height of plant, days to flowering, number of flower clusters and fruit weight, density and types of trichomes, and incidence of pests and diseases were evaluated. The results showed high variability in the genotypes characteristics. The germination speed, expressed as the time in which 50% of seeds germinates ( $GT_{50}$ ) fluctuated from 41 to 94 h, with the lowest  $GT_{50}$  in the Ar-Ch (41.59 h), without statistical differences with commercial variety R-G, while the Ar-O had the highest  $GT_{50}$  (94.65 h), without statistical differences with Ar-Mich. An inverse correlation ( $r = -0.716$ ,  $p \leq 0.05$ ) between  $GT_{50}$  and seed size was found. Statistical differences ( $p \leq 0.05$ ) were recorded for stem diameter in seedling, which ranged from 0.4-1.38 mm for genotypes, with 1.41 mm for the R-G variety, only with significant differences with the C-Ch, T-J and Ar-Mich. However, in field conditions, the wild genotype and landraces surpassed the commercial variety in stem and height, and the largest dimensions were in Ar-Ch ( $13.19 \pm 2.0$  mm and  $76.33 \pm 2.51$  cm, respectively). Flowering time ranged since 38 to 50 days, with the longest time for the R-G variety. The highest number of floral clusters and fruits per plant was registered in the T-J, with  $27.33 \pm 7.23$  and  $50.66 \pm 0.57$ , respectively; the highest mean yield per plant was in the Ar-Mich, with  $797.2 \pm 322.7$  g, and the lowest in the commercial variety, with  $4.6 \pm 7.9$  g. The highest incidence of whitefly and paratrioza (nymphs and adults) was recorded in the commercial variety, with means of  $0.21 \pm 0.26$ ,  $2.40 \pm 0.67$ , and  $0.32 \pm 0.29$ ,  $0.79 \pm 0.30$ , respectively; the lowest incidence was in the T-J, with  $0.005 \pm 0.01$ ,  $0.77 \pm 0.47$ , and  $0.06 \pm 0.10$ ,  $0.07 \pm 0.01$ , respectively. In general, the landraces and wild genotype showed the highest density of trichomes, from  $372.33 \pm 53.26$  in Ac-A, up to  $653.67 \pm 55.19$  in T-J. Comparatively, the commercial variety had  $367.33 \pm 49.09$  trichomes. An inverse correlation between trichomes density *vs* incidence of pests was found. The greatest severity of disease (fungal complex) was registered in the Rio grande variety (100%), and the lowest severity in the wild genotype T-J ( $58.75\% \pm 5.30$ ). The highest severity of nematode occurred in Ac-A with  $20.96 \pm 7.57$  and the lowest in the Ar-Ch with  $3.12 \pm 0.88$ . Based on the evaluated variables, with emphasis on the pests and diseases incidence, six genotypes to be evaluated as rootstocks were selected: T-J, Ar-Mich, C-Ch, Ar-Ch, Ar-M,

and Ac-R. In grafted plants, incidence of whitefly and leaf miner was significantly reduced, where the T-J genotype showed less than 10% of nymphs and adults of whitefly, respect to the Rio grande variety without grafting. The same happened for larvae of Lepidoptera. In *Liriomyza* spp., the difference was up to 50% less population. Except for the Ac-R landrace, the grafts showed a higher density of trichomes than the ungrafted commercial variety. Their number increased to double and quintuple the non-glandular and glandular, respectively. An inverse correlation was found between trichomes density *vs* incidence of nymphs and adults of whitefly, leaf miner and the larvae of Lepidoptera. In general, an effect of increase in vigor of plants of the Rio Grande variety was observed when interacting with the rootstocks; with greater stem diameter and plant height, greater branching and fruit yield, and yield per plant. The fruits of grafts showed lower pH and Brix content than those of ungrafted plants. They highlighted the rootstocks T-J, C-Ch, y Ar-Mich. The procedure used for selection and evaluation of rootstocks, and development and evaluation of grafted plants, constitute a suitable and recommended procedure for future searches of rootstock in tomato. The present results are of fundamental importance for future studies of sustainable tomato production; either through the direct production of the landraces; or by the development of grafts with more productive commercial varieties, but highly susceptible to pests and diseases.

**Key words:** Characterization, grafting, pests and diseases, tomato, trichomes.

# 1. INTRODUCCIÓN

El nombre “jitomate” deriva del Náhuatl “Xictomatl” que significa, xictli = ombligo y tomatl= tomate, que se podría traducir como “tomate de ombligo” (Cruces, 1990; Jones, 2000). Se presume que el cultivo del jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es de origen Sudamericano; desde Perú, Ecuador, Bolivia y Chile, donde se encuentra la mayor diversidad de sus parientes silvestres, los que constituyen fuente de germoplasma para los programas de mejoramiento del cultivo (Peralta y Spooner, 2000; Tigchelaar *et al.*, 2001; Fernández *et al.*, 2004; Costa y Huevelink, 2005; Robertson y Labate, 2007; Ortega, 2010; Morales *et al.*, 2014). Sin embargo, se reconoce también a México como uno de los centros más importantes de domesticación del jitomate (Rick y Fobes, 1975; CATIE, 1990; Rick y Holle, 1990; Pérez *et al.*, 1997; Jones, 2000; Ojo de Agua, 2007). En éste país, también existe una amplia diversidad de genotipos silvestres y variedades criollas, los que han sido poco estudiados y aprovechados; por ejemplo, como fuente de resistencia para las variedades cultivadas, altamente productivas pero también susceptibles a factores bióticos y abióticos (Pérez *et al.*, 1997; Álvarez *et al.*, 2009; Moreno y Ramírez, 2009; Rodríguez *et al.*, 2009).

Actualmente, el jitomate está ampliamente distribuido en el mundo, aún en regiones donde de manera natural no se podría desarrollar (Santos y Sánchez, 2003; Cenobio, 2006). Esto se consigue mediante el uso de cubiertas denominadas invernaderos, tal como se lleva a cabo en los países bajos. Al respecto, el jitomate, se considera el principal cultivo que se produce bajo invernadero (Gómez, 2013).

Después de la papa (*Solanum tuberosum* L.), el jitomate es la hortaliza a la que se destina mayor superficie de tierra en el mundo, y se considera como una de las hortalizas de mayor importancia económica (Valadez, 1998; Morales *et al.*, 2014). Por ende, tiene gran importancia como fuente creadora de empleos directos e indirectos en el mundo. Su fruto constituye uno de los productos hortofrutícolas más cultivados y demandados a nivel mundial, debido a su valor nutritivo, con altos contenidos de licopeno,  $\beta$ -caroteno

y vitaminas A y C (CATIE, 1990; Beutner *et al.*, 2001; Causse *et al.*, 2002; Szczechura *et al.*, 2011). En el año 2014, se tuvo una producción mundial de aproximadamente 170 millones de ton, en 4.7 millones de ha (FAOSTAT, 2015).

México ocupa el 10° lugar en la producción mundial de jitomate. Sin embargo, se ha reportado que la extensión cultivada ha mostrado una disminución año tras año, de manera que de 1990 al 2000, hubo una disminución de 5000 ha (85,000 a 75,000 ha); para el 2010, la superficie se redujo a 58,300 ha (Robinson, 2010), hasta llegar al año 2015 con 50,596 ha y una producción de 3 433 567 ton (SAGARPA, 2013; FIRA, 2016). Al parecer, la disminución de la extensión cultivada del jitomate se atribuye a la problemática de plagas y enfermedades; además, ha influido también el sistema de producción del cultivo bajo invernadero. Los principales estados productores son Sinaloa (20%), San Luis Potosí (11%), Baja California, Zacatecas y Michoacán con el 8.2%, 6.7% y 6.4%, respectivamente. Regionalmente, la producción del jitomate se distribuye a lo largo del territorio nacional (SAGARPA, 2016).

Por otro lado, el jitomate para México constituye uno de los cultivos con mayor arraigo cultural, pues forma parte importante de su cultura alimentaria, al ser utilizado en la gran mayoría de los platillos mexicanos. El fruto de jitomate se encuentra en los mercados todo el año, se consume tanto fresco como procesado (Dorais *et al.*, 2008). Su amplio consumo se atribuye a sus diversos usos, y se puede utilizar como ensalada o combinado con otros alimentos. Además, el jitomate se utiliza como materia prima en los siguientes productos: salsas, pastas, sopas y jugos (Labate *et al.*, 2007).

El jitomate cultivado (híbridos y variedades) es una de las hortalizas con mayor problemática fitosanitaria y mayor susceptibilidad hacia plagas y enfermedades (Flint, 1990; Nuez, 1995); por ende, la sanidad del cultivo constituye un factor limitante en su producción. En México, las plagas y enfermedades de mayor importancia son la paratRIOza (*Bactericera cockerelli* (Sulc.)), la mosquita blanca (*Bemisia tabaci* (Gennadius)), complejos de áfidos: trips (*Thrips tabaci* (Linderman) y *Frankliniella occidentalis* (Pergande)), pulgones (*Myzus persicae* (Sulzer) y *Aphis gossypii* (Glover)); ácaro del

bronceado (*Aculops lycopersici* (Masse)), araña roja (*Tetranychus urticae* (Koch)), entre otros (Casteel *et al.*, 2006; Ramírez *et al.*, 2008).

Por otro lado, algunas de las enfermedades más devastadoras del jitomate son los tizones temprano (*Alternaria solani* (Ellis y Martin)) y tardío (*Phytophthora infestans* (Mont De Barry)); la marchitez vascular (*Fusarium oxysporum* F. spp. *lycopersici* (Sacc.)), bacterias como *Pseudomonas syringae* y diferentes tipos de virus (Félix, 1993; Tigchelaar, 2001; González *et al.*, 2003; Quiroga *et al.*, 2007; SAGARPA, 2015).

La estrategia para el control de plagas y enfermedades en jitomate descansa básicamente en el uso de productos químicos organosintéticos, lo que hace sumamente frágil e insostenible el manejo de plagas del cultivo. Adicionalmente, está ampliamente documentado que los plaguicidas tienen un importante efecto adverso al ambiente, incluida la salud humana; disminución de los enemigos naturales de plagas y su mala aplicación genera resistencia en las plagas (Esquinas y Nuez, 1995; Matson *et al.*, 1997; Mejía, 1999; Liu y Trumble, 2004).

Lo anterior ha despertado el interés por buscar alternativas sustentables de control de plagas, tales como control biológico y la resistencia vegetal (Avis *et al.*, 2008). Al respecto, los genotipos silvestres del jitomate han sido utilizados como fuente de genes en el mejoramiento de variedades cultivadas, altamente productivas pero susceptibles a plagas y enfermedades. Presumiblemente, estos materiales presentan tolerancia a plagas y enfermedades (Hoyt, 1992; Eigenbrode, 1993; Ramanatha y Hongkin, 2002), además de características de gran importancia como, mayor contenido de fructosa, grados Brix y mayor contenido de caroteno y licopeno (Rick *et al.*, 1987; Fernández-García *et al.*, 2004; Coutinho *et al.*, 2006; Venema *et al.*, 2008, Flores *et al.*, 2010; Bolger *et al.*, 2014).

En México, los genotipos silvestres de jitomate se encuentran ampliamente distribuidos en zonas de reserva ecológica; también, de manera natural se asocian a campos de cultivos donde algunos agricultores los consideran malezas (Sánchez-Peña *et al.*, 2006). Estos genotipos presentan frutos de tamaño y peso reducido, comparado con

las variedades comerciales, pero con una alta calidad nutritiva y excelente sabor; por estas razones, son muy demandados por los consumidores locales (Rick, 1973; Stevens, 1986; Peratta *et al.*, 2000; Sánchez *et al.*, 2006; Rodríguez *et al.*, 2009).

Adicionalmente a lo anterior, como centro de domesticación, los productores mexicanos han desarrollado una amplia diversidad de genotipos criollos de los que aún se conservan y cultivan por diferentes poblaciones autóctonas del país. Dichas variedades, son cultivadas con menores insumos agrícolas (plaguicidas y fertilizantes químicos) por lo que pudieran ser candidatos para su producción sustentable por un amplio sector de la población; entre ellos, huertos familiares, agricultura orgánica y bajo invernadero (Vargas *et al.*, 2005). Esos genotipos pudieran ser aprovechados también como fuente de germoplasma, entre otras estrategias mediante la técnica del injerto (Hoyt, 1992; Bonilla-Barrientos *et al.*, 2014).

El empleo de injertos en hortalizas mediante patrones de especies silvestres y nativas, es una técnica que ha demostrado ser de importante utilidad en el manejo de plagas y enfermedades, la cual confiere a las plantas susceptibles resistencia al ataque de las mismas (Kogan, 1990; De la Torre, 2005). En los últimos años, la técnica del injerto ha presentado grandes beneficios en los cultivos de pepino, melón, sandía, chile, berenjena y jitomate; esto, mediante la obtención de plantas más resistentes a las plagas y enfermedades que los atacan (Santos *et al.*, 2000; Lee, 2003). Diferentes investigaciones han documentado menor ataque de plagas y enfermedades, mayor desarrollo vegetativo, mayor productividad y rendimiento mediante la técnica del injerto (Choi *et al.*, 2002; Cürük *et al.*, 2005; Khah *et al.*, 2006).

El germoplasma silvestre y criollo de jitomate mexicano pudiera ser aprovechado; tanto de manera directa, como mediante injertos con variedades altamente productivas, pero susceptibles a plagas y enfermedades. Sin embargo, en México son pocos los estudios de injertos de jitomate con germoplasma silvestre y criollo (González *et al.*, 2003; Cortez-Madrigal, 2008; Álvarez-Hernández, 2009), por lo que la potencialidad del

germoplasma ha sido desaprovechada, incluso con riesgo de que esos genotipos desaparezcan (Rodríguez *et al.*, 2003). Por lo anterior, el presente estudio propone el aprovechamiento de diferentes genotipos silvestres y criollos mexicanos en la producción sustentable de jitomate; tanto de forma directa, como su empleo como portainjertos.

## 1.1 HIPÓTESIS

Genotipos criollos y silvestres de jitomate mexicanos presentan mejores características agronómicas y mayor tolerancia a plagas y enfermedades que las variedades comerciales, y esas características pueden ser transferidas a variedades comerciales susceptibles mediante la técnica del injerto.

## 1.2 OBJETIVOS

### **General:**

Documentar el comportamiento agronómico y fitosanitario de genotipos criollos y silvestres mexicanos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.), y su potencial como portainjerto de variedades comerciales.

### **Específicos:**

- A) Evaluar la germinación, diámetro y altura de tallo, días a la floración, número de racimos florales y frutos, y producción de los genotipos de jitomate.
- B) Conocer la incidencia y especies de plagas y enfermedades en los genotipos de jitomate evaluados en campo.
- C) Seleccionar y evaluar los mejores materiales como portainjertos de variedades comerciales de jitomate.

## 2. REVISION DE LITERATURA

### 2.1 El cultivo de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.)

#### 2.1.1 Importancia, origen y distribución

El jitomate (*S. lycopersicum*) se considera una de las hortalizas de mayor importancia a nivel mundial debido a su gran valor productivo y demanda de mano de obra que genera, desde la siembra hasta el empaque. El jitomate, por ser la segunda hortaliza más cultivada a nivel mundial (después de la papa), genera fuentes de empleo para muchas personas y su gran importancia radica en que posee cualidades adecuadas en la dieta alimenticia, tanto para el consumo fresco, como procesado (Ramos *et al.*, 2006; Cruz, 2007).

Desde el punto de vista alimenticio, el jitomate es una de las hortalizas más importantes por su versatilidad de consumo; se utiliza pelado, deshidratado, en sopas, jugos, salsas, pastas, purés y en polvo. El producto de este cultivo, es muy utilizado como condimento en la cocina y en la industria de enlatados (INE, 2008). En estado verde, son usados para encurtidos y conservas (INTA, 1999; Jarquín, 2004). En América del Norte y Centroamérica, el consumo *per cápita* por año se estima en alrededor de 26.9 kg, mientras que a nivel mundial es de 12.6 kg/persona/año (Zeidan, 2005).

El jitomate es uno de los cultivos con mayor arraigo cultural en México, además de que a nivel mundial este país se considera uno de los principales exportadores (SIAP, 2015). En México, el jitomate es el principal producto hortícola de exportación, con un 37% del valor total de las exportaciones de legumbres y hortalizas y el 16% del valor total de las exportaciones agropecuarias, sólo superado por el ganado vacuno. Sin embargo, carece de variedades comerciales específicas para el país y se utilizan cultivares extranjeros con alto precio de la semilla. Desde el punto de vista nutricional, el fruto del jitomate posee valores nutricionales esenciales tales como vitaminas A y C, sales

minerales y otros; además su uso en la industria cosmética, farmacéutica y ornamental tiene gran importancia (Rodríguez *et al.*, 2001; SIAP, 2002).

El jitomate, es originario de América del Sur, específicamente de la región andina, en territorios de Perú, Ecuador, Bolivia y Chile (INTA, 1999; Esquinas y Nuez, 2001; Ascencio *et al.*, 2008). En la actualidad, todavía crecen diversas especies silvestres en esas zonas (Rodríguez *et al.*, 2001). Sin embargo, existe consenso de que su domesticación fue llevada a cabo en México (Rick y Fobes, 1975; CATIE, 1990; Jones, 2000; Ojo de Agua, 2007). En esas regiones, el jitomate posee diversos parientes silvestres que se han utilizado ampliamente para el mejoramiento y generación de nuevas variedades comerciales (Peralta *et al.*, 2006; Navarro, 2011).

El jitomate fue introducido en Europa a partir de 1554; al principio, solo se cultivaba como planta de ornato hasta que a partir de 1900, se extendió el cultivo como alimento humano (Rodríguez *et al.*, 2001). La difusión del jitomate en diversos países del mundo fue favorecida por la conquista y la colonización de los españoles y portugueses (Esquinas y Nuez, 2001). A partir de 1835, inició la exportación del jitomate hacia los EE. UU. Actualmente, este cultivo está ampliamente distribuido en el mundo, aún en regiones donde de manera natural no podría cultivarse, esto se consigue mediante el uso de invernaderos (Gómez, 2013; Santos y Sánchez, 2003; Cenobio, 2006).

### **2.1.2 Clasificación taxonómica**

El jitomate se clasifica taxonómicamente de esta manera (Esquinas y Nuez, 1995; Peralta *et al.*, 2005):

**Reino:** Vegetal

**División:** Tracheophyta

**Subdivisión:** Pterostidales

**Clase:** Angiosperma

**Subclase:** Dicotyledoneae

**Grupo:** Metachlamydae

**Orden:** Solanales

**Familia:** Solanaceae

**Género:** *Solanum*

**Especie:** *Solanum lycopersicum* L.

### 2.1.3 Morfología

La planta de jitomate es anual y de porte arbustivo. Se desarrolla de forma rastrera y semirrecta dependiendo de la variedad. El crecimiento es limitado en las variedades determinadas e ilimitado en las indeterminadas (Pérez *et al.*, 2002). La planta indeterminada se caracteriza por tener un crecimiento extensivo, postrado, desordenado y sin límite. En ella, los tallos presentan segmentos uniformes con tres hojas (con yemas) y una inflorescencia, terminando siempre con un ápice vegetativo. La planta de crecimiento determinado tiene tallos con segmentos que presentan progresivamente menos hojas por inflorescencia y terminan en una inflorescencia, lo que resulta en un crecimiento limitado (Medina *et al.*, 2004; Hernán, 2009).

La semilla del jitomate es aplanada, de forma lenticelada, con dimensiones aproximadas de 2 a 4 mm de diámetro y longitud entre 2.5 a 4 mm; posee diferentes colores, desde grisáceo hasta el pajizo, con un porcentaje de germinación arriba del 95% (Rodríguez *et al.*, 2001; Pérez *at al.*, 2002). La semilla está constituida por el embrión, el endospermo y la testa o cubierta seminal. El embrión está formado por una yema apical, dos cotiledones, el hipocotíleo y la radícula (INTA, 1999; Castellanos, 2009).

El sistema radicular del jitomate puede alcanzar hasta una profundidad de 2 m, con una raíz principal pivotante; sobre ella, se producen muchas raíces secundarias y terciarias; a nivel del suelo, se desarrollan raíces adventicias que ayudan a mejorar el anclaje de la planta. En la epidermis de las raíces, se encuentran los pelos absorbentes especializados en toma de agua y nutrientes del suelo. En el interior de las raíces, se

encuentran el córtex y el cilindro central conformado por el xilema, tejido responsable del transporte de los nutrientes desde la raíz hacia las hojas y demás órganos de la planta (Curtis, 1996; Rodríguez *et al.*, 2001).

El jitomate presenta tallos ligeramente angulosos, como una continuación de la raíz, con muchos tricomas glandulares y no glandulares; semileñosos, de un grosor mediano dependiendo de la variedad. El tallo también está conformado por epidermis, corteza, xilema y tejido medular (Rick, 1978; Rodríguez *et al.*, 2001; Medina *et al.*, 2004).

La planta de jitomate posee hojas compuestas, insertadas sobre los nudos de manera alternada. El limbo se encuentra dividido en varios folíolos peciolados, y los bordes de las hojas poseen una forma dentada con grandes cantidades de tricomas glandulares y no glandulares, según la variedad. Algunas variedades presentan un haz de color verde y el envés de color grisáceo, las nervaduras se disponen en los folíolos de forma penninervia (Rodríguez *et al.*, 2001).

Las flores del jitomate son hermafroditas y se forman inflorescencias de cuatro tipos: racimo simple, cima unípara, cima bípara y cima múltipara. La inflorescencia puede llegar hasta 50 flores y se considera como una flor perfecta por poseer 5 o más sépalos, con el mismo número de pétalos principalmente de color amarillo (Hernán, 2009; Rodríguez *et al.*, 2001). El androceo presenta cinco o más estambres, adheridos a la corola, con anteras formando un tubo. Las flores poseen pedúnculos cortos con cálices gamosépalos y corolas gamopétalas. El gineceo presenta de 2 a 30 carpelos, de donde se originan los lóculos del fruto; está constituido por un pistilo de ovario súpero (Huerres y Carballo, 1988; Rodríguez *et al.*, 2001).

El fruto del jitomate es una baya bi o plurilocular de diferentes colores como: amarillo, rosado o rojo según la manifestación de licopeno y/o caroteno y la variedad; de forma acostillada, alargada y lobular, piriforme, achatada, arriñonada o redondeada; el más común es el rojo en el grado de madurez y está constituido por un 94-95% de agua.

El 5-6% restante está constituyendo de una mezcla compleja de ácidos orgánicos y azúcares, los cuales aportan al fruto su sabor y textura. El fruto también presenta una superficie lisa, de tamaño variable según la variedad (Jones y Cols, 1991; Rodríguez *et al.*, 2001). El fruto está unido a la planta por un pedicelo y su estructura está formada básicamente por el pericarpio, el tejido placentario y las semillas (Nuez, 2001; Rodríguez *et al.*, 2001).

#### **2.1.4 Parientes silvestres**

Los parientes silvestres del jitomate presentan grandes beneficios en el mejoramiento de variedades cultivadas por su amplia reserva de genes potencialmente útiles que poseen. Sin embargo, es poco representado su valor agronómico, dado que solo se despierta interés en el aprovechamiento de genes mayores, capaces de manifestar su potencial en la resistencia a plagas y enfermedades (Foolad, 2007; Bergougnoux, 2014; Flores-Hernández *et al.*, 2017). Se presume que en el mejoramiento del jitomate se han aprovechado genes relacionados con especies silvestres. Cerca de un 80% de genes resistentes a plagas y enfermedades en las variedades cultivadas provienen de las especies silvestres (Rick y Chetelat, 1995; Romero *et al.*, 2004; Soler y Nuez, 2004; Diez, 2008).

Los parientes silvestres del jitomate se consideran como un recurso importante en el mejoramiento de las plantas cultivadas, dado que tienen la potencialidad de crecer y desarrollarse en lugares con condiciones ambientales adversas, por su resistencia que poseen en su genoma (Sánchez-Peña *et al.*, 2006; Hernández *et al.*, 2014). Las especies silvestres y genotipos criollos de jitomate presentan gran variabilidad genética, por lo que se pueden aprovechar en el mejoramiento de variedades cultivadas; presentan muchos frutos por racimo de tamaño pequeño con alta calidad nutritiva referente al jitomate cultivado. Estas características despiertan el interés del cultivo a nivel mundial para su consumo (López *et al.*, 2006). Pérez *et al.* (2014) documentaron que una alternativa del manejo ecológico del “prodiplosis” (*Prodiplosis longifila*) del jitomate, se basa en el uso

de parientes silvestres y germoplasmas criollos de jitomate que presentan resistencia a esa plaga.

De acuerdo con Retes Manjarrez *et al.* (2016), una estrategia de manejo de los virus en cultivos de jitomate, se basa en la prevención y uso de plantas resistentes; como en el caso de algunos parientes silvestres del jitomate que poseen potencialidad para resistir a factores adversos; entre ellos, la resistencia contra algunas partículas virales. Así, los parientes silvestres del jitomate pudieran ser aprovechados en la producción de alimentos; sea de forma directa o como portainjerto, aspectos que deben ser considerados como una alternativa sustentable en el mejoramiento de variedades comerciales, altamente productivas, pero susceptibles a plagas y enfermedades (Bonilla-Barrientos *et al.*, 2014).

La resistencia, tolerancia y susceptibilidad del jitomate son tres términos relativos que muestran el grado de patogenicidad que ha ocurrido en la interacción entre una planta hospedera y un patógeno, dado que la resistencia del cultivo está asociada a la limitación de los patógenos en sus ataques hacia su hospedero; la tolerancia radica en que las plantas se encuentran siendo atacadas por un patógeno; bajo dicho ataque, las plantas son capaces de llegar a producir aunque se presenten signos y síntomas de la infestación, mientras que la susceptibilidad está relacionada a la facilidad de penetración del patógeno y la expresión de los signos y síntomas (Kogan, 1990; Álvarez-Hernández *et al.*, 2009).

En las plantas susceptibles, la evasión del patógeno ocurre por su capacidad de romper los mecanismos de resistencia y de protección de la planta, de manera que a través de la pared intercelular ingresa el patógeno y coloniza; posteriormente, infecta los vasos del xilema y floema provocando una diseminación hacia los vasos adyacentes y las células del parénquima, hasta que el haz vascular queda completamente colonizado. La penetración y la infección del patógeno se producen por la liberación de enzimas o toxinas producidas por el patógeno durante el ataque a su hospedero (Buxton, 1981).

## **2.1.5 Condiciones agroclimáticas**

Para un buen desarrollo y crecimiento del cultivo de jitomate se recomienda hacerlo en suelos francos o franco-arcillosos, ya que suelos muy pesados retienen mucha humedad y restringen la respiración de las raíces, lo cual crea además un ambiente favorable para el desarrollo de enfermedades. Las temperaturas del suelo deben ser de 12-16 °C, la temperatura ambiente para su desarrollo de 21-24 °C, siendo 22 °C la óptima, y es recomendable un pH del suelo entre 5.9-6.5 (INTA, 1999). Sin embargo, de manera general se puede decir que el jitomate es un cultivo con capacidad de crecer en condiciones climáticas variadas (Giaconi y Escaff, 2004).

En la región de Centro América (Guatemala, Costa Rica, Honduras y México), este cultivo se produce en alturas y en los valles bajos del trópico seco (CATIE, 1990). Jarquín (2004), reporta que la altitud más adecuada para cosechar jitomate está entre los 400 y 2000 msnm. La humedad relativa óptima para el buen desarrollo del jitomate oscila entre 65-70%, aunque en temperaturas bajas la humedad relativa excesiva (80-90%) favorece el desarrollo de enfermedades foliares, sobre todo bajo condiciones de baja iluminación (Esquinas-Alcazar y Nuez, 1995; Giaconi y Escaff, 2004).

## **2.1.6 Métodos de plantación y manejo**

El jitomate puede cultivarse durante todo el año; sin embargo, es necesario tener en cuenta la época de frío y calor excesivo en condición de campo abierto. Estas condiciones pueden afectar bastante el buen desarrollo del cultivo, la producción y la calidad del producto. El jitomate es una hortaliza de estación cálida por su sensibilidad a las heladas (Esquinas-Alcázar y Nuez, 1995; SAGARPA, 2014).

En países de clima templado-subhúmedo como México, se recomienda sembrar jitomate en épocas con condiciones climáticas favorables para el cultivo; por lo general, el jitomate se siembra durante el ciclo primavera-verano. Por esa razón, los semilleros se

deben preparar para la época de diciembre y enero. En los meses comprendidos entre mayo y septiembre, la producción es baja, pero los precios son favorables debido a la escasez de este producto en el mercado y a la alta demanda del mismo (Esquinas-Alcázar y Nuez, 1995; INTA, 1999).

La época de producción del jitomate se realiza durante todo el año, con algunas limitaciones en consideración en campo abierto sobre todo en zonas con probabilidades de heladas. La necesidad de incrementar la producción del jitomate en México, basada en la reducción de superficie cultivada, irregularidades en el clima como altas temperaturas, poca lluvia en algunas regiones, heladas, la salinidad y enfermedades del suelo, ha conllevado a buscar nuevas técnicas de plantación y manejo del jitomate como el uso de sistemas de producción en diferentes temporadas del año como la hidroponía, bajo invernadero, de temporal, de riego, entre otros (Sánchez-del Castillo y Ponce-Ocampo, 1998).

### **2.1.7 Variedades, híbridos y genotipos de jitomate**

Según su hábito de crecimiento, las variedades de jitomate pueden ser determinadas o indeterminadas. Las variedades de hábito determinado son de tipo arbustivo, de porte bajo, compactas y su producción de frutos se concentra en un periodo relativamente corto. Las plantas crecen, florecen y fructifican en etapas bien definidas. Las variedades de jitomate para el uso industrializado son por lo general, de hábito determinado, con frutos de diferentes formas (pera, ovalados, acorazonados, cilíndrico entre otros; Rick, 1978; Chamarro, 2001).

Las de hábito indeterminado tienen inflorescencia lateral y su crecimiento vegetal es continuo. La floración, fructificación y cosecha se extienden por periodos muy largos. Las variedades de jitomate para mesa y los tomatillos tienen por lo general hábito indeterminado y las plantas necesitan de tutores que conduzcan su crecimiento; en México se cultivan ambos tipos de jitomate (CATIE, 1990).

Una de las variedades cultivadas en México es la variedad Río grande®, una de las variedades de tipo industrial que más se cultivan en el país. Tiene una buena aceptación en el mercado y procesamiento. Es una planta de hábito determinado, grande y compacto, produce frutos largo-ovalados. Esta variedad es tipo de porte bajo, que no siempre suele necesitar soporte. Se cosecha a los 70 días después del trasplante (El huerto 2.0, 2011).

Uno de los genotipos silvestres más cercanos al jitomate cultivado es *S. lycopersicum* var. *cerasciforme*, denominado en Michoacán “tinguaraque”. Se conoce como un genotipo de jitomate silvestre en Jiquilpan, Michoacán y otras regiones de México (Martínez, 1979). Este genotipo ha llamado la atención de científicos debido a su tolerancia natural a plagas y enfermedades, dado que estas últimas, afectan gravemente a las variedades comerciales de jitomate, la cual abre alternativa al uso de productos químicos empleados en el control de esos problemas fitosanitarios. El tinguaraque puede ser considerado como un material potencial en el manejo sostenible de las variedades comerciales. Su fruto es pequeño de forma redonda con muchas semillas. Como variedad silvestre, es un buen candidato para su uso como portainjerto (Eigenbrode *et al.*, 1993; Pérez *et al.*, 1997; Méndez *et al.*, 2006).

En algunas regiones de México se cultivan genotipos de jitomate *Solanum lycopersicum*, arriñonados, chinos criollos, cuadrados o tipo pimiento, ojo de venado y cereza; al parecer nativos y son utilizados para autoconsumo y comercialización a nivel nacional (Bonilla-Barrientos *et al.*, 2014). Sobre estos genotipos, al igual que los genotipos criollos, se tienen muy pocos registros documentados en el país; sin embargo, se sabe que la diversidad de esos genotipos se encuentra ampliamente distribuida en México. Estudios previos sobre genotipos criollos de jitomate, revelaron que las características de sabor, grados brix, ácidos orgánicos y otros son más aceptables que las de las variedades cultivadas (Causse *et al.*, 2003; Alonso *et al.*, 2009; Cebolla-Cornejo *et al.*, 2011). Actualmente, una de las principales quejas de los productores y consumidores del

jitomate en el mundo (incluyendo México), es que las variedades derivadas de los genotipos criollos han perdido características de calidad como el sabor y aroma, además son más susceptibles a plagas y enfermedades (Causse *et al.*, 2003).

Los genotipos criollos y silvestres de tipo cereza y arriñonado, poseen frutos de calidad superior en cuanto a sabor y valor nutritivo y pueden responder a la demanda de los consumidores de forma directa o mediante la técnica del injerto (Causse *et al.*, 2003; Klein *et al.*, 2010). Al respecto, es de suma importancia estudios sobre estos genotipos.

### **2.1.8 Manejo de plagas y enfermedades**

La producción de jitomate se ve fuertemente amenazada año tras año por plagas y enfermedades bióticas, y constituyen un factor limitante en su producción. El manejo fitosanitario comprende el uso de cultivares resistentes, medidas de exclusión, erradicación, protección y control químico, así como en el contexto de un programa de manejo integrado descrito a continuación (Jones *et al.*, 2001; Pernezny *et al.*, 2003; Gómez *et al.*, 2011).

La combinación de buenas prácticas ecológicas y el manejo integrado de plagas y enfermedades del jitomate, puede considerarse un factor clave en la sustentabilidad del cultivo, contra las problemáticas fitosanitarias y el uso excesivo de agroquímicos (Bravo *et al.*, 1999). Estas combinaciones de buenas prácticas constituyen una oportunidad para los productores; al tener plantas sanas, alimentos inocuos y un ambiente con mayor diversidad biológica y menos contaminación (Bravo *et al.*, 1999; Navarro, 2010). En los cuadros 1 y 2, se muestran algunas de las principales plagas y enfermedades del jitomate.

**Cuadro 1.** Principales especies plaga clave del cultivo del jitomate *S. lycopersicum*.

Nombre común	Orden	Familia	Género y especie	Familia de Hospederas	Fuente
Mosca blanca	Homoptera	Aleyrodidae	<i>Bemisia tabaci</i> <i>Gennadius</i> <i>Trialeurodes</i> <i>Vaporariorum</i> Westwood	Polífaga, plantas Herbáceas.	Fichter, 1993; Ortega, 1999; Domínguez <i>et al.</i> , 2002.
Paratrioza	Hemiptera	Triozidae	<i>Bactericera cockerelli</i> Sulc.	Solanaceae, Amaranthaceae, Malvaceae	Domínguez <i>et al.</i> , 2002; Ramírez <i>et al.</i> , 2008; Abdullah, 2008.
Pulgón	Homoptera	Aphididae	<i>Macrosiphum euphorbiae</i> Thomas <i>Myzuz persicae</i> Sulzer	Solanaceae, Cucurbitaceae	Lacasa y Contreras, 1995; Peña y Bujanos, 1999; Schuster, 2001.
Trips	Thysanoptera	Thripidae	<i>Frankliniella occidentalis</i> Pergande <i>Trips tabaci</i> Lind	Cruciferaeae, Cucurbitaceae.	Liliaceae, Cervantes, 1999; Schuster, 2001.

...Cuadro 1. Principales especies plaga clave del cultivo del jitomate *S. lycopersicum*.

Nombre común	Orden	Familia	Género y especie	Familia de Hospederas	Fuente
Minador	Diptera	Agromyzidae	<i>Liriomyza sativa</i> Blanchard <i>Liriomyza trifolii</i> Burgess	Solanaceae, Cucurbitaceae	Davison y Lyon, 1992; Cervantes, 1999
Gusano del fruto	Lepidoptera	Noctuidae	<i>Heliothis virescens</i> Fabricius <i>Heliothis zea</i> Boddie	Poaceae y Solanáceas	Davison y Lyon, 1992; Bautista y Véjar, 1999; Mena, 2006.
Gusano alfiler	Lepidoptera	Gelechiidae	<i>Keiferia lycopersicella</i> Walshingham	Solanáceas	Davison y Lyon, 1992; Bautista y Véjar, 1999.
Gusano del cuerno	Lepidoptera	Sphingidae	<i>Manduca sexta</i> L. y M. <i>Quinque maculata</i> Haworth	Solanáceas silvestres y Cultivadas.	Davison y Lyon, 1992; Castaños, 1995; Bautista y Véjar, 1999.
Diabrotica	Coleoptera	Chrysomelidae	<i>Diabrotica balteata</i> Le Conte <i>D. unndecimpuctata</i>	Amarantáceas, crucíferas, Cucurbitáceas	Davison y Lyon, 1992.
Chicharrita	Homoptera	Cicadellidae	<i>Empoasca fabae</i> Harris <i>Circulifer tenellus</i> Baker	Umbelíferas, cucurbitáceas y Solanáceas	Planes y Carrero, 1989; Cervantes, 1999.

**Cuadro 2.** Principales enfermedades de *S. lycopersicum*.

<b>Enfermedad</b>	<b>Agente causal</b>	<b>Diseminación</b>	<b>Fuente</b>
Pudriciones radiculares y ahogamiento (Damping off).	<i>Pythium</i> spp. y <i>Rhizoctonia solani</i>	Labores culturales, plántulas infectadas y agua de riego.	Agrios, 2002; Quiroga <i>et al.</i> , 2007.
Tizón tardío	<i>Phytophthora infestans</i> (Mont.) De Bary	La lluvia y el viento diseminan las esporas.	Mendoza, 1999; Agrios, 2002; Quiroga <i>et al.</i> , 2007.
Tizón temprano	<i>Alternaria solani</i> (Ell. Y Martin) Jones y Grout	Corrientes de aire, ocasionalmente por insectos masticadores, agua de lluvia, herramientas de trabajo.	Blancard, 1998; Peña del Río 1993; Agrios, 2002; Quiroga <i>et al.</i> , 2007.
Marchitez del jitomate	<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>Lycopersici</i>	Semillas infectadas, suelo y plantas hospederas, labores culturales, plántulas infectadas y agua de riego.	Blancard, 1998; Messiaen <i>et al.</i> , 1995; Agrios, 2002.
Pudrición de la corona y la raíz	<i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>Radicis-lycopersici</i>	Los microconidios son dispersados por el viento, semilla, ropa, zapatos, maquinaria y cajas de empaque.	Yamamoto <i>et al.</i> , 1974; Mendoza, 1999; Agrios, 2002.
Virosis	Geminivirus, Closterovirus, Carlavirus, Potyvirus, Nepovirus, Luteovirus	Mosca blanca, áfidos, chicharras, plántulas infectadas, herramientas de trabajo, entre otros	Blancard, 1998; Cárdenas, 1999; Messiaen <i>et al.</i> , 1995; Conti <i>et al.</i> , 2000; Agrios, 2002.

## 2.2 Principales plagas y enfermedades del cultivo

### 2.2.1 Mosquita blanca *Bemisia tabaci* Gennadius (Hemiptera: Aleyrodidae)

La importancia de esta plaga se debe a su gran capacidad de reproducción en un corto periodo de tiempo y al amplio abanico de familias de plantas atacadas. La mosquita blanca es un insecto que provoca daño directo al cultivo de jitomate, al alimentarse de él, ya que raspan la superficie de las hojas, lo que ocasiona que la planta no realice adecuadamente la fotosíntesis, se deshidrate y pueda contraer enfermedades. Además, como daño indirecto, la plaga trasmite virus como la “marchitez manchada” del jitomate. La mosquita blanca puede causar pérdidas en el cultivo de jitomate de hasta 30% (Lieberth, 1991; Parrela *et al.*, 1992).

Los adultos tienen alas completamente desarrolladas de apariencia plumosa color blanco o amarillo a café. Las hembras depositan sus huevecillos en los tejidos tiernos de hojas, flores y frutos. Presentan forma de riñon y eclosionan entre 4-8 días, dando origen a las ninfas características. Su primer y segundo estadio es cuando se alimentan y pueden transmitir los virus. En el tercer estadio se les conoce como “pupas”, que en realidad es un estado de reposo previo al estado adulto (Martínez, 1994).

En el inicio del tercer estadio, se localizan en el suelo para pupar. Cuando las temperaturas son altas, puede haber hasta 200 descendientes, ya que también se reproducen por partenogénesis y completan su ciclo entre 10 y 21 días (Martínez, 1994; Webb *et al.*, 2002).

#### 2.2.1.1 Síntomas y daños

Los adultos y ninfas de la mosca blanca extraen savia de la planta lo que reduce el crecimiento y la fotosíntesis de la misma; además, son importantes vectores de enfermedades virales. Las plantas infestadas presentan menos vigor y las hojas se cubren con mielecilla, que propicia el desarrollo de un hongo denominado “fumagina” que es

de color negro y limita el proceso fotosintético; consecuentemente la planta puede defoliarse. En las plantas infestadas por virus, las hojas se vuelven amarillentas y se caen (Pacheco, 1985; Mau y Martín, 1991). Cuando las poblaciones de esta plaga son demasiado elevadas, ocurre la clorosis así como la maduración irregular de frutos del jitomate (Morales *et al.*, 2006).

El daño principal asociado a esta plaga, se relaciona con el debilitamiento de las plantas, deterioro de la calidad de frutos por secreciones azucaradas, la reducción de la capacidad fotosintética de las hojas y transmisión de virus. El cultivo del jitomate es afectado tanto en campo abierto como en invernadero; en ambos casos, se ha observado la transmisión de virus. La plaga afecta los rendimientos y eleva los costos de producción por las acciones de control químico que se realizan (Morales *et al.*, 2006).

#### **2.2.1.2 Ciclo biológico**

La mosca blanca se caracteriza por tener una metamorfosis incompleta, y pasa por tres estados: huevo, ninfa (cuatro instares, cada uno con una duración de dos a tres días) y adulto (Morales *et al.*, 2006). Durante su primero y segundo instar, se alimenta del mesófilo de la hoja, mientras que en el tercero se alimenta de la parte superior de la hoja, dejando una huella de espiral o retorcida que al principio es trasparente y luego se torna café; cuando la ninfa llega a su madurez, realiza una incisión longitudinal y emerge para convertirse en pupa en la superficie de la hoja o en el suelo, donde completa su desarrollo entre cinco y 12 días. Los adultos son muy buenos voladores y se mueven alrededor de las plantas en rápidos movimientos irregulares; viven entre 10 y 19 días dependiendo de las condiciones ambientales (Salguero, 1992; SAGARPA, 2010).

#### **2.2.1.3 Estrategias de manejo**

El control químico se considera como el método más utilizado para el manejo de la mosca blanca; sin embargo, su uso indiscriminado ha ocasionado serios problemas colaterales como el incremento del costo de producción, eliminación de enemigos

naturales, resistencia a los insecticidas, riesgos para la salud humana y contaminación ambiental. Varios estudios reportan resistencia de la plaga a los organofosforados y a otros organofosforados como: metamidofos, malathion, monocrotofos y dimetoato; hacia algunos carbamatos como carbofuran y carbosulfan; también hacia piretroides como cipermetrina y cialotrina (Asiático-Rivera y Zoebisch, 1992; Polack, 2005).

Una de las principales formas de manejo sustentable de la mosquita blanca consiste en muestrear adultos y ninfas al menos una vez por semana con trampas amarillas. Además se recomienda el uso de repelentes y extractos vegetales en el cultivo, también se pueden realizar aplicaciones de aceites vegetales, minerales y jabones agrícolas (Vázquez *et al.*, 2004; SAGARPA, 2010).

Otra técnica que se utiliza en el manejo de mosca blanca, consiste en la prevención y eliminación de malezas hospederas. En invernadero, esta práctica se debe hacer dentro y fuera, evitar plásticos y mallas rotas, colocar dentro y fuera trampas amarillas para detectar las primeras migraciones y realizar aplicaciones de repelentes en mallas. El manejo de la mosca blanca requiere un programa integrado que se enfoque en la prevención y se base en la integración del control biológico cuando éste sea posible (Hilje-Quirós, 2001).

En este sentido, los organismos que se emplean como controladores biológicos de *B. tabaci* en los sistemas de producción de jitomate, se clasifican según sus hábitos. Por ejemplo los depredadores, mismos que son insectos que se alimentan de estadios inmaduros de la plaga. Dentro de este grupo se encuentra catarinitas (Coleoptera: Coccinellidae), crisopas (Neuroptera: Chrysopidae), chinches (Hemiptera: Miridae) y arañas (Araneae: Theridulidae). Otro grupo importante son los parasitoides que ovipositan dentro de las larvas de las moscas blancas y se desarrollan en su interior hasta causarles la muerte; por ejemplo avispidas (Hymenoptera: Aphelinidae), como el uso de *Anagyrus kamali* en el manejo de *Maconelicoccus hirsutus*; también el uso de *Amitus fuscipennis*, *Ecarsia nigricephalla* y *Eretmocerus californicus* consiste un manejo exitoso en el control de *Trialeurodes vaporariorum*. Finalmente, los entomopatógenos como

*Lecanicillium lecanii* (*Verticillium*) (Hyphomycetes), *Paecilomyces fumosoroseus* (Hyphomycetes), *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* (Ascomycota: Hypocreales; Caballero, 1996; Vázquez *et al.*, 2004; Cardona *et al.*, 2005; Wang *et al.*, 2006; Ernesto, 2008).

### **2.2.2 Minador de la hoja *Liriomyza* spp.**

El minador de la hoja es originario de América y está ampliamente distribuido en el mundo. En México, el minador de la hoja es una de las principales plagas del chile y jitomate. Esta plaga tiene una gama amplia de hospedantes de las familias Solanaceae, Fabaceae, Cucurbitaceae y Brassicaceae, en las que se alimenta y se reproduce. Esta ampliamente documentado que este insecto plaga es de los más importantes para diversos cultivos como el chile, jitomate, frijol, berenjena, papa, chícharo, alfalfa, brócoli, coliflor, col, apio, lechuga, cebolla, ajo, maracuya y plantas ornamentales, principalmente crisantemo. Además, está presente en muchas especies de malezas de hoja ancha (King y Saunders, 1984; Mau y Martín, 1991; Salvo y Valladares, 2007).

#### **2.2.2.1 Síntomas y daños**

El minador de la hoja se presenta generalmente en las hojas más viejas. Las galerías que provoca esta plaga tienen forma de una "S" y pueden estar agrandadas en las extremidades de la hoja. En las hojas más dañadas, se reduce grandemente la eficacia fotosintética y provoca la caída prematura de las hojas. Si esto sucede al comienzo del periodo de fructificación, la defoliación puede reducir el rendimiento y el tamaño del fruto y exponer éste a la quemadura del sol. Además, las hojas infestadas constituyen un hábitat propicio para las bacterias y los patógenos fúngicos de las plantas (Mau y Martín, 1991; Salvo y Valladares, 2007).

Los signos de daño en el cultivo consisten en la presencia de manchas lineales e irregulares, de color blanquizco o verdoso, con líneas conspicuas negras parecidas a hilos de excremento en los lados alternos de la mina. Las minas individuales son de poca

importancia; sin embargo, cuando la población larval es grande pueden ser minadas hojas enteras y las plantas muy dañadas parecen como si hubiesen sido quemadas por fuego. Las hojas minadas son más susceptibles al daño por viento, lo que ocasiona la defoliación completa del cultivo (Mau y Martín, 1991; Salvo y Valladares, 2007).

### **2.2.2.2 Ciclo biológico**

El minador de la hoja presenta una metamorfis completa, con cuatro estados biológicos de desarrollo: huevo, larva (tres estadios), pupa y adulto. Tiene un ciclo biológico de 15 días, aunque puede alargarse hasta 21 días dependiendo de la planta hospedante y la temperatura. Su alimentación y oviposición la inician al salir el sol, y alcanzan su máximo punto a media mañana; el apareamiento puede ocurrir a cualquier hora del día (King y Saunders, 1984; Pacheco, 1985; Mau y Martín, 1991).

### **2.2.2.3 Estrategias de manejo**

El control del minador de la hoja es difícil, principalmente debido al abuso en el uso de insecticidas para el control de otras plagas; al eliminar los enemigos naturales del minador, las poblaciones de la plaga incrementan drásticamente. Eventualmente, se desarrolla resistencia a los insecticidas. Además, este manejo ocasiona serios problemas de contaminación ambiental, residuos tóxicos en las cosechas e incremento de los costos de producción. Dicha situación obliga a utilizar un criterio técnico para obtener un manejo integrado de plagas. A pequeña escala, como un método de control, se recomienda eliminar las hojas infestadas con la finalidad de mantener la población de esta plaga en un nivel manejable (Garza, 2001; Salvo y Valladares, 2007).

Por otro lado, existen diversos depredadores de minadores de hojas como aves, arácnidos e insectos. Dentro de los insectos, existen especies depredadoras de diferentes órdenes; por ejemplo, Coleópteros como Carabidae, Coccinellidae, Staphylinidae; hemípteros, Anthocoridae, Nabidae, Lygaeidae) e himenópteros como hormigas (Cisneros y Mujica, 1998; Salvo y Valladares, 2007).

### **2.2.3 Paratrioza *Bactericera cockerelli* Sulc (Hemiptera: Triozidae)**

La paratrioza es un insecto con aparato bucal de tipo picador-chupador, y se conoce también con el nombre de pulgón saltador. Algunas especies de la familia Triozidae (=Psyllidae) junto con las familias Cicadellidae y Fulgoridae, se han descrito como vectores de algunas enfermedades (Kawakita *et al.*, 2000). *B. cockerelli* es considerado como una de las plagas de mayor importancia económica del jitomate y otras hortalizas como la papa, chile, entre otros (Garzón-Tiznado, 2002).

La paratrioza tiene hábitos migratorios y puede alcanzar vuelos de hasta 1.5 km de altura. Se presenta con mayor incidencia en zonas agrícolas de monocultivo. En algunos lugares el insecto desaparece durante el invierno, emigrando a grandes distancias en busca de alimento. En el cultivo de jitomate, las ninfas afectan el fruto y las hojas (Garzón-Tiznado, 2002). En condición natural, la plaga se ve afectada por los hongos entomopatógenos *Paecilomyces fumosorocceus*, *M. anisopliae* y *B. bassiana*; por los depredadores de los áfidos (*Chrysoperla* spp.), la catarinita roja (*Hippodamia convergens*), y por las larvas de la avispa *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae; Garzón-Tiznado, 2002; Garzón-Tiznado, 2005).

#### **2.2.3.1 Síntomas y daños**

Esta plaga se alimenta principalmente de la savia de las plantas hospederas ocasionando dos tipos de daños: directo e indirecto.

El daño directo es provocado por la inyección de una toxina, la cual es transmitida únicamente por las ninfas. Los síntomas consisten en un retraso del crecimiento de la planta con hojas de color púrpura y posteriormente presenta distorsión de follaje, clorosis, estímulos en la floración, menor cantidad de frutos y de tamaño pequeño. En algunos casos la literatura internacional consideró a la paratrioza, como un insecto toxinífero (Garzón-Tiznado, 2002; Vega-Gutiérrez *et al.*, 2008). En el cultivo de jitomate,

la toxina causa disminución en el rendimiento y calidad de frutos, originando grandes pérdidas económicas (Garzón-Tiznado *et al.*, 2009).

El daño indirecto es considerado más importante que el directo, pues es ocasionado por la transmisión de fitoplasmas y bacterias (Munyanza *et al.*, 2007), transmitidas tanto por ninfas como por adultos. El fitoplasma es responsable de la enfermedad conocida como “permanente” del tomate o punta morada en papa (Garzón-Tiznado *et al.*, 2005). Garzón-Tiznado *et al.* (2009), han documentado la presencia de una nueva especie bacteriana no cultivable en medios sintéticos, denominada *Candidatus* *Lyberibacter solanacearum* (*psyllauros*), como responsable de la enfermedad permanente del tomate misma que se transmite por *B. cockerelli*.

Una de las enfermedades de mayor importancia económica en jitomate *S. lycopersicum* y papa *S. tuberosum*, son el amarillamiento ocasionado por *Bactericera cockerelli* (Sulc) y Zebra chip (ZC), cuyo agente causal es la bacteria *Candidatus* *Lyberibacter solanacearum* (Hansen *et al.*, 2008; Munyanza *et al.*, 2008; Ontiveros-Guerra, 2012).

### **2.2.3.2 Ciclo biológico**

El insecto posee tres etapas de desarrollo: huevo, ninfa y adulto. En las dos últimas es cuando causa el daño en las plantas (Garzón-Tiznado, 2002). Los adultos de la paratrioza miden aproximadamente 2 mm, su apariencia es similar a la de un áfido, con la diferencia de que la paratrioza no presenta sifúnculos y tiene su hábito saltador. La hembra adulta puede ovipositar más de 500 huevos durante un período de 21 días. El tiempo promedio requerido para el desarrollo de huevo a adulto es de 15 a 30 días a una temperatura más o menos de 27 °C. Temperaturas inferiores a 15 °C o superiores a 32 °C afectan adversamente el desarrollo y sobrevivencia del insecto (Munyanza *et al.*, 2007; Marín, 2008).

Los diferentes instares de *B. cockerelli*, son fáciles para distinguir por su tamaño. Los huevos poseen una forma ovalada de color anaranjado-amarillento y brillante; se

adhieren en la superficie de las hojas por medio de un pequeño filamento. El insecto presenta cinco estadios ninfales similares morfológicamente, y toman un color bronceado en el segundo instar, verdoso al tercero, café verdoso en el cuarto y quinto; y finalmente, las ninfas completan su ciclo en aproximadamente un mes (Marín, 2008).

### 2.2.3.3 Estrategias de manejo

Diversos autores mencionan que una de las principales estrategias de manejo integrado de la paratrioza, consisten en el empleo de cultivares resistentes, donde destacan los genotipos criollos y silvestres como fuentes de resistencia. En un estudio realizado por Peña *et al.* (2006), encontraron que los genotipos nativos de jitomate poseen diversas características que las hacen resistentes; por ejemplo, (densidad de tricomas, entre otras características, que las hacen candidatas en el manejo de insectos plaga. Estudios previos realizados con mosquita blanca, indican que existe resistencia hacia plagas y enfermedades en los genotipos criollos y silvestres (Vásquez-Ortiz *et al.*, 2010), destacando que estas características pudieran ser transferidas mediante la técnica del injerto.

En la búsqueda de nuevas alternativas para el manejo de la paratrioza, destacan los hongos entomopatógenos (HEP's) debido a que no requieren ser ingeridos por el insecto para actuar, por lo que en insectos de hábitos chupadores como la paratrioza pueden tener buenos resultados (Suárez-Núñez y Cortez-Madrigo, 2014). Dentro de los hongos entomopatógenos (HEP's) más utilizados, se encuentran: *B. bassiana* y *M. anisopliae*. En un estudio realizado por Villegas-Rodríguez *et al.* (2014), se evaluó la patogenicidad de dos aislamientos de *B. bassiana* y dos de *M. anisopliae* sobre ninfas de *B. cockerelli* mediante la técnica de aspersión bajo condiciones semicontroladas (invernadero). En dicho estudio, se evaluaron concentraciones de  $1 \times 10^7$  conidios  $\text{ml}^{-1}$ . Los resultados indican que los aislamientos fueron patogénicos al insecto y las mortalidades fluctuaron del 36% para los aislamientos de *M. anisopliae* y *B. bassiana*.

Por otra parte, Lacey *et al.* (2009) evaluaron la patogenicidad de aislamientos de tres especies de HEP's: una de *B. bassiana*, dos de *M. anisopliae* y dos más de *Isaria fumosorosea*. La técnica aspersión de una concentración de  $1 \times 10^7$  conidios  $\text{ml}^{-1}$  sobre ninfas y adultos de *B. cockerelli*, mostró que los aislamientos de *I. fumosorosea* y *M. anisopliae* causaron mortalidades de 91-99% cuatro días después de su aplicación. Para *B. bassiana* la mortalidad fue del 53 al 78%. Estos resultados demuestran que el manejo de *B. cockerelli* puede ser posible mediante el uso de HEP's.

## 2.2.4 Tizón temprano del jitomate

El tizón temprano es causado por el hongo *Alternaria solani* Ellis y Martin. El patógeno infecta a solanáceas silvestres y cultivables como papa, chile, berenjena y jitomate y se distribuye en todas las plantaciones a nivel mundial, y en condiciones ambientales favorables para su desarrollo se considera uno de los problemas fitosanitarios importantes del cultivo (Jones *et al.*, 2000; Momol y Pernezny, 2006). En México, el tizón temprano tiene una amplia distribución, y sus mayores daños ocurren cuando hay presencia de precipitaciones que incrementan la humedad ambiental (Castellanos, 2009; Alvarado-Carrillo *et al.*, 2014; Ramírez, 2014).

### 2.2.4.1 Síntomas y daños

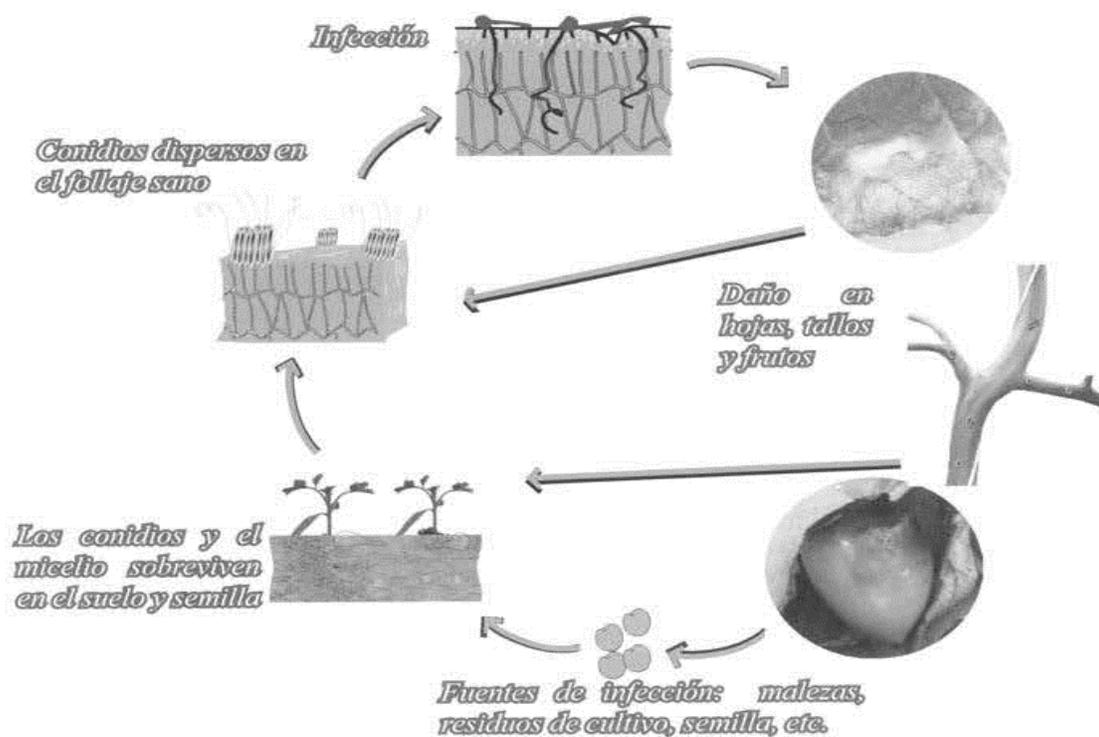
La enfermedad inicia con manchas pequeñas circulares de color café o negro sobre las hojas más viejas, hojas jóvenes e incluso tallos y frutos. Sobre las hojas dañadas se forman círculos concéntricos con halo clorótico, los cuales son un síntoma característico de esta enfermedad. Con infecciones severas puede haber defoliación, dejando expuestos los frutos a las quemaduras de sol (Mendoza, 1996; Bernal, 2010).

Los daños que se producen en tallos son lesiones necróticas y ahorcamiento, que posteriormente causa la muerte de la planta. También, la enfermedad puede afectar tanto a frutos verdes como maduros; con síntomas de manchas circulares de colores café oscuro y acuosas (Nitzsche y Wyenandt, 2005; Wyenandt *et al.*, 2009). Los daños se

presentan en periodos de precipitación durante el desarrollo del fruto, ya que en ataques severos, se disminuye drásticamente el rendimiento y calidad de los frutos (Nitzsche y Wyenandt, 2005; Castellanos, 2009).

### 2.2.4.2 Ciclo biológico

La enfermedad produce estructuras de resistencia llamadas clamidosporas, capaces de sobrevivir en el suelo y residuos de cosecha por largos periodos de tiempo. El patógeno se puede transmitir por semilla, y debido a esto; puede afectar semilleros y plantas de trasplante. También ataca a otras solanáceas como papa y berenjena (Momol y Pernezny, 2006; Martin *et al.*, 2010). El jitomate se considera como uno de los hospederos del patógeno, al igual que la papa, berenjena y las solanáceas silvestres. Las esporas del hongo se diseminan por el viento y por el salpique de agua de lluvia. Las condiciones de humedad y temperatura óptimas son de 24-29 °C las cuales favorecen el desarrollo de *A. solani* (Fig. 1; Jones *et al.*, 2001; Momol y Pernezny, 2006; Martin *et al.*, 2010).



**Figura 1.** Ciclo biológico de *A. solani*. Tomado de Castellanos (2009).

### 2.2.4.3 Estrategias de manejo

Mayormente, el control del tizon temprano se basa en el uso de productos químicos como Boscalid, Azoxystrobin, Pirimetamil, Sulfato de cobre pentahidratado, Estrobilurinas, Mancozeb, Captafol, Curzate M8, Cupravit Mix, Dyrene, Bravo 720, Folpate 80, Bravo CM, Rovral, Maneb, Zineb, entre otros. Sin embargo, este control conlleva daños colaterales, por ello es necesario buscar otras alternativas, como uso de variedades resistentes, medidas de prevención y la técnica de injerto (Castellanos, 2009; Bernal, 2010; Muñoz-González y Muñoz-González, 2013; Ricardo-Paz *et al.*, 2014). Por otra parte, se han documentado que la prevención, rotación de cultivos, uso de cultivares resistentes se consideran como técnicas importantes de manejo de esta enfermedad.

### 2.2.5 Tizón tardío

Enfermedad causada por el oomiceto *Phytophthora infestans* (Mont) (De Bary). Su peligrosidad está siempre latente, ya que es una de las enfermedades más destructivas que existen, debido a la rapidez con que puede diseminarse por el aire, por su capacidad reproductiva y su gran virulencia que caracteriza a este hongo. El patógeno se presenta principalmente en periodos frescos y húmedos, requiere una humedad relativa mayor al 90% para desarrollarse y una temperatura entre 18-22 °C (Mendoza, 1999; Castellanos, 2009).

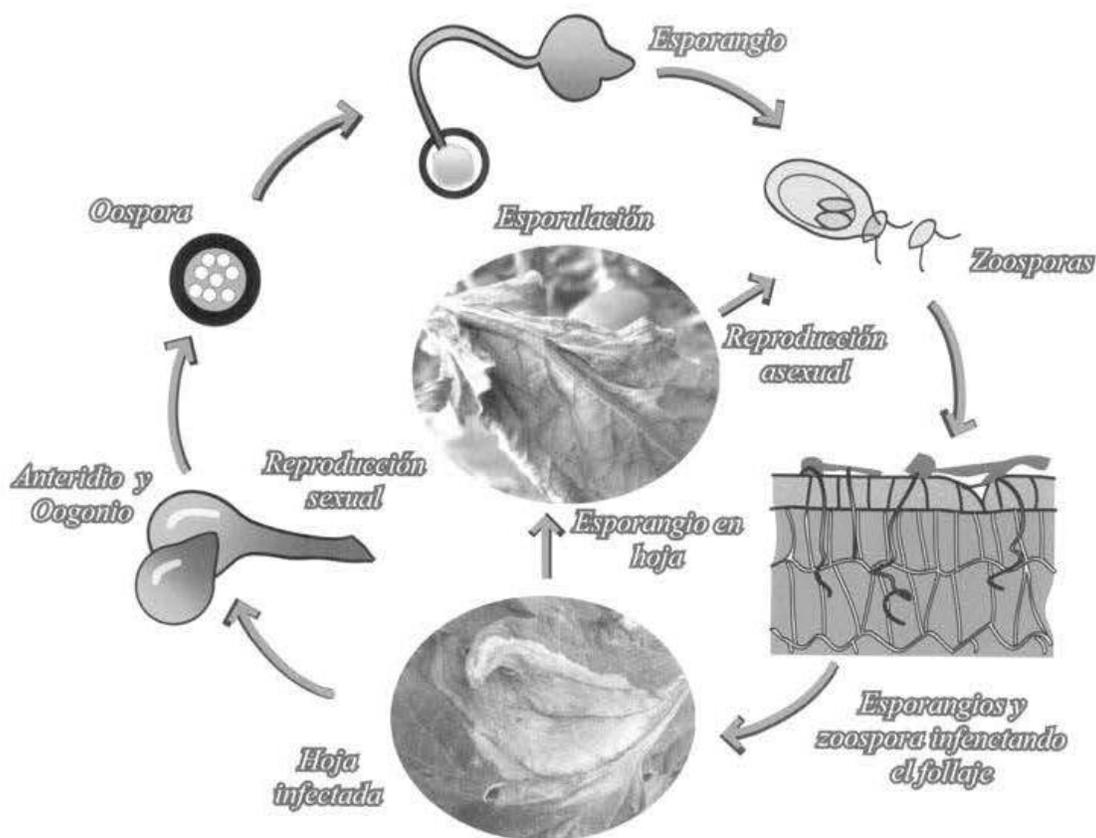
#### 2.2.5.1 Síntomas y daños

Los primeros síntomas de *P. infestans* presentan inclinación del pecíolo en hojas infectadas; posteriormente, las lesiones del tallo y hojas son manchas pardas irregulares, verdosas y acuosas de color café. Bajo condiciones de alta humedad se puede observar en los márgenes inferiores de las hojas presencia de esporas de color blanco. A medida

que avanza la infección la mancha presenta pudrición de hojas, tallo y fruto (Mendoza, 1999; Agrios, 2002).

### 2.2.5.2 Ciclo biológico

*P. infestans* presenta micelio cenocítico, muy ramificado, así también produce esporangióforos hialinos y ramificados. El esporangio del hongo se desarrolla cuando se tiene una humedad relativa entre 90 a 100% y temperatura óptima de 18-21 °C. Las zoosporas y esporangios germinan a temperaturas de 12 °C y penetran a las hojas entre los 12-15 °C. Bajo condición de lluvias y nubosidad, con una temperatura entre los 16 y 22 °C, son condiciones favorables de abundante desarrollo del hongo (Fig. 2; Mendoza, 1999; Quiroga *et al.*, 2007; Castellanos, 2009).



**Figura 2.** Ciclo biológico de *P. infestans*. Tomado de Castellanos (2009).

### 2.2.5.3 Estrategias de manejo

Tradicionalmente el control de esta enfermedad ha sido por el uso de agroquímicos con ingredientes activos como el azufre y el cobre, destacando Fosetil aluminio, Famoxadona, Cyazofamida, Mandipropamida, Metalaxil, Ridomil Bravo, Mancozeb, Captan, Clorotalonil, Difolatan, Zined, Folpet, Ricoil, Curzate, Aliette, entre otros, los cuales se aplican en semilla, follaje y al suelo, con resultados favorables; sin embargo, su uso trae problemas colaterales al medio ambiente y la salud humana (INCAPA, 2004; Bernal, 2010; Muñoz-González y Muñoz-González, 2013). Por esta razón, se recomiendan estrategias de control que sean amigables al ambiente; por ejemplo, uso de variedades resistentes, mediante portainjerto de variedades comerciales muy susceptibles.

### 2.2.6 Marchitez vascular

Una de las limitantes fitosanitarias del jitomate a nivel mundial es la marchitez vascular causada por el hongo *Fusarium oxysporum* f. spp. *lycopersici* (Sacc.). La mayor incidencia ocurre en clima cálido y su distribución es mundial. La infección se ve favorecida por las heridas que se realizan en las raíces y tallos. *F. oxysporum*, aparentemente no tiene un estado perfecto. Se reproduce mediante conidios y tiene estructuras de supervivencia de largo tiempo en el suelo como clamidosporas. Las variantes de *F. oxysporum* están divididas en muchas formas que no pueden ser distinguidas morfológicamente (Agrios, 2002; Bernal, 2010; Muñoz-González y Muñoz-González, 2013).

*F. oxysporum* es muy variable debido a su especificidad y virulencia. Dicha variabilidad también se manifiesta por la presencia de razas fisiológicas (Armstrong, 1975; Muñoz-González y Muñoz-González, 2013). El patógeno se puede transmitir por semillas, por lo que afecta desde semilleros hasta trasplante; así también se puede transmitir a través de suelos contaminados. La enfermedad es más frecuente en suelos ácidos, con exceso de humedad y de textura liviana. Los rastros de cosechas infectadas,

son los principales fuente de inóculo de esta enfermedad, ya que el patógeno esporula fácilmente en las plantas enfermas y es diseminado por el agua y el viento a plantas sanas. El patógeno sobrevive en el suelo mediante clamidosporas y en residuos de cosecha (Nelson, 1981; Gratidge y Brien, 1982).

### **2.2.6.1 Síntomas y daños**

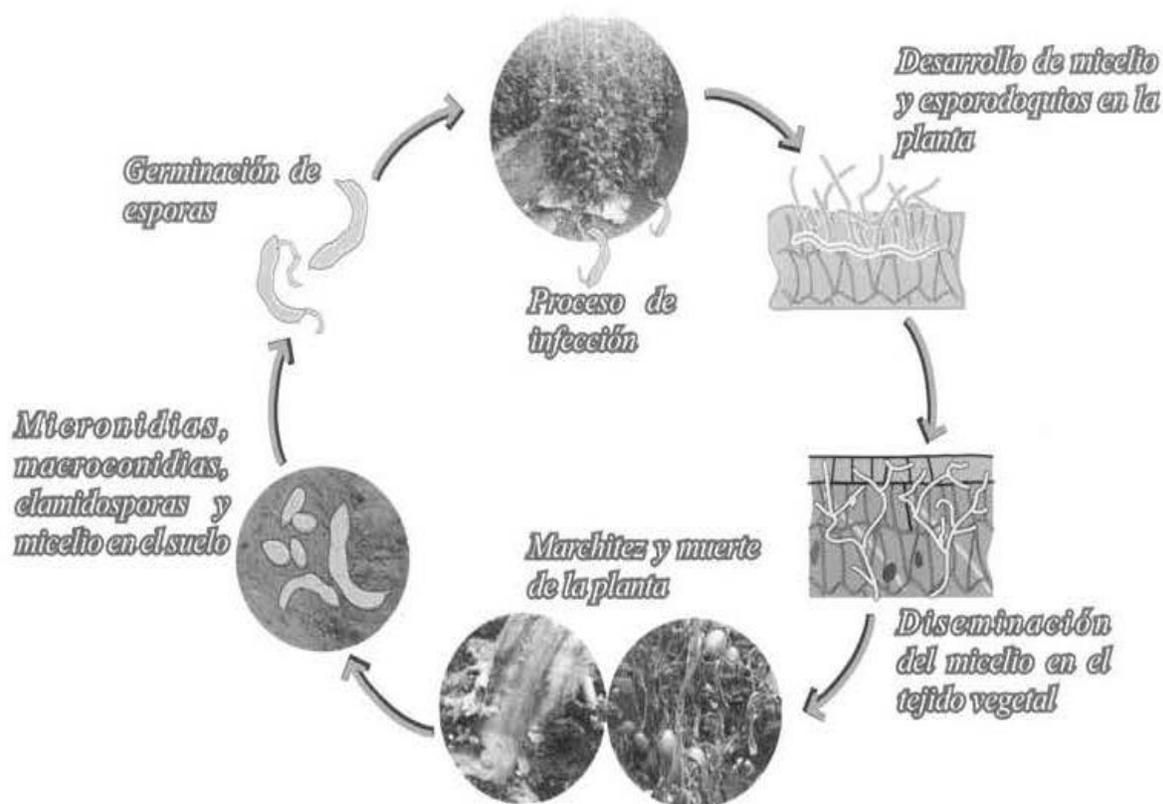
*F. oxysporum* produce retraso en el crecimiento, necrosis de color marrón en la base del tallo de jitomate y síntomas de marchitamiento foliar en toda la planta; inicia en las hojas más viejas, hasta que se seca el área foliar y posteriormente la planta muere. Las plantas enfermas muestran pudriciones en las raíces y típicamente los tejidos conductores se tornan de color café. La coloración parda del sistema vascular en los tallos es característica de la enfermedad, mientras que la medula del tallo permanece intacta (Baker, 1988; Zhang *et al.*, 2011).

### **2.2.6.2 Ciclo biológico**

*F. oxysporum* se desarrolla a una temperatura entre 25 y 30 °C, con una gran variabilidad morfológica; sufre frecuentes mutaciones en cultivo, apareciendo progresivamente más micelio y desapareciendo las esporodoquios. Presenta un crecimiento rápido, al principio la colonia es lisa y algodonosa. Con el tiempo toma un aspecto como el fieltro, de color blanco o salmón pálido, tiñéndose de púrpura en su zona central (Baker, 1988). El hongo es aerobio, requiere un pH óptimo de 7.7, y una temperatura óptima entre 20 y 25 °C y fotoperiodo 16 h luz para su esporulación (Tramier *et al.*, 1983; Castellanos, 2009; Sikora, 2009; Zhang *et al.*, 2011).

La marchitez vascular produce tres tipos de esporas: 1) microconidios, que son las esporas unicelulares, sin septos, hialinas, rectas, cilíndricas o curvadas; sobre conidióforos poco ramificados, de tamaños muy pequeños de 5 a 12 micras de largo y de 2.5 a 3.5 micras de ancho. 2) macroconidios, esporas de pared delgada, fusiformes, largas, moderadamente curvadas con 3-5 septas. 3) clamidosporas, son globosas, con

estructuras de sobrevivencia de doble paredes gruesas formadas de hifas y conidios; en condiciones desfavorables pueden sobrevivir por más de 20 años, y en el suelo como saprófito (Fig. 3; Nelson, 1981; Sammerell *et al.*, 2002; Ascencio *et al.*, 2008).



**Figura 3.** Ciclo biológico de *F. oxysporum*. Tomado de Castellanos (2009).

### 2.2.6.3 Estrategias de manejo

Por la sobrevivencia de este hongo en el suelo mediante clamidosporas, se recomienda el uso de técnicas de prevención o uso de variedades resistentes. También se recomienda el uso de organismos antagonistas como *Trichoderma koningii*, *Pseudomonas fluorescens* al suelo de los semilleros. Es de vital importancia para el control de la enfermedad, seleccionar en el semillero y posteriormente, sembrar plántulas sanas

en campo. En el campo se deben realizar drenajes para airear el suelo y eliminar inmediatamente las plantas enfermas (Bernal, 2010).

Teniendo en cuenta que *Fusarium* es más severo en condiciones de suelos ácidos, se recomienda la aplicación de cal agrícola o cal hidratada para aumentar el pH. La severidad de la enfermedad se ha reducido cuando se han aplicado fertilizantes nitrogenados con base en nitratos y ha aumentado con fertilizantes nitrogenados con base en amonio (Bernal, 2010). El principal control se basa en el uso de productos químicos (Cloropicrina, Iodometano), dentro de los controles químicos, se realiza tratamiento a las semillas mediante la inmersión en ácido clorhídrico al 1% durante 20 minutos. Sumergir las raíces de las plántulas en solución de Tecto 60 o Benlate. En el campo, se realizan aspersiones con productos químicos, dirigidas al follaje y al suelo o base de la planta (Agrios, 2002). Sin embargo, el uso de los productos químicos durante el ciclo del cultivo no es muy eficaz, así como no amigable al medio ambiente (Bernal, 2010). Por otra parte, se recomienda el uso de semilla sana y tratada, evitar exceso de humedad, rotación de cultivos, uso de genotipos y variedades resistentes.

## 2.2.7 Nematodos

Los nematodos son organismos invertebrados con forma de gusano (0.25 mm-8.4 m); como plagas, son más problemáticas, en suelos livianos, mientras que sus ataques son moderados en suelos con pH bajo. Los ataques son favorecidos por temperaturas moderadas en el suelo entre 16 y 17 °C, y puede ocurrir desde los almácigos o semilleros afectados o por agua de riego. El 80% de los daños de los nematodos son producidos principalmente por dos grupos de nematodos: los nematodos enquistadores (*Globodera* spp. y *Heterodera* spp.) y los nematodos agalladores (*Meloidogyne* spp.; Agrios, 1985; Sasser y Frenckman, 1987).

### **2.2.7.1 Biología**

La mayoría de los nematodos que parasitan las plantas tienen un ciclo de vida similar y se divide en dos fases: pre-parasitaria y parasitaria. Se desarrollan a partir de huevos y posteriormente existen cuatro estados larvales o estados juveniles que desarrollan a estado adulto. Los juveniles en muchos géneros son similares a los adultos, excepto la estructura de los caracteres sexuales. Los pasos entre estadios juveniles hasta adultos están separados por mudas. En general, la primera muda de J1-J2 ocurre dentro del huevo, del que eclosionan como J2s, las cuales constituyen el principal estado infectivo en la mayoría de las especies. Los nematodos pueden alimentarse sobre la raíz o penetrar en ella; y su ciclo de vida varía en cuanto a la temperatura, humedad y planta huésped (Dropkin, 1980; Fraga, 1984).

### **2.2.7.2 Síntomas y daños**

Los daños pueden aparecer desde la etapa de semillero del cultivo de jitomate. Las plantas afectadas por los nematodos sufren retraso en su desarrollo y los daños sólo se detectan al momento del trasplante. *Meloidogyne* spp. induce la formación de agallas en raíces, también son capaces de destruir microorganismos benéficos para las plantas. Se ha reportado que los nematodos del género *Meloidogyne* spp., son muy frecuentes en el cultivo de jitomate (Dropkin, 1980; Fraga, 1984).

### **2.2.7.3 Estrategias de manejo**

Básicamente el manejo de los nematodos se basa en el uso de nematicidas (Carbofuran y Oxamil); sin embargo, está ampliamente documentado que el uso de nematicidas aportan daños colaterales al ambiente y la salud humana, razón por la cual se buscan alternativas de control como la prevención (González-Cardona y Aristizábal-Loaiza, 2014).

El suelo que va ser usado en los semilleros debe ser sometido a un tratamiento de solarización húmeda durante 30 a 45 días, el cual permite reducir las poblaciones del

nematodo. La aplicación al suelo de algunos aislamientos de los hongos antagónicos, como *Verticillium chlamydosporium*, *Paecilomyces lilacinus*, *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana* han logrado reducir las poblaciones de nematodos del género *Meloidogyne* (Cuadra y Fajardo, 2000). En todos los casos anteriores, una estrategia de control de plagas y enfermedades amigable con el medio ambiente, descansa en el uso de cultivares resistentes.

### **2.3 Manejo integrado de plagas y enfermedades del jitomate**

El manejo integrado de plagas se considera como una técnica en la cual se mantiene el nivel del daño de plagas y enfermedades por debajo del umbral económico; esta técnica incluye el uso planificado de tácticas y estrategias ecológicas de prevención, socialmente aceptables para reducir diversos daños a los cultivos (National Academy of Sciences, 1978; Badii *et al.*, 2000; Téliz y Nava, 2001). El MIP no trata de erradicar plagas, sino como parte del agroecosistema se requiere un manejo que mantenga su nivel de daño en forma económicamente tolerable, mediante la integración de recursos genéticos, normativos, culturales, biológicos, físicos y químicos; el desarrollo y uso de bases de datos y modelos sobre la biología de las plagas de los cultivos y del ambiente; el conjunto de reglas de decisión basadas en principios ecológicos y en consideraciones socioeconómicas, la protección ambiental, la inocuidad, la salud humana, la productividad sostenida y la interdisciplinariedad (Kuhlman *et al.*, 1989; Annalee y Kailash, 1995).

Dentro de las herramientas del MIP se mencionan; control mecánico, control cultural, control biológico, control etiológico y el control químico (Metcalf y Luckman, 1990). Desafortunadamente, en el cultivo del jitomate como en otros cultivos, el control de plagas y enfermedades se basa fundamentalmente en el uso de plaguicidas organosintéticos, con problemas colaterales ambientales y sobre la salud humana (Pimentel y Edwards, 1982; Eigenbrode y Trumble, 1994; Esquinas-Alcázar y Nuez, 1995; Zavaleta-Mejía, 1997).

### **2.3.1 Control mecánico**

El control mecánico de las plagas comprende las técnicas muy antiguas y simples de la lucha contra los insectos fitófagos. Estas técnicas consisten en la remoción, trituración y destrucción de los insectos plaga, eliminación de partes infestadas de las plantas y uso de bolsas para los frutos. Una desventaja de esta técnica se basa en alta demanda de mano de obra, por lo que tienden a desaparecer de las grandes extensiones de cultivos. En ciertos casos, particularmente cuando se trata de la pequeña agricultura, el control mecánico puede aplicarse con relativa eficiencia (Cisneros, 1995; Martínez, 2010; Cañedo *et al.*, 2011).

Diversos estudios mencionan que en jitomate, para detectar e identificar insectos que llegan al cultivo, es necesario ubicar trampas en los contornos y dentro del cultivo, eliminar plantas enfermas para evitar la propagación de los brotes de enfermedad, también la eliminación de insectos plagas como en el caso de los gusanos (Cañedo *et al.*, 2011). En el cultivo del jitomate pudiera aplicarse en plagas estrategias “k”, tales como el gusano del cuerno *Manduca* spp. En el pasado, dicha estrategia fue utilizada en el cultivo del tabaco en EE. UU. El control mecánico en jitomate pudiera recomendarse en algunos tipos de agricultura, como sería la agricultura familiar, bajo invernadero y agricultura orgánica (Cisneros, 1995).

### **2.3.2 Control cultural**

Esta técnica consiste en la acción combinada de factores ambientales físicos y bióticos que mantienen la población de plagas y enfermedades en cierto nivel por algún período de tiempo que no afecta la producción. Dentro de los componentes del control natural que juegan un papel importante se consideran los siguientes factores, clima (lluvia, temperatura, viento) y los enemigos naturales (depredadores, parasitoides y entomopatógenos). Para la efectividad de esta técnica, se requiere conocimiento sobre los factores anteriormente citados (Stavely y Pastor-Corrales, 1989; Cisneros, 1995; Martínez, 2010).

El control cultural al igual que el control mecánico, representa el método más antiguo y práctico del manejo de las plagas y enfermedades de las plantas, ofrece un inmenso potencial para el futuro. En general, no se trata de medidas tomadas de improviso frente a la presencia de un patógeno, sino que responden a una planificación previa del proceso de producción como prevención. Dentro de los conocimientos que se requieren sobre esta técnica se citan: la fisiología y fenología de las plantas cultivadas, el ciclo de la enfermedad, la biología de los patógenos, las condiciones ambientales que favorecen el desarrollo de las plagas y enfermedades, las prácticas agronómicas propias de cada cultivo. Se consideran como prácticas agronómicas que generan un agroecosistema menos favorable para el desarrollo y sobrevivencia de plagas y enfermedades. Es recomendable realizar el control cultural antes de la presencia de las plagas y enfermedades (Bonfil, 1991; Martínez, 2010).

Una de las principales estrategias utilizadas en el control cultural, consiste en colocar el cultivo en lugares en donde se encuentren bajos niveles de insectos plaga; en algunos lugares se manejan las principales plagas mediante su exposición al ataque de enemigos naturales, así como la asociación de cultivos, que consiste en combinar diversas especies de plantas con la finalidad de disminuir la incidencia de insectos plaga; además la rotación de cultivos, que consiste en la siembra no consecutiva del mismo cultivo y finalmente; la colocación de plantas hospederas de enemigos naturales como protección del cultivo que evitan el ingreso de las plagas al cultivo de interés (Stavely y Pastor-Corrales, 1989; Bonfil, 1991). En el caso de las enfermedades, se recomienda el uso de genotipos resistentes; así como eliminar el material contaminado y mantenerlo lejos del cultivo objetivo.

### **2.3.3 Control biológico**

Esta técnica consiste en la represión de plagas y enfermedades usando organismos vivos, como enemigos naturales (depredadores y parasitoides) y los entomopatógenos (bacterias, hongos, virus y nematodos). Los enemigos naturales se

alimentan de otros insectos plaga; por ejemplo, las mariquitas que se alimentan de pulgones. En el caso de los parasitoides, viven a expensas del cuerpo de otros insectos plagas alimentándose de los mismos hasta la muerte, ejemplo las avispa *Aphydius* spp. Parasitoides de áfidos. Este control puede aportar resultado exitoso contra plagas y enfermedades introducidas, utilizando enemigos naturales desde el lugar de origen de la plaga (Cisneros, 1995; Carballo y Guaharay, 2004, Martínez, 2010).

Existen estudios en donde se ha documentado el potencial de los enemigos naturales contra insectos plaga, como es el caso de *Bemisia tabaci* y *Trialeurodes vaporariorum* cuyos depredadores son principalmente catarinitas (Coleoptera: Coccinellidae), crisopas (Neuroptera: Chrysopidae), chinches (Hemiptera: Miridae); arañas (Araneae: Theridulidae) y avispias parasíticas *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae), y *Eretmocerus eremicus* (Hymenoptera: Aphelinidae; Caballero, 1996; Polack, 2005); en el caso del minador del jitomate, se han reportado los siguientes parasitoides en programas efectivos de control biológico: *Diadegma insulare* (Hymenoptera: Ichneumonidae), *Diaretiella rapae* McIntosh (Hymenoptera: Aphidiidae) y *Voria rurales* (Diptera: Tachinidae), así como los depredadores *Hippodamia convergens* (Coleoptera: Coccinellidae), *Allograpta* spp y el entomopatógeno *Zoophthora radicans* Brefeld (Zygomycetes: Entomophthorales; Martínez *et al.*, 2000).

En el caso de la paratrioza, se ha explorado el empleo del parasitoide *Tamarixia triozae* Burks (Hymenoptera: Eulophidae) principalmente para el manejo de ninfas dentro de diversos programa de MIP (Luna-Cruz *et al.*, 2011). En el caso de depredadores se ha reportado el uso de *Chrysoperla carnea* Stephens (Neuroptera: Chrysopidae) como uno de los principales agentes de control biológico de la paratrioza (Cerna *et al.*, 2012). Los resultados de estas investigaciones, indican que los enemigos naturales son capaces de regular la población de estos insectos plaga a niveles en los que no causan daños al cultivo con reducidas pérdidas en el rendimiento.

En el caso de entomopatógenos, destaca el uso de hongos entomopatógenos, particularmente *B. bassiana* Balsamo Crivillé Vuillemin y *M. anisopliae* Metschnikoff

Sorokin (Ascomycota: Hypocreales). En el caso de la paratrioza, se ha utilizado a *B. bassiana* (Polack, 2005), y a nivel laboratorio, se obtuvieron mortalidades de adultos del 90-100% mediante la técnica de autodiseminación (Suarez-Núñez y Cortez-Madrigal, 2014).

### 2.3.4 Control etológico

Esta técnica se basa en el estudio del comportamiento y las preferencias de los insectos plaga en sus diferentes estados. Esta práctica constituye un enfoque que enriquece un buen manejo de los cultivos, al considerar las horas de desplazamiento de los insectos, sus hábitos alimenticios, su preferencia por determinados colores, las condiciones que requieren para aparearse, entre otros. Además, el control etológico incorpora las llamadas trampas agrícolas para enfrentar plagas y enfermedades, entre las que destacan; las trampas de luz, de color, de feromonas e inhibidores de alimentación, y de sustancias diversas que tienen efectos similares. Por ejemplo, en Costa Rica se ha utilizado esta técnica para controlar el picudo del cocotero *Rhinostomus barbirostris* L. (Coleoptera: Curculionidae) y ha sido una alternativa eficaz para el manejo de picudos de diversos cultivos, destacando el picudo de la palma africana *Elaeis guineensis* Jacq, y se considera como una alternativa confiable, segura y de bajo costo (Cisneros, 1995; Chinchilla *et al.*, 1996; Alpízar *et al.*, 1996, 1997, 2002).

Se ha realizado investigación para el manejo del perforador del fruto del tomate *Neoleucinodes elegantalis* Guenée (Lepidoptera: Pyralidae) en el que se utilizaron trampas cebadas con feromona sexual sintética. Los resultados del estudio, indicaron que se capturaron 21709 adultos machos de *N. elegantalis*, con una disminución gradual del daño al cultivo cuando se llevó a cabo el trampeo; además, se reportó que el uso de trampas amarillas es una técnica muy útil para muestrear y capturar adultos de plagas (Salas, 2008).

### 2.3.5 Control químico

Esta técnica basa en el uso de productos químicos sintéticos y la aplicación del mismo se ha convertido en el método de control más común debido a su rapidez y efectividad en el control de plagas, enfermedades y malezas; sin embargo, estos traen complicaciones ambientales, agroecológicas y de salud, entre estos se tienen: el aumento de los problemas de resistencia de plagas, contaminación del ambiente, intoxicaciones en seres humanos, entre otros (Polack, 2005; Martínez, 2010). Se ha reportado una extensa lista de productos químicos para el manejo de la mosquita blanca del jitomate, destacando los neonicotinoides: Imidacloprid (Confidor®), Acetamiprid (Mospilan®), Tiametoxam (Actara®); el Buprofezin (Applaud®) y Pyriproxifen (Epingle®) que regulan el desarrollo de la mosquita blanca; los organoclorados, por ejemplo, Endosulfan (Thiodan®), Piridaben (Sanmite®), y el Pimetrozine (Chess®) (Polack, 2005) entre otros. No obstante, varios de esos plaguicidas han sido seriamente cuestionados por su impacto negativo en el ambiente; incluso, para ser prohibidos (Mora-Aguilera *et al.*, 2017).

Una estrategia para minimizar la aplicación de productos químicos se basa en los cultivares silvestres y criollos, mismos que se caracterizan por un crecimiento lento, ya que emplean su energía en la generación de resistencia contra plagas y enfermedades. La selección de estos cultivares se basa en plantas resistentes a los principales patógenos de interés, características hortícolas deseables y adaptabilidad a las condiciones climáticas y edáficas. Otra técnica recomendada es el uso de extractos vegetales y jabones como insecticidas principalmente por su efectividad contra algunas plagas y su bajo impacto sobre insectos benéficos y el ambiente (Polack, 2005).

### 2.3.6 Semioquímicos

Son sustancias químicas que actúan como mensajeros dentro o entre especies. Las sustancias semioquímicas que intervienen en interacciones dentro de una misma especie reciben el nombre de feromonas. Las sustancias semioquímicas cuya emisión es

significativa para un organismo de una especie diferente a la emisora se denominan aleloquímicos, a este último se deriva: a) Alomonas, mensajeros químicos interespecíficos (MQI) que benefician al emisor b) Kairomonas, MQI que benefician al receptor c) Sinomonas, MQI que benefician a ambos (emisor y receptor) y d) Apneumonas, sustancias químicas de una fuente no viviente que beneficia sólo al receptor (Mareggiani, 2001; Millar *et al.*, 2005; Núñez *et al.*, 2009; Marchán, 2011).

En el cultivo de jitomate, se han realizado estudios sobre la presencia de kairomonas (sustancias atractivas para *Neoleucinodes elegantalis*) (Lepidoptera: Crambidae) conocido comúnmente como perforador del jitomate. Este insecto ataca diversas especies de solanáceas de importancia agrícola y su control se realiza mediante insecticidas organosintéticos. El uso de trampas cebadas con kairomonas obtenidas de frutos inmaduros del jitomate, mostraron un control efectivo del insecto (Marchán, 2011).

Otro estudio con una plaga importante del cultivo fue el realizado para el manejo de la polilla del jitomate *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae), dado que en su control se utilizan grandes cantidades de plaguicidas. Al respecto Núñez *et al.* (2009), evaluaron el efecto de feromonas mediante la técnica de confusión sexual en la alteración del comportamiento de machos adultos de esta plaga y los resultados obtenidos indican que hubo un 100% de confusión del insecto al colocar 32,000 emisores por ha con 6.4 g de feromona por ha; mientras que Gut *et al.* (2007), obtuvieron reducciones de 80-90% y con la combinación de las feromonas con insecticidas organosintéticos, se obtuvieron reducciones de hasta 98-100%.

### **2.3.7 Resistencia vegetal**

Esta técnica es reconocida como una de las estrategias básicas del MIP (Kogan, 1990), donde los genotipos silvestres y criollos de los cultivos son los que preponderantemente presentan el mayor reservorio de genes resistencia (Coley *et al.*, 1985; Hoyt, 1992); su transferencia a las variedades comerciales puede ser mediante

hibridación o por la técnica del injerto (Romero y Villanueva, 2000). El primer caso documentado de resistencia vegetal a insectos, fue el de la vid europea sobre patrones de vid silvestre americana para inducir resistencia a *Daktulosphaera* (= *Phylloxera*) *vitifoliae* (Fitch) (Kogan, 1990).

Al respecto, Romero y Villanueva (2000), consideran la resistencia vegetal como un conjunto de características que ayudan a las plantas a evitar daños por insectos fitófagos y patógenos del suelo, tolerar o recuperarse del ataque de los mismos. Entre los mecanismos morfológicos de defensas del jitomate contra plagas se menciona los tricomas, la calidad de cera, la cutícula que cubre a las células epidérmicas, la estructura de las paredes de estas últimas, los estomas (tamaño, localización y forma), las lenticelas, así como las paredes gruesas de células que obstaculizan la introducción de patógenos y daños por insectos (Kogan, 1990; Zavaleta-Mejía, 1997; Badii y Garza, 2007).

Generalmente la resistencia vegetal se controla por uno o algunos genes, y es muy importante en las plantas de jitomate contra patógenos; dado que la reacción de la planta hospedante y el patógeno no es compatible. En presencia del patógeno, las plantas desarrollan una reacción de hipersensibilidad, de esta forma, inhiben el desarrollo del patógeno (Agrios, 2002). Sin embargo, la resistencia genética controlada por las plantas contra las plagas y enfermedades es mediante la presencia de uno o varios genes y se conoce como resistencia verdadera (Romero y Villanueva, 2000; Agrios, 2002). Generalmente, la resistencia vegetal a insectos puede dividirse en tres tipos: antibiosis, antixenosis y tolerancia (National Academy of Sciences, 1978; Kogan, 1990).

**Antibiosis.** Esta técnica representa aquellas características físicas o químicas de las plantas, que actúan contra el desarrollo fisiológico del insecto (Rodríguez *et al.*, 2001). Por ejemplo, la presencia de tricomas glandulares y no glandulares de las plantas, puede ser considerada como un mecanismo físico de antibiosis contra algunos insectos. De igual modo, los frutos de jitomate tienen la capacidad de inhibir el desarrollo de algunas plagas mediante sustancias repelentes como  $\alpha$ -tomatina (Daves y Hobson, 1981). La antibiosis debe ser controlada por varios genes, dado que los insectos son capaces de

desarrollar biotipos que pueden neutralizar el mecanismo de antibiosis en las plantas (Romero y Villanueva, 2000).

Álvarez-Gil (2015), menciona que la antibiosis actúa como un insecticida natural producido por la planta para protegerla contra los herbívoros, dado que los factores químicos como: proteínas, toxinas (alcaloides, quetonas, ácidos orgánicos), inhibidores (de alfa amilasa, tripsina, proteasas) o de factores físicos (crecimiento hipersensitivo y tricomas), son los principales agentes que inducen resistencia. Estos mecanismos de defensa tienen el potencial de matar ninfas de diversos insectos e impide el desarrollo y alimentación de los adultos.

**Antixenosis.** Es un mecanismo de resistencia que involucra el comportamiento de un insecto fitófago. Este mecanismo se manifiesta como la no preferencia de un insecto fitófago por una planta que sea susceptible. Puede ser por algunas sustancias que tiene la planta, ya sean proteínas o metabolitos secundarios, hacen que la planta no sea preferida por las plagas. Algunos mecanismos de antixenosis se basan en los compuestos volátiles de las plantas quienes se encargan de repeler a los insectos plaga (National Academy of Sciences, 1978; Romero y Villanueva, 2000).

**Tolerancia.** Incluye todas las respuestas de las plantas que les permiten crecer, desarrollarse, tolerar las infestaciones y sostener a las poblaciones de insectos fitófagos que causan daños mayores a las plantas susceptibles, así como sobrevivir en ambientes con concentraciones elevadas de elementos potencialmente tóxicos (Romero y Villanueva, 2000; González *et al.*, 2002).

### **2.3.8 Resistencia horizontal**

Los genotipos silvestres y criollos de jitomate poseen cierto nivel de resistencia no específica, dado que no siempre utilizan el mismo sistema de defensa en contra de ataques de diferentes patógenos. A este tipo de resistencia se le llama resistencia horizontal, y generalmente está bajo el control de muchos genes. Este tipo de resistencia es de carácter permanente. La técnica de resistencia horizontal ha servido para el

mejoramiento de cultivares y hacerlos resistentes hacia patógenos e insectos fitófagos (Hoyt, 1992, Romero y Villanueva, 2000; Agrios, 2002).

Diversos autores mencionan que la principal fuente de resistencia vegetal a insectos se encuentra en las plantas silvestres, por lo que los parientes de cultivos cobran fundamental importancia como fuente de germoplasma (Hoyt, 1992; Eigenbrode *et al.*, 1993; Pérez *et al.*, 1997). Entre las formas fundamentales para inducir resistencia a variedades comerciales susceptibles, se pueden mencionar: el mejoramiento convencional mediante hibridación (Nuez, 1995; Pérez *et al.*, 1997; Restrepo *et al.*, 2008) y otra muy utilizada, económica y eficaz, es la técnica del injerto (Kogan, 1990, Cortez-Madrigal, 2008).

## **2.4 El injerto en hortalizas como herramienta del manejo de plagas y enfermedades**

### **2.4.1 Origen e importancia**

Se denomina una planta injertada, a la unión de dos plantas afines (portainjerto y variedad), donde se utiliza el sistema radicular del portainjerto con el propósito de transferir características importantes como buen desarrollo de la raíz, vigor de la planta, resistencia a plagas y enfermedades a la parte aérea y/o la variedad a cultivar susceptible (Villasana Rojas, 2001; De la Torre, 2005). La técnica de injerto no fue una práctica reciente. En plantas leñosas, esta técnica fue conocida por los chinos desde hace 1000 años A. de C. El injerto es una técnica de propagación vegetativa artificial, asexual, que consiste en la unión de una porción de tejido vegetal viviente de dos plantas distintas de una misma familia; el propósito es obtener una sola planta que conjuga la resistencia del portainjertos y la productividad del injerto (Villasana Rojas, 2001; De Miguel y Maroto, 2007; Godoy-Hernández *et al.*, 2009).

La producción masiva de plantas injertadas es una técnica que comenzó en Japón y Corea a fines de 1920. Los asiáticos, utilizaron el cultivo de la calabaza como porta

injerto de la sandía (Yamakawa, 1983; León-Gallegos, 2006). Los resultados de los primeros ensayos, despertaron el interés de la gente a incrementar el uso de plantas injertadas para la producción de las principales hortalizas como la sandía, el pepino y algunas solanáceas, principalmente el cultivo de tomate y pimiento (Kurata, 1992; López-Marín *et al.*, 2009). A partir de 1947, en el continente Europeo los productores holandeses practicaron la técnica del injerto en la horticultura (Godoy-Hernández *et al.*, 2009).

#### **2.4.2 Metodología del injerto en hortalizas**

En el injerto, las dos partes deben funcionar como una unidad, tanto del flujo de nutrientes y agua, como en la coordinación entre la raíz y la parte aérea. El injerto se debe a la unión morfológica y fisiológica de las dos partes de la planta, por lo que la conexión vascular entre las dos partes se considera como un requerimiento básico para la unión del injerto (De Miguel, 2007).

El éxito de un injerto depende de la compatibilidad y similitudes de diámetro del tallo de las dos plantas dependiendo del tipo de injerto, aunque sean de diferente especie (Bekhradi *et al.*, 2009). Se ponen en contacto los tejidos de la variedad (injerto) y el portainjerto, de manera que las regiones del cambium coincidan y se mantengan estrechamente unidas mediante una pinza, un broche o un material que sostenga y proteja la herida, como es el caso de la parafina de injerto, hasta lograr la cicatrización (Godoy y Castellanos, 2009).

Los patrones o portainjertos se consideran como plantas cuyo sistema radicular sirve de soporte a la variedad a cultivar evitando su contacto con el suelo. Para considerar una planta como portainjerto, debe poseer las siguientes características: ser resistente a la enfermedad y/o plaga que se desea prevenir, que no sea susceptible a parásitos del suelo, que tenga vigor y rusticidad, que tenga buena afinidad con el injerto y que no tenga cualidades que puedan modificar desfavorablemente la calidad del fruto (De Miguel, 2007).

### 2.4.3 Ventajas y desventajas

El empleo de injerto en hortalizas es una técnica que ha demostrado ser de importante utilidad en el manejo de plagas y enfermedades, lo cual le confiere a las plantas resistencia al ataque de las mismas (Gonzalez *et al.*, 2008; Álvarez-Hernández *et al.*, 2009). El injerto se considera como una técnica que permite cultivar una planta con la raíz de otra. En el caso de jitomate, se pueden utilizar plántulas de diferentes variedades y se puede sustituir su raíz con otra y servir como portainjerto, con la finalidad de proporcionar alguna cualidad, vigor, tolerancia a plagas y enfermedades potenciando la calidad del producto deseado (Godoy-Hernández *et al.*, 2009).

El desarrollo de sistemas y manejo de producción que ayudan a conservar especies silvestres y nativas y mejorar los rendimientos del cultivo de jitomate, se consideran como factores primordiales en su producción, ya que diversos autores consideraron las especies silvestres como reservorio de genes importantes en el mejoramiento del jitomate (Pérez *et al.*, 1997; Restrepo *et al.*, 2007). El injerto en el cultivo de jitomate es una técnica del manejo del cultivo que ayuda a optimizar el rendimiento y proporcionar resistencia a plantas en condiciones adversas bióticas y abióticas del ambiente (Mitidieri *et al.*, 2005; Pogonyi *et al.*, 2005; Rivard *et al.*, 2008; Miskovic *et al.*, 2009).

Esta ampliamente documentado que el injerto reduce las infecciones por virus, hongos, bacterias y micoplasmas. Por estas razones, el manejo de las plantas injertadas requieren tanto un menor insumo agrícola, como menor uso de agroquímicos durante el ciclo de cultivo; por ende, se reduce la aplicación de estos insumos químicos tan perjudiciales al ambiente y a la salud humana (Ristaino y Thomas, 1997). Otro beneficio del injerto, es que tolera condiciones de suelos con alta salinidad y deficiencia en nutrientes, así como condiciones de estrés por temperaturas elevadas. Por otro lado, el injerto es útil en la obtención de cosecha fuera de la época de producción de una

variedad, también cuando no hay posibilidades de hacer rotación de cultivos (Khah *et al.*, 2006; Liere, 2008).

Aunado a lo anterior, la práctica del injerto tiene alta importancia, ya que el rendimiento y la calidad del fruto se incrementan obteniendo mayores beneficios económicos, pues se requiere una menor inversión inicial; además, con los injertos se promueve la utilización de una gran cantidad de plantas con diferentes características. El injerto sobre patrones vigorosos, permite cultivar plantas con dos o más injertos y reducir el número de plantas empleadas, por ende, disminuye el costo de producción (Miguel, 1997). Los incrementos en rendimiento debido al injerto también se han reportado en otras especies como en pimiento (*Capsicum annumm* L.), así como en sandía (*Citrullus Lanatus*), pepino (*Cucumis sativus* L.) y berenjena (*Solanum melongena* L.; Colla *et al.*, 2006; Colla *et al.*, 2008). Sin embargo, algunos investigadores no han encontrado diferencias en incremento del rendimiento entre plantas injertadas y no injertadas (Peil y Gálvez, 2004).

Con base en estas consideraciones, uno de los fines más importantes del injerto en jitomate, es obtener resistencia a patógenos del suelo y resistencia a plagas y enfermedades (Rivard y Louws, 2008). Debido a las bondades del injerto, los objetivos a cumplir se han ido ampliando entre ellos se cita, mayor absorción de nutrimentos y contenido mineral en la parte aérea (Ruiz *et al.*, 1996), el incremento en el vigor de la planta y la vida de poscosecha de la fruta (Oda, 1999; Lee y Oda, 2003). Unas de las desventajas del injerto radica en el aumento del costo por usar doble semilla, y una mala ejecución y mantenimiento del injerto, puede afectar al desarrollo de las plantas injertadas, presentándose trastornos fisiológicos.

#### **2.4.4 El injerto en el manejo de plagas y enfermedades**

Las plagas y enfermedades del suelo han sido causas importantes de considerables pérdidas de la producción agrícola. Se han desarrollado en el mundo (incluyendo México) diversas técnicas de manejo con éxito para reducir los daños

ocasionados por plagas y enfermedades; entre las técnicas cabe mencionar el injerto que constituye una práctica importante en el MIP de los cultivos, entre ellos el jitomate. En este sentido, se evaluó el comportamiento de portainjertos de especies silvestres de jitomate contra *Meloidogyne incognita* raza 2; los resultados indicaron que los genotipos criollos del jitomate fueron resistentes al nematodo *M. incognita*. Diversos autores mencionan como alternativa el uso de injertos para disminuir el uso de biocidas, como es el caso del bromuro de metilo, actualmente prohibido en diferentes países. Como mediada a lo anterior, se ha promovido el empleo de injertos (González *et al.*, 2008).

Otros autores mencionan que la técnica del injerto es una alternativa viable para la obtención de plantas sanas y libres de plagas y enfermedades ya que mediante el injerto es posible evitar el contacto directo de la planta con el patógeno (Cortez-Madrigal, 2008). La técnica del injerto se ha utilizado en solanáceas como tomate, pimiento y berenjena así como también en cucurbitáceas como melón, pepino y sandía para evitar daños ocasionados principalmente por hongos y bacterias del suelo e inclusive, contra patógenos como nematodos (González *et al.*, 2008; Camacho y Fernández, 2017).

Por otra parte, diversos autores obtuvieron mayor rendimiento en plantas de jitomate injertadas que en las no injertadas; lo que se pudiera explicar por el vigor y la resistencia a plagas y enfermedades que confieren los portainjertos. En las mismas investigaciones, se registraron frutos con tamaño superior en el jitomate injertado comparando con el no injertado; además de mejores características de calidad como forma, color, sabor, pH y concentración de sólidos solubles de frutos (Lee y Oda, 2003; Godoy Hernández *et al.*, 2009). Por su parte, Godoy *et al.* (2009) reportaron que la aplicación de la técnica del injerto en invernadero, incrementó el vigor de las plantas en diámetro de tallo y altura, área foliar y producción de materia seca en la hoja y tallo, además; se reportó que el injerto disminuyó la precocidad en la maduración y amarre de los frutos, lo que se tradujo a un mayor rendimiento. Se menciona también que el injerto no afectó el rendimiento y características comerciales de los frutos del jitomate.

### 3. MATERIALES Y METODOS

#### 3.1 Localización del estudio

La estimación de la germinación y desarrollo de plántulas se realizó en el laboratorio e instalaciones del CIIDIR-IPN Unidad Michoacán, México. La evaluación de los genotipos de jitomate en el campo experimental del CIIDIR, Jiquilpan, Mich. durante abril-noviembre del 2016. La evaluación del comportamiento de los injertos se realizó bajo invernadero, en el CUCBA-Universidad de Guadalajara, de enero a abril de 2017. Jiquilpan, Mich. se ubica dentro de las coordenadas geográficas 19° 59' 39" de latitud N, y 102° 43' 2" de longitud Oeste, a una altitud de 1542 msnm, temperatura media anual de 21.1° C, 746 mm de precipitación y una humedad relativa media anual del 50% (INEGI, 1985; Google Maps, 2017a).

Las instalaciones del Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias (CUCBA) de la de la Universidad de Guadalajara (U. de G.); se localizan en el Km 15.5 carretera Guadalajara-Nogales, predio las Agujas, Nextipac, Zapopan, Jalisco, México, en el periodo del 24 de enero al 31 de marzo del 2017. La zona del estudio se ubica a 20° 45' 39" N de latitud N y 103° 31' 2" de longitud O. Presenta una altitud de 1650 msnm, temperatura media anual de 23.6 °C, precipitación media anual de 816 mm y una humedad relativa del 58% (Google Maps, 2017b).

#### 3.2 Evaluación de genotipos criollos y silvestres, Jiquilpan, Michoacán, 2016.

##### 3.2.1 Material vegetal

Se utilizaron 10 genotipos de jitomate de origen mexicano; nueve criollos y uno silvestre procedentes de diferentes regiones del país; además, se incluyó el cv. comercial Rio grande® como testigo. Las semillas fueron proporcionadas por los doctores Eduardo Rodríguez Guzmán (CUCBA-U. de G.) e Hipolito Cortez Madrigal (CIIDIR-IPN, Unidad Michoacán; Cuadro 3).

**Cuadro 3.** Genotipos de jitomate (*Solanum lycopersicum*) silvestres y criollos mexicanos y lugar de procedencia.

<b>Genotipo</b>	<b>Denominación</b>	<b>Origen</b>
Arriñonado Oaxaca	(Ar-O)	Oaxaca
Arriñonado Michoacán	(Ar-Mich)	Michoacán
Cereza Chiapas	(C-Ch)	Chiapas
Arriñonado Huatusco	(Ar-H)	Veracruz
Arriñonado Mascota	(Ar-M)	Jalisco
Arriñonado chino	(Ar-Ch)	Veracruz
Acostillado rojo	(Ac-R)	Baja California
Acostillado naranja	(Ac-N)	Baja California
Acostillado amarillo	(Ac-A)	Baja California
Tinguaraque Jiquilpan	(T-J)	Michoacán
Variedad de polinización libre Río Grande (testigo)	(R-G)	Variedad Comercial

### 3.2.2 Velocidad de germinación

Se utilizaron 15 semillas por repetición, con tres repeticiones por tratamiento. Las semillas se colocaron en una toalla de papel, previamente humedecida con 5 ml de agua; después, las semillas se colocaron en bolsas plásticas Ziploc® (Estados Unidos de Norteamérica), identificadas por genotipo o variedad. Las semillas se incubaron a  $25 \pm 1$  °C, y se tomaron lecturas cada 2 h hasta que se completó el 100% de semillas germinadas. Se consideró una semilla germinada cuando su hipocótilo alcanzó el tamaño de la mitad de la longitud de la semilla.

Los datos se procesaron mediante un análisis de regresión Logística o Probit, mediante el paquete estadístico SAS PROC PROBIT (SAS 9.3, SAS Institute Inc., 2012); con ello se estimó la velocidad de germinación, expresada como el tiempo en que germinó el 50% de la semillas (TG<sub>50</sub>). Adicionalmente, se practicó un análisis de correlación para conocer la relación entre el tamaño de la semilla y el TG<sub>50</sub>.

### **3.2.3 Establecimiento del almácigo y evaluación de plántulas**

El 28 de junio de 2016, las semillas germinadas fueron trasplantadas a charolas de germinación con 288 cavidades donde las plantas se mantuvieron mediante riegos periódicos dependiendo de sus requerimientos de agua y no se utilizó ningún tipo de agroquímico.

Después de 15 días del trasplante, se tomaron las mediciones semanales del diámetro de tallo y altura de plántulas (10), las que fueron seleccionadas aleatoriamente dentro de cada genotipo o variedad. Mediante un vernier Digital TRUPER® calibrado, se midió el diámetro de tallo por debajo de las hojas cotiledóneas; para la altura, se empleó una cinta métrica, y se midió desde la base de la plántula hasta el ápice central. Lo anterior se realizó con la finalidad de obtener información sobre el desarrollo vegetativo de las plántulas y así estimar la fecha de siembra de cada genotipo, lo que permitió obtener tallos de diámetro similar entre genotipos y variedad comercial; esto para el desarrollo de los injertos entre los genotipos y la variedad comercial.

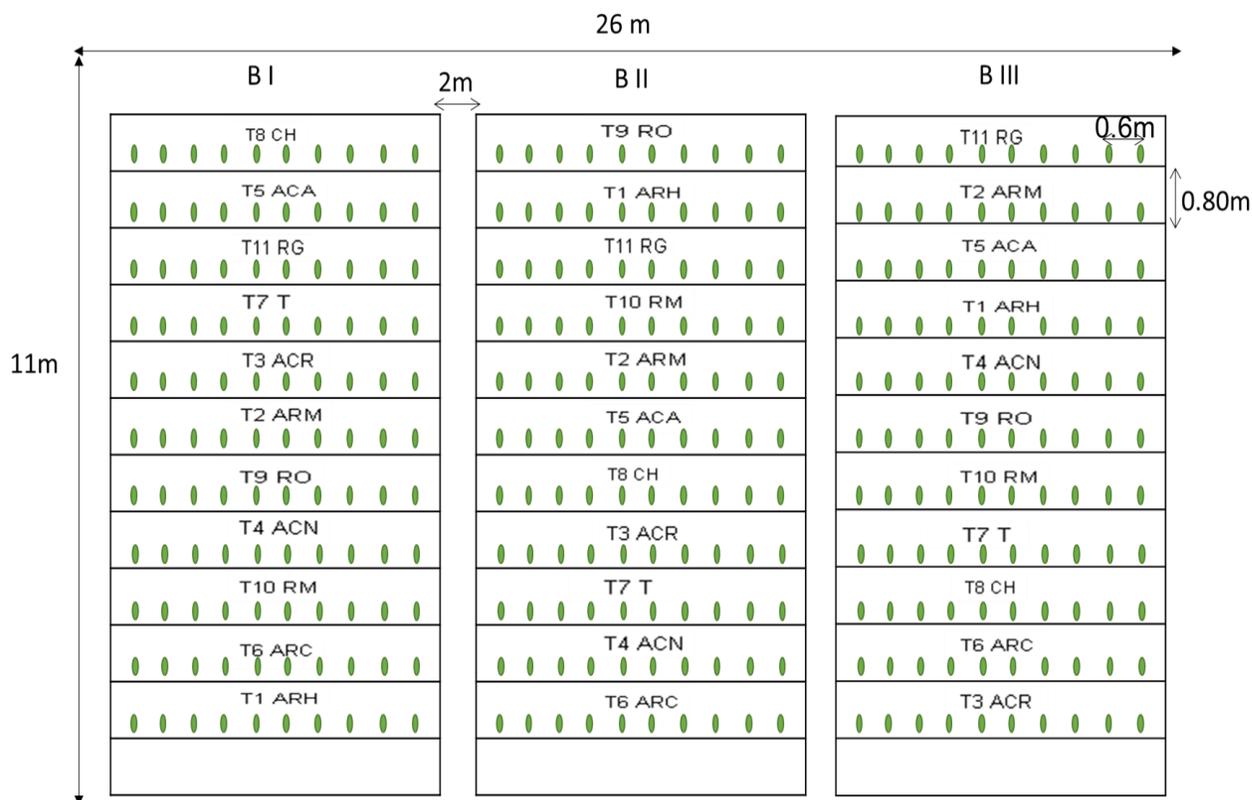
Los datos se analizaron mediante un análisis de varianza (ANVA) y la separación de medias mediante Tukey ( $p \leq 0.05$ ), ambas mediante el paquete estadístico SAS "Statistical Analysis System" 9.3 (SAS 9.3, SAS Institute Inc., 2012).

### **3.2.4 Preparación del terreno**

Se realizó con una anticipación de 15 días antes del trasplante y mediante tracción animal, se practicó un pase de rastra, un cruce y finalmente se levantaron los surcos. Lo anterior se basó en lo descrito por Jarquín (2004), quién realizó la preparación del terreno entre 15-20 días antes de la siembra con la finalidad de obtener una buena descomposición de los rastrojos de las malezas para evitar que las plantas sufran estrés por calor producido durante el proceso de descomposición.

### 3.2.5 Diseño experimental y manejo de la plantación

Se estableció un diseño en bloques completamente al azar, con 11 tratamientos y tres repeticiones, con 10 plantas por repetición. Los tratamientos fueron conformados por los nueve genotipos criollos, un silvestre, y el cv. Rio grande R-G (Fig. 4).



**Figura 4.** Diseño experimental utilizado en la evaluación de genotipos criollos y silvestres mexicanos de jitomate y el cv. comercial. T1...T11 = genotipos; BI-BIII=bloques. Jiquilpan, Mich. 2016.

El trasplante a campo se realizó de forma manual, el 16 de agosto del 2016 (51 días después de su germinación), con un marco de plantación de 0.60 m entre plantas y 0.80 m entre hileras.

Con excepción de una aplicación a base de fertilizante triple 16 (16-16-16: N-P-K; Pacifex Fertilizantes®, Guadalajara, México), y dos aplicación de azufre coloidal

CEQUISA<sup>®</sup> para el control del ácaro *Aculops lycopersici* Masee (Acari: Eriophyidae) (Lindquist *et al.*, 1996), el manejo agronómico y fitosanitario del cultivo, no incluyó ningún otro producto químico durante el desarrollo del experimento.

Para el riego de auxilio del cultivo se utilizó un sistema de riego por goteo alimentado con una bomba sumergible de 1 hp de capacidad (Truper<sup>®</sup> México). Sin embargo, dado que ocurrieron algunas lluvias temporales, solo se aplicaron cinco riegos.

El control de malezas fue de forma manual, evitando la competencia con el cultivo. Se practicaron cinco fechas de control: 25 de ago., 15 y 29 de sep., y 16 y 30 de oct. del 2016. Las principales especies registradas fueron: coquillo (*Cyperus rotundus* L.), higuerrilla (*Ricinus communis* L.), zacate Johnson (*Sorghum halepense* L.), Grama (*Cynodon dactylon*) y verdolaga (*Portulaca oleracea* L.). Las malezas más frecuentes fueron las gramíneas y ciperáceas.

### **3.2.6 Muestreo de plagas**

De forma observacional, se realizaron muestreos semanales y la metodología se ajustó a las plagas presente (Southwood, 1976). Los muestreos se realizaron en las primeras horas del día, y en las primeras semanas de desarrollo se evaluaron todas las plantas (10). Posteriormente, cuando ramificaron las plantas, se evaluaron las hojas de tres ramas al azar, eligiendo aleatoriamente cinco plantas. Las variables consideradas fueron: adultos de mosca blanca, paratrioza, chinches (Hemiptera), y otros insectos fitófagos presentes. También se registró el número de foliolos dañados por, minador, ninfas de mosca blanca, y huevos de paratrioza.

Complementariamente a los muestreos de insectos, 60 días después del trasplante se tomaron muestras aleatorias de follaje para evaluar la densidad de tricomas en los diferentes tratamientos. Para ello, con la ayuda de un sacabocados (0.8 mm) se

obtuvieron discos de la lámina foliar, y bajo el microscopio estereoscópico (Zeiss, Alemania) se registraron los tricomas glandulares (TG) y no glandulares (TnG).

Para la incidencia de plagas, los datos fueron transformados a  $\log(x+1)$  y procesados mediante un ANVA, en bloques repetidos en el tiempo, donde las repeticiones fueron las fechas de muestreo (Brinkman y Gardener, 2001). La separación de medias fue mediante la prueba de Tukey 0.05 de probabilidad. Se utilizó el paquete estadístico SAS "Statistical Analysis System" 9.3 (SAS 9.3, SAS Institute Inc., 2012).

Para la densidad de tricomas, los datos se procesaron mediante un ANVA bajo un diseño de bloques completamente al azar (BCA), y la separación de medias mediante la prueba de Tukey 0.05 de probabilidad.

### **3.2.7 Registro de enfermedades**

Mediante muestreos quincenales, se evaluó la incidencia y severidad de enfermedades. Para la severidad se utilizó la escala propuesta por James (1971). Durante los recorridos para la calificación y cuantificación de la enfermedad, se tuvo especial cuidado para evitar el efecto de ilusión visual para evitar posibles confusiones sobre las enfermedades. Lo anterior partió de la obtención de hojas infectadas, mismas que se recortaron de acuerdo a lo indicado en el manual de James (1971); posteriormente; se aislaron los patógenos de las muestras recolectadas con signos y síntomas de enfermedad para realizar la identificación del agente causal de las mismas.

Para la caracterización fitosanitaria los datos fueron transformados a  $\log(x+1)$  y procesados mediante estadísticas descriptivas y un ANVA en bloques repetidos en el tiempo, en donde las repeticiones fueron las fechas de muestreo usando paquete estadístico SAS "Statistical Analysis System" 9.3 (SAS 9.3, SAS Institute Inc., 2012), y la separación de medias mediante la prueba Tukey ( $p \leq 0.05$ ) para encontrar diferencias estadísticas entre los tratamientos.

Para la incidencia y severidad de nematodos, las plantas fueron extraídas y mediante técnicas de laboratorio específicas (Talavera, 2003) se determinó el género del nematodo. El análisis fue mediante un ANVA bajo un diseño en BCA. La separación de medias fue mediante la prueba de Tukey ( $p \leq 0.05$ ). Se utilizó el paquete estadístico SAS “Statistical Analysis System” 9.3 (SAS 9.3, SAS Institute Inc., 2012).

### 3.2.8 Evaluación agronómica

Las variables consideradas fueron: diámetro y altura de planta, número de racimos florales, número de frutos y rendimiento. El diámetro del tallo (mm) se midió mediante un vernier calibrado, a partir de los primeros 10 cm desde la base del suelo. Se utilizaron cinco plantas de cada tratamiento seleccionadas aleatoriamente. Para la altura se midió desde la base de las plantas hasta la punta del ápice central y se expresó en centímetros (cm). Los datos se tomaron con intervalos de 14 días. Cuando inició la floración (45 días) y hasta los 90 días de edad, se contabilizó cada 14 días el número de racimos florales y frutos.

La cosecha se inició a los 70 días (23 de octubre). Se efectuó cuando los frutos presentaron el grado de madurez adecuado, el cual se determinó por observación, tomando en cuenta el cambio de color del fruto (Cuadro 4).

**Cuadro 4.** Cantidad de cosechas realizadas en el primer experimento. Jiquilpan, Mich. 2016.

Cosechas	Fecha	Método
1	23/10/2016	Manual
2	31/10/2016	Manual
3	05/11/2016	Manual
4	09/11/2016	Manual

Para la caracterización agronómica los datos se procesaron mediante un ANVA bajo un diseño en BCA y separación de medias mediante Tukey ( $P \leq 0.05$ ), usando el

paquete estadístico SAS “Statistical Analysis System” 9.3 (SAS 9.3, SAS Institute Inc., 2012).

Con base a las variables evaluadas, particularmente incidencia de plagas, enfermedades y producción, los mejores tratamientos fueron seleccionados para la evaluación como portainjertos de la variedad comercial Rio grande (R-G).

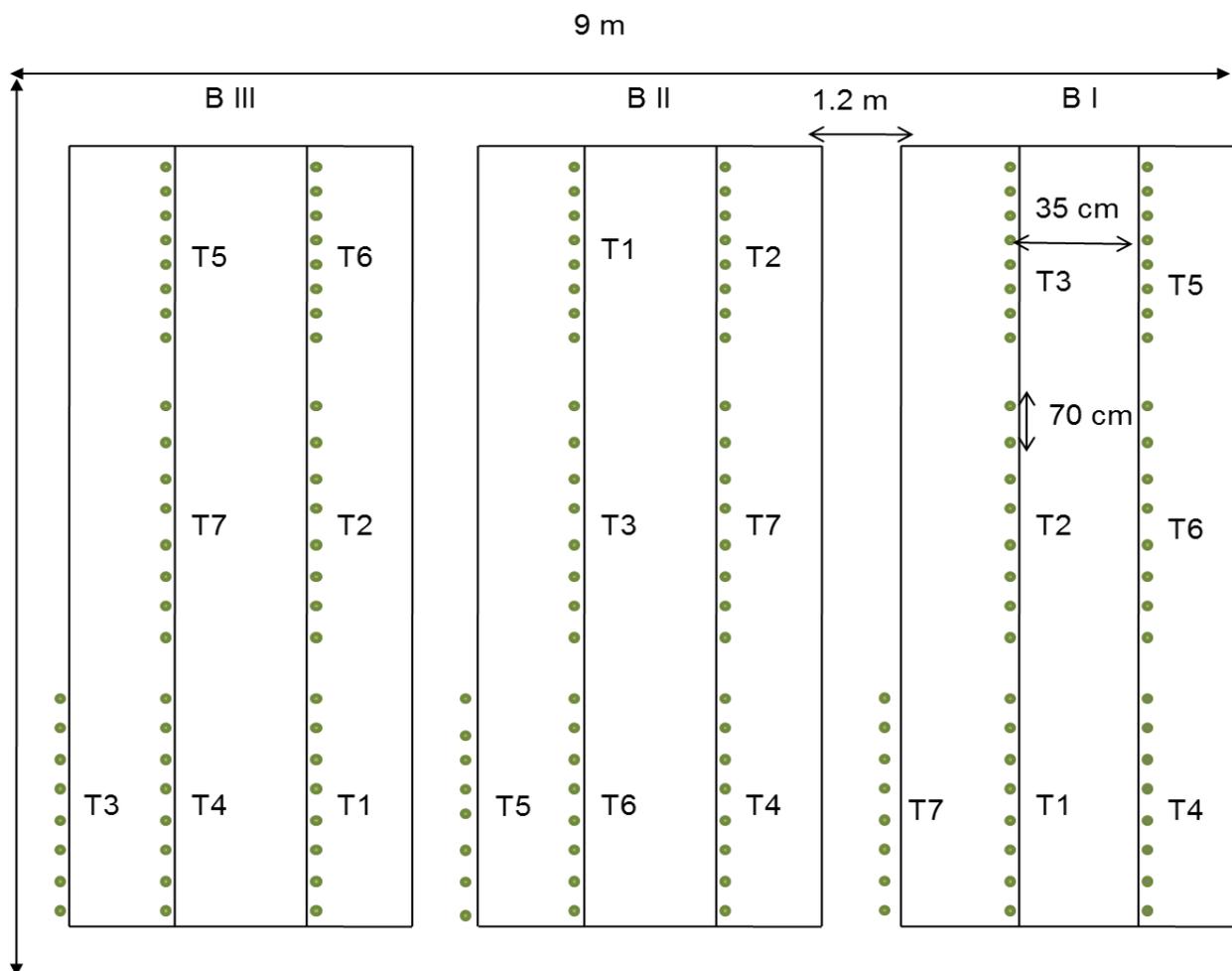
### **3.3 Desarrollo y evaluación de injertos en Zapopan, Jalisco**

El desarrollo fue similar al de la evaluación de los genotipos criollos, con la diferencia de que en este estudio hubo un desfase entre los genotipos criollos y la variedad comercial; lo anterior con base a la velocidad de germinación y diámetro de tallo, de manera que los genotipos de más lento desarrollo fueron sembrados primero, y las de más rápido desarrollo después. El cv. comercial fue sembrado al último. Así, las siembras fueron el 21 y 28 de noviembre, y el 11 de octubre del 2016.

A los 51 días después de la siembra (10 de enero, 2017) se desarrollaron los injertos con el cv. comercial Río grande (R-G), Se seleccionaron plántulas de portainjerto con cinco y seis hojas y de injerto con cuatro y cinco hojas, con diámetros de tallo similares. En ambos tallos y arriba de las hojas cotiledóneas, se efectuó un corte horizontal y se insertó en el portainjerto una mina de lápiz (0.5 mm); posteriormente, la mina se insertó en el injerto hasta que éste hizo contacto con el patrón. Las plantas injertadas se colocaron en una cámara húmeda (100% de humedad relativa,  $25 \pm 2$  °C). Las plantas fueron supervisadas durante ocho días, y después se expusieron a temperatura ambiente durante cinco días para su aclimatación y posterior trasplante en campo. El 23 de enero del 2017, las plantas injertadas fueron trasladadas al CUCBA y el 24 de enero fueron trasplantadas en suelo bajo invernadero. Previamente, las camas fueron preparadas manualmente, utilizando azadones para elevarlas y eliminar malezas ya establecidas.

### 3.3.1 Diseño de experimento y manejo de plantación

El experimento fue establecido bajo un diseño en BCA, con siete tratamientos y tres repeticiones, con ocho plantas por repetición. El marco de plantación fue de 35 cm entre hileras y 70 cm entre plantas (Fig. 5).



T1= T-J, T2= Ar-Mich, T3= C-Ch, T4= Ar-Ch, T5= Ar-M, T6= A-R y T7= R-G

**Figura 5.** Distribución de tratamientos y repeticiones para la evaluación de genotipos criollos y silvestres de jitomate *Solanum lycopersicum* como portainjertos del cv. comercial Rio grande; Zapopan, Jalisco 2017.

Mediante un sistema de riego por goteo, se aplicaron 12 riegos según las necesidades del cultivo. Cabe mencionar, en la segunda semana después del trasplante, se aplicó un único fertirriego de la solución nutritiva Universal de Steiner al 50% con los siguientes productos: Sulfato de Magnesio, 246 mg/L; Nitrato de Calcio, 531 mg/L; Nitrato de Potasio, 152 mg/L; Fosfato de Potasio, 68 mg/L; Sulfato de Potasio, 130 mg/L y 100 g de Peters 20-20-20 para adicionar microelementos. No se aplicó ningún otro producto químico durante el desarrollo del cultivo.

### **3.3.2 Evaluación fitosanitaria**

Se realizaron muestreos semanales de forma observacional, de acuerdo con el tipo de plaga presente (Southwood, 1976). En las primeras semanas de desarrollo se evaluó toda la planta y el total de ellas. Posteriormente, con plantas ramificadas, se evaluaron solo cinco de ellas elegidas al azar. Adicionalmente se registró la densidad de tricomas presentes en los injertos. Para el caso de las enfermedades, el aislamiento e identificación se realizó en un proceso similar al estudio de campo previo.

Para el caso de las plagas, los datos fueron transformados a  $\log(x+1)$  y procesados mediante un ANVA en bloques repetidos en el tiempo, en donde las repeticiones fueron las fechas de muestreo (Brinkman y Gardner, 2001). La densidad de tricomas se analizó mediante un ANVA bajo un diseño en BCA; la separación de medias mediante Tukey ( $p \leq 0.05$ ). Mediante un análisis de correlación entre la densidad de tricomas y la incidencia de plagas, se analizó la relación entre ambas variables.

### **3.3.3 Evaluación fenológica y agronómica**

Días a la floración, diámetro de tallo y altura de planta, número de racimos, frutos por planta, y producción total fueron las variables consideradas; y se siguió el mismo proceso en la evaluación de los genotipos.

Para el análisis de grado brix y pH, se realizó la determinación en frutos de jitomate fisiológicamente maduros por cada uno de los tratamientos; se pesaron 100 g de frutos, posteriormente; se licuaron, se colocó una gota y con apoyo de un refractómetro manual Brix Brixometro® EE.UU. previamente calibrado, se midió el grado brix y se expresó en porcentaje de sólidos solubles. El resto del jugo se depositó en vasos de precipitados y se determinó el pH de frutos con apoyo de un Potenciómetro Hanna® Instruments Hi-2221 EE. UU.

Los datos se procesaron mediante un ANVA bajo un diseño en BCA; la separación de medias mediante Tukey ( $p \leq 0.05$ ). Para todos los casos, se utilizó el paquete estadístico SAS "Statistical Analysis System" 9.3 (SAS 9.3, SAS Institute Inc., 2012).

## 4. RESULTADOS

### 4.1 Evaluación de genotipos

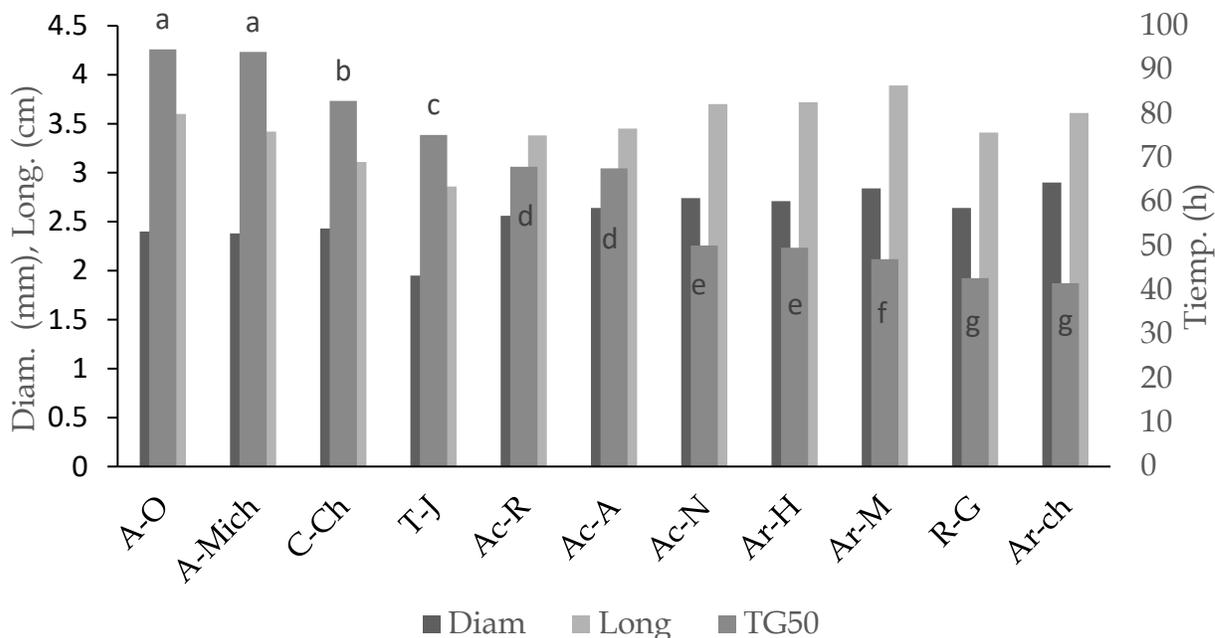
#### 4.1.1 Velocidad de germinación

Los resultados mostraron diferencias estadísticas ( $X^2 < 0.0001$ ) en la velocidad de germinación de los genotipos. El tiempo en que germinó el 50% de las semillas ( $TG_{50}$ ) fluctuó desde 41 h hasta 94 h, donde el menor correspondió al genotipo arriñonado chico (Ar-Ch), sin mostrar diferencias con la variedad comercial Río grande (R-G); mientras el genotipo arriñonado Oaxaca (Ar-O) fue el de mayor  $TG_{50}$  (94.65 h), sin mostrar diferencias estadísticas con el arriñonado Michoacán (Ar-Mich; Cuadro 5). El  $TG_{50}$  mostró una correlación inversa estrecha con el diámetro de semillas ( $r = -0.716115$ ,  $p \leq 0.05$ ); de modo que, las semillas con mayor tamaño fueron las de menor  $TG_{50}$  (mayor velocidad de germinación; Fig. 6).

**Cuadro 5.** Tiempo estimado en que germina el 50% de las semillas de genotipos criollos y silvestres y la variedad Río grande de jitomate *S. lycopersicum*. Jiquilpan, Mich. 2016.

Tipo	Tratamiento	$TG_{50}$ (IC) en h
Criollos	Arriñonado Oaxaca	94.65* (93.53 - 95.77) A
	Arriñonado Mich.	94.09 (89.57 - 95.40) A
	Cereza Chiapas	82.96 (82.36 - 83.77) B
Silvestre	Tinguaraque	75.22 (73.77 - 76.27) C
Criollos	Acostillado rojo	68.01 (66.10 - 70.30) D
	Acostillado amarillo	67.65 (66.22 - 69.32) D
	Acostillado naranja	50.15 (49.74 - 50.56) E
	Arriñonado Huatusco	49.63 (49.16 - 50.02) E
	Arriñonado Mascota	47.03 (45.56 - 47.71) F
Comercial Criollo	Río Grande®	42.75 (40.18 - 43.62) G
	Arriñonado chico	41.59 (37.38 - 43.43) G

\* $TG_{50}$  estimados con base a la prueba chi cuadrada seguidos de la misma letra con base al intervalo de confianza no difieren estadísticamente ( $X^2 < 0.0001$ ). h= hora, IC = Intervalo de confianza.

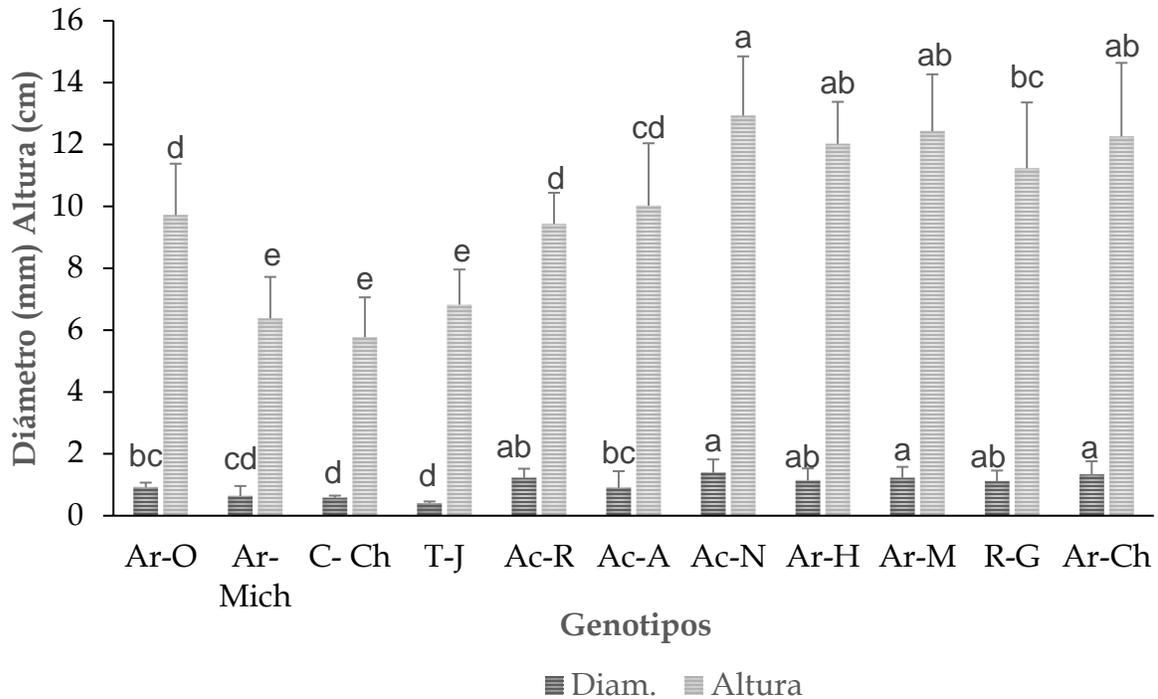


**Figura 6.** Correlación entre tamaño de semillas y su velocidad de germinación de distintos genotipos evaluados y el cv. comercial.

#### 4.1.2 Altura y diámetro de tallos de plántulas en almácigo

El ANVA mostró diferencias significativas ( $p \leq 0.0001$ ) entre genotipos, y entre éstos con la variedad comercial. La altura varió desde 5.77 cm hasta 12.93 cm, y el diámetro desde 0.4 mm hasta 1.38 mm. El genotipo C-Ch fue el de menor altura con  $5.77 \pm 1.19$ , sin mostrar diferencias con Ar-Mich y el silvestre T-J. El genotipo Ac-N fue el de mayor altura  $12.93 \pm 1.92$  cm, sin mostrar diferencias significativas con los genotipos Ar-H, Ar-M y Ar-Ch y el cv. comercial, que fue de  $11.23 \pm 2.13$  cm (Fig. 7). Los de mayor diámetro fueron Ar-Ch, Ac-N y Ar-M, sin diferencias significativas con Ar-H, Ac-R y la variedad comercial (Fig. 7).

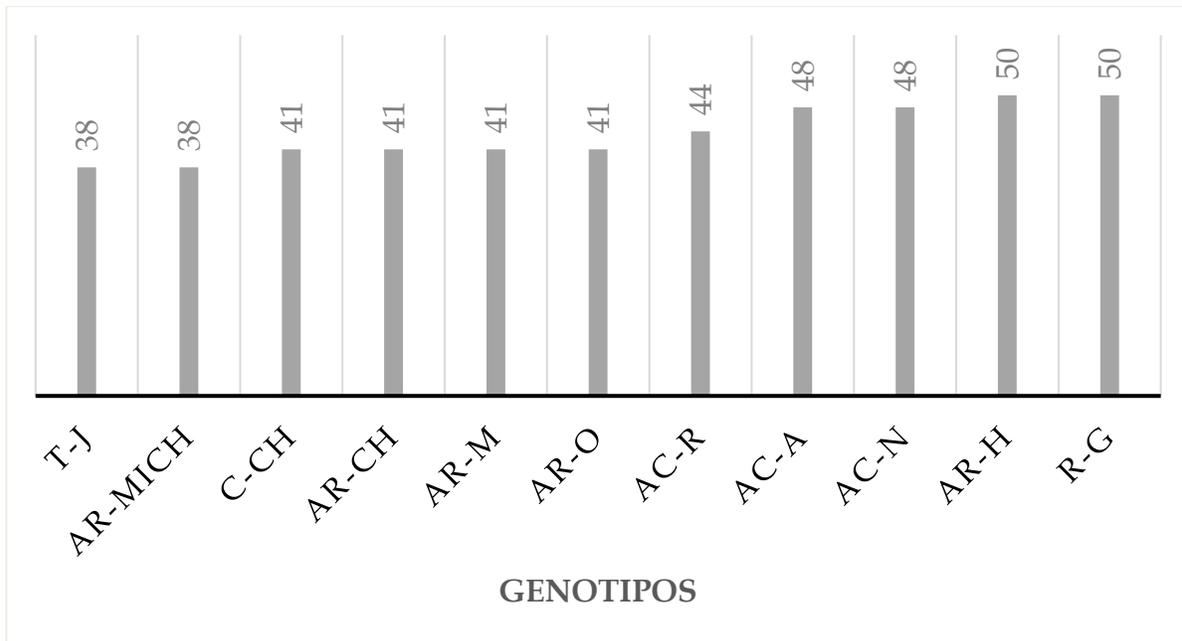
En relación al diámetro de tallo, los genotipos de menor diámetro coincidieron con los de menor altura. Los de mayor diámetro fueron Ar-Ch, Ac-N y Ar-M, sin diferencias significativas con Ar-H, Ac-R y la variedad comercial (Fig. 7).



**Figura 7.** Diámetro (mm) y altura de plántulas (cm) de genotipos criollos y silvestres de jitomate *Solanum lycopersicum* y una variedad comercial. Columnas seguidas de la misma letra no difieren estadísticamente (Tukey,  $p \leq 0.05$ ). Jiquilpan, Mich. 2016.

#### 4.1.3 Días a la floración después del trasplante (D. F.)

Los días a la floración se consideran como un parámetro de estimación del tiempo en que los genotipos pueden llegar a la etapa de producción. En esta investigación, todos los genotipos presentaron menor tiempo de floración que el cv. Rio grande (50 D.F.). Los de menor tiempo fueron el T-J de tipo silvestre, y Ar-M con 38 días. Intermedios fueron el C-Ch, Ar-Ch, Ar-M, y Ar-O (Fig. 8).



**Figura 8.** Días a la floración después del trasplante de diferentes genotipos criollos y silvestres de jitomate *S. lycopersicum* y una variedad comercial. Jiquilpan, Mich. 2016.

#### 4.1.4 Altura y diámetro de tallo, número de racimos/planta y número frutos/planta

A los 75 días después del trasplante, el diámetro (mm) de tallo mostró diferencias significativas ( $p \leq 0.0001$ ) entre tratamientos. Los mayores diámetros se registraron en los genotipos Ar-Ch y Ar-Mich, con medias de  $13.19 \pm 2.0$  y  $12.72 \pm 1.64$ , respectivamente. El menor diámetro se registró en la variedad Rio grande ( $5.94 \pm 0.42$  mm) sin diferencias con el genotipo Ar-H (Cuadro 6).

La mayor altura (cm) fue en el genotipo Ar-Mich con una media de  $76.33 \pm 2.51$ , aunque no mostró diferencia significativa ( $p \leq 0.0001$ ) con los genotipos T-J, C-Ch, Ar-Ch, Ar-M y Ar-O. La menor altura se registró en la variedad comercial Rio grande, con una media de  $30.66 \pm 4.04$ , sin diferencias significativas con los genotipos Ac-A, Ac-N y Ar-H (Cuadro 6).

Respecto a los racimos por planta, la mayor cantidad se registró en el genotipo T-J, con una medias de  $27.33 \pm 7.23$ , aunque no se diferenció estadísticamente con los genotipos Ar-Mich, Ar-Ch, Ar-M, Ar-O y C-Ch; el menor número se registró en el cv. R-G, con media de  $1.00 \pm 1.00$ , sin registrar diferencias con los genotipos Ac-A, Ac-N y Ar-H (Cuadro 6).

Similar a la variable anterior, el mayor número de frutos por planta ocurrió en el genotipo silvestre T-J, con  $50.66 \pm 0.57$  frutos, sin diferencias con el Ar-Ch, Ar-Mich, y C-Ch. Los genotipos Ac-A y el Ar-H no produjeron frutos, sin mostrar diferencias estadísticas con la variedad comercial ( $0.33 \pm 0.55$ ), el Ac-N y el Ac-R (Cuadro 6).

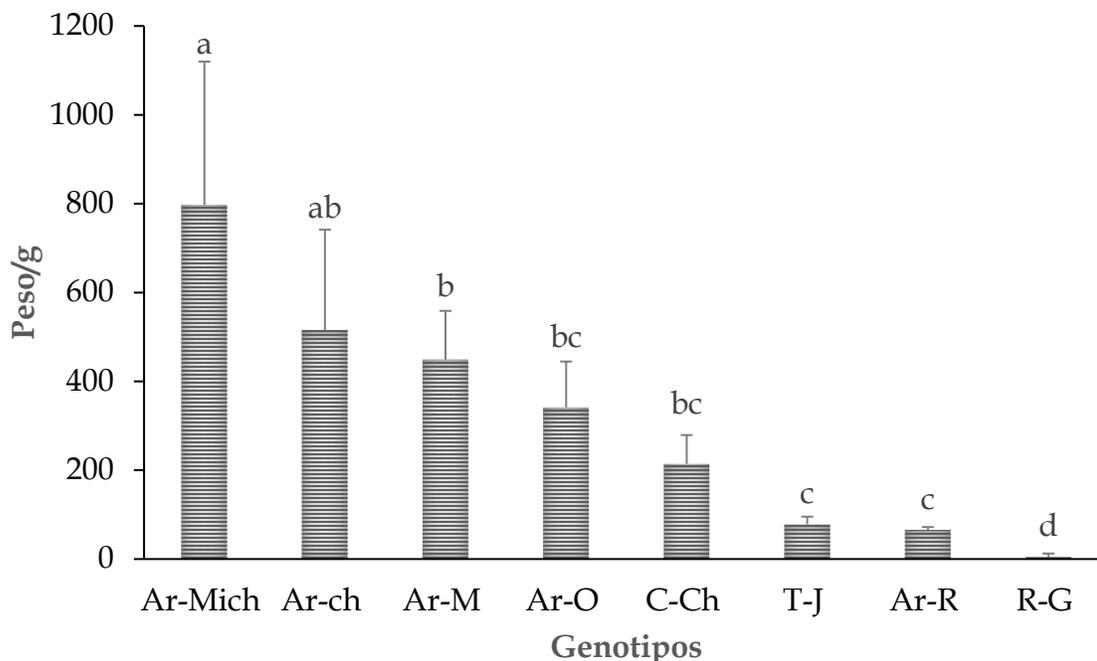
**Cuadro 6.** Evaluación de diferentes variables fenológicas de genotipos criollos y silvestres y una variedad comercial de jitomate *S. lycopersicum*. Jiquilpan, Mich. 2016.

Genotipo	Diámetro (mm)	Altura (cm)	Nº Racimos/pta	Nº Frutos/pta
T-J	$12.20^* \pm 1.71$ ab	$73.33 \pm 5.85$ a	$27.33 \pm 7.23$ a	$50.66 \pm 0.57$ a
C-Ch	$10.98 \pm 1.59$ dc	$71.50 \pm 5.67$ a	$17.33 \pm 5.85$ ab	$37.66 \pm 20.98$ a
Ar-Mich	$12.72 \pm 1.64$ a	$76.33 \pm 2.51$ a	$25.33 \pm 7.50$ a	$23.66 \pm 10.78$ ab
Ar-Ch	$13.19 \pm 2.0$ a	$72.33 \pm 5.13$ a	$18.33 \pm 2.08$ ab	$16.33 \pm 5.68$ abc
Ar-M	$11.19 \pm 1.53$ bc	$59.66 \pm 0.57$ ab	$7.33 \pm 1.52$ ab	$4.00 \pm 1.00$ dc
Ar-O	$10.48 \pm 1.90$ cd	$66.33 \pm 9.07$ ab	$8.66 \pm 1.52$ ab	$6.33 \pm 3.51$ bcd
Ac-R	$9.88 \pm 0.95$ d	$53.66 \pm 6.02$ b	$5.66 \pm 2.51$ bc	$2.33 \pm 2.08$ de
Ac-A	$7.77 \pm 0.40$ e	$38.41 \pm 3.83$ c	$1.00 \pm 1.00$ cd	$0 \pm 0$ e
Ac-N	$7.63 \pm 0.45$ e	$38.66 \pm 5.77$ c	$0.66 \pm 0.57$ d	$0.33 \pm 0.07$ e
Ar-H	$6.53 \pm 0.61$ f	$39.00 \pm 2.64$ c	$1.66 \pm 0.88$ cd	$0 \pm 0$ e
R-G	$5.94 \pm 0.42$ f	$30.66 \pm 4.04$ c	$1.00 \pm 1.00$ cd	$0.33 \pm 0.55$ e

\*Medias  $\pm$  desviación estándar seguidas de la misma letra dentro de columnas, no difieren estadísticamente (Tukey,  $p \leq 0.05$ ); pta = Planta.

#### 4.1.5 Rendimiento

El mayor rendimiento fue registrado en el genotipo Ar-Mich, con una media de  $797.2 \pm 322.7$  g/planta, sin diferencia estadísticas ( $p \leq 0.0001$ ) con el genotipo Ar-ch; el menor rendimiento fue con la variedad comercial R-G, con  $4.6 \pm 7.9$  g (Fig. 9).



**Figura 9.** Separación de medias para rendimiento de distintos genotipos y una variedad comercial de jitomate *S. lycopersicum* evaluados. Columnas seguidas de la misma letra no difieren estadísticamente (Tukey,  $p \leq 0.05$ ). Jiquilpan, Mich. 2016.

#### 4.1.6 Especies e incidencia de insectos fitófagos

Se identificaron las siguientes especies de insectos fitófagos: mosca blanca *Bemisia tabaci* Genn y *Trialeurodes vaporariorum* Westwood (Hemiptera: Aleyrodidae), paratrioza *Bactericera cockerelli* Sulc. (Hem: Triozidae), minadores de hojas *Liriomyza* spp. (Diptera: Agromyzidae), especies de pulga saltona *Epitrix* spp. (Coleoptera: Chrysomelidae), chinche larga *Tupiocoris* (= *Cyrtopeltis*) *notatus* Distant, chinche negra *Halticus* spp. (Hem: Myridae), y complejo de áfidos (Hem: Aphididae). Otras plagas generalistas encontradas fueron: gusano del cuerno *Manduca sexta* Haworth (Lepidóptera: Sphingidae), gusano del fruto *Heliothis zea* Boddie (Lepidóptera: Noctuidae) y especies de ácaros (*Tetranychus* spp.), *Aculops lycopersici* (Masse) (Acari: Eriophyidae). En general, la incidencia de insectos fitófagos fue baja; sin embargo, el ANVA detectó diferencias estadísticas para todas las especies.

Para la incidencia de ninfas de mosca blanca, el análisis estadístico mostró diferencias significativas ( $p \leq 0.0001$ ) entre los genotipos, con la mayor incidencia en el cv. Rio grande ( $0.21 \pm 0.26$ ), sin diferencias estadísticas con los genotipos Ar-H, Ac-A y Ac-N; la menor incidencia fue en Ar-Mich y Ar-M; los valores fluctuaron desde  $0 \pm 0$  en los genotipos Ar-Mich y Ar-M hasta  $0.21 \pm 0.26$  en el cv. Rio grande (Cuadro 7).

Para los adultos de MBA, el análisis estadístico mostró diferencias ( $p < 0.0001$ ) entre los genotipos, con la mayor incidencia en el cv. Rio grande y en el genotipo Ac-A, con medias de  $2.40 \pm 0.67$  y  $2.44 \pm 0.58$ , respectivamente. Estos genotipos no se diferenciaron estadísticamente con los genotipos Ac-N, Ac-R, Ar-H y Ar-M. La menor incidencia de adultos de mosca blanca fue en el genotipo silvestre, sin diferenciarse de C-ch, Ar-Mich, Ar-Ch, Ar-M, Ar-O y Ac-R; los valores fluctuaron desde  $0.77 \pm 0.47$  en genotipo T-T hasta  $2.40 \pm 0.67$  en el cv. Rio grande (Cuadro 7).

El análisis de datos para la incidencia de ninfas y adultos de paratrioza mostró diferencias estadísticas altamente significativas ( $p \leq 0.0001$ ). Se registró una mayor incidencia de ninfas y adultos en el genotipo Ar-H ( $0.34 \pm 0.27$  y  $1.62 \pm 0.38$ , respectivamente); aunque no se diferenció estadísticamente con los genotipos Ac-A, Ac-N y el cv. Rio grande. El menor número de ninfas se registró en el genotipo Ar-ch con una media de  $0.01 \pm 0.02$ , mientras que la menor incidencia de adultos en el genotipo T-J fue de  $0.07 \pm 0.01$  (Cuadro 7).

El análisis de datos para el minador no mostró diferencias significativas, aunque se mostró una mayor tendencia de incidencia en los genotipos Ac-R, Ar-Mich, Ac-A y el cv. Rio grande con medias de (0.24, 0.23, 0.23 y 0.20), respectivamente; y una menor tendencia en los genotipos C-Ch, T-J y Ar-Ch, con medias de 0.04, 0.06 y 0.06, respectivamente (Cuadro 7).

El análisis de datos para la pulga saltona detectó diferencias significativas ( $p \leq 0.0002$ ) entre los genotipos, con la mayor incidencia en el cv. Rio grande (R-G;  $0.24 \pm$

**Cuadro 7.** Separación de medias para ninfas y adultos de mosquita blanca, ninfas y adultos de paratrioza y minadores de hoja en genotipos y una variedad comercial de jitomate *S. lycopersicum*. Jiquilpan, Mich. 2016.

Geno	Mosca blanca		Paratrioza		Fc/ minador
	Fc/Ninfas	Adultos	Fc/ninfas	Adultos	
T-J	0.005* ± 0.01 b	0.77 ± 0.47 b	0.06±0.10 bc	0.07±0.01 d	0.06 ± 0.14 b
C-Ch	0.003 ± 0.01 b	0.88 ± 0.53 b	0.04±0.08 bc	0.14±0.08 d	0.04 ± 0.09 b
Ar-Mich	0 ± 0 b	1.50 ± 0.59 b	0.09±0.13 bc	0.27±0.18 d	0.23 ± 0.27 a
Ar-O	0.005 ± 0.01 b	1.50 ± 0.69 b	0.04±0.06 bc	0.15±0.14 d	0.13 ± 0.24 a
Ar-Ch	0.01 ± 0.03 b	1.00 ± 0.49 b	0.01±0.02 c	0.08 ± 0.09 d	0.06 ± 0.14 b
Ar-M	0 ± 0 b	1.72 ± 0.69 ab	0.10±0.11 b	0.27±0.19 d	0.16 ± 0.25 a
Ac-R	0.03 ± 0.03 b	1.90 ± 0.66 a	0.11±0.21 b	0.45±0.19 cd	0.24 ± 0.28 a
Ar-H	0.15 ± 0.22 ab	1.33 ± 0.55 a	0.34±0.27 a	1.62±0.38 a	0.17 ± 0.25 a
Ac-A	0.16 ± 0.14 ab	2.44 ± 0.58 a	0.32±0.37 a	0.86±0.28 ab	0.23 ± 0.27 a
Ac-N	0.17 ± 0.19 ab	2.04 ± 0.56 a	0.3±0.364 a	1.26±0.31 ab	0.18 ± 0.32 a
R-G	0.21 ± 0.26 a	2.40 ± 0.67 a	0.32±0.29 a	0.79±0.30 ab	0.20 ± 0.27 a

\*Medias ± desviación estándar seguidas de la misma letra dentro de columnas no difieren estadísticamente (Tukey,  $p \leq 0.05$ ). Fc = Foliolos con ninfas o minador.

0.39), aunque no se diferenció estadísticamente con los genotipos Ac-A. La menor incidencia se registró en el genotipo C-Ch con una media de  $0.01 \pm 0.03$  (Cuadro 8).

Con respecto a la incidencia de la chiche larga *Cyrtopeltis* spp., la mayor incidencia se registró en el cv. Rio grande, con una media de  $0.98 \pm 0.57$ , aunque no se diferenció estadísticamente con los genotipos Ac-A, Ar-H y Ac-N con medias de  $0.59 \pm 0.26$ ,  $0.49 \pm 0.35$  y  $0.50 \pm 0.21$ , respectivamente. La menor incidencia se registró en el genotipo Ar-Ch con una media de  $0.06 \pm 0.05$ , sin diferencias con T-J, Ar-Mich y Ar-O (Cuadro 8).

Para la chinche negra *Halticus* spp., la mayor incidencia se registró en el cv, Rio grande, con una media de  $1.16 \pm 0.61$ , sin diferencias con los genotipos Ac-A y Ac-N, con

medias de  $1.06 \pm 0.49$  y  $0.76 \pm 0.27$ , respectivamente; y la menor incidencia en T-J, sin diferencia con Ar-Mich, Ar-Ch, C-Ch, Ac-R y Ar-O (Cuadro 8).

En el análisis de datos para el complejo de áfidos la mayor incidencia se registró en el genotipo Ac-N ( $0.39 \pm 0.22$ ), sin mostrar diferencia con el cv R-G. La menor incidencia correspondió al genotipo silvestre T-J ( $0.01 \pm 0.03$ ) sin diferencias con otros genotipos como C-Ch (Cuadro 8).

**Cuadro 8.** Separación de medias para pulga saltona, chinche larga, chinche negra y complejo de áfidos, en follaje de genotipos de jitomate *S. lycopersicum*. Jiquilpan, Mich. 2016.

Genotipo	Ps	CHI	CHn	Af
T-J	$0.05^* \pm 0.07$ b	$0.10 \pm 0.11$ bc	$0.14 \pm 0.14$ c	$0.01 \pm 0.03$ b
C-Ch	$0.01 \pm 0.03$ c	$0.20 \pm 0.16$ b	$0.12 \pm 0.11$ c	$0.11 \pm 0.17$ a
Ar-Mich	$0.07 \pm 0.08$ b	$0.26 \pm 0.18$ bc	$0.26 \pm 0.21$ bc	$0.28 \pm 0.24$ a
Ar-O	$0.03 \pm 0.06$ b	$0.13 \pm 0.15$ bc	$0.21 \pm 0.19$ bc	$0.05 \pm 0.02$ ab
Ar-Ch	$0.06 \pm 0.03$ b	$0.06 \pm 0.05$ c	$0.17 \pm 0.13$ bc	$0.20 \pm 0.27$ a
Ac-R	$0.07 \pm 0.10$ b	$0.35 \pm 0.23$ b	$0.30 \pm 0.33$ bc	$0.15 \pm 0.14$ a
Ar-M	$0.09 \pm 0.10$ b	$0.28 \pm 0.19$ b	$0.28 \pm 0.19$ bc	$0.27 \pm 0.28$ a
Ac-N	$0.22 \pm 0.14$ b	$0.50 \pm 0.21$ ab	$0.76 \pm 0.27$ a	$0.39 \pm 0.22$ a
Ar-H	$0.14 \pm 0.15$ b	$0.49 \pm 0.35$ ab	$0.32 \pm 0.23$ bc	$0.11 \pm 0.10$ a
Ac-A	$0.25 \pm 0.13$ ab	$0.59 \pm 0.26$ ab	$1.05 \pm 0.49$ a	$0.24 \pm 0.15$ a
R-G	$0.40 \pm 0.39$ a	$0.98 \pm 0.57$ a	$1.16 \pm 0.61$ a	$0.29 \pm 0.28$ a

\*Medias  $\pm$  desviación estándar seguidas de la misma letra dentro de columna no difieren estadísticamente (Tukey,  $p \leq 0.05$ ). Ps= pulga saltona, CHI= Chinche larga, CHn= Chinche negra y Af= Complejo de áfidos.

#### 4.1.7 Densidad de tricomas

El análisis estadístico mostró diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) entre tratamientos, tanto de tricomas glandulares como de no glandulares en el envés y el haz de las hojas. Con excepción de los genotipos Ac-N y Ac-A, en general, los genotipos mostraron mayor densidad de tricomas que la variedad comercial R-G. Por ejemplo, en

el genotipo silvestre T-J el número de tricomas glandulares en el envés fue de  $82.00 \pm 14.17$ , significativamente diferente del registrado en la variedad comercial R-G ( $3.33 \pm 3.21$ ; Cuadro 9).

**Cuadro 9.** Tipo y densidad de tricomas en foliolos de diferentes genotipos criollos y silvestres y una variedad comercial de jitomate *S. lycopersicum*. Jiquilpan, Mich. 2016.

Genotipo	Tricomas no glandulares		Tricomas glandulares	
	Envés	Haz	Envés	Haz
T-J	653.67*±55.19 a	231.00±38.15 ab	82.00±14.17 a	70.33±42.85 ab
C-Ch	652.00±47.88 a	333.33±65.57 a	67.66±24.02 ab	90.67±15.57 a
Ar-Mich	645.00±83.19 a	315.33±87.03 ab	27.00±18.52 c	33.67±35.92 cd
Ar-O	609.33±7.76 a	196.00±12.28 bcd	27.66±4.93 c	60.33±12.22 abc
Ar-Ch	582.67±11.01 a	379.33±34.58 a	58.00±16.64 ab	79.33±25.14 a
Ar-M	523.67± 33.30 ab	204.00±26.08 bc	12.00±3.60 d	22.33±6.0 cd
Ac-R	517.67±3.05 ab	180.67±27.51 bcd	22.33±10.96 cd	69.33±18.87 ab
Ar-H	503.33± 11.01 ab	189.33±17.78 bcd	9.66±8.62 d	17.00±9.64 de
Ac-N	455.33±50.36 bc	108.33±17.03 e	3.66±1.15 e	11.00±9.84 de
Ac-A	372.33±53.26 c	171.67±22.54 cd	1.00±0.73 e	19.00±17.67 de
R-G	367.33± 49.09 c	106.33± 12.89 e	3.33±3.21 e	9.33±8.14 e

\*Medias  $\pm$  desviación estándar seguidas de letra dentro de columnas no difieren estadísticamente (Tukey,  $p \leq 0.05$ ).

Como dato relevante obtenido en la presente investigación, se encontró una correlación inversa estrecha entre densidad de tricomas e incidencia de las principales plagas evaluadas; por lo que, a mayor densidad de tricomas, menor incidencia de plagas, excepto en el caso de tricomas no glandulares en el haz para áfidos (Cuadro 10).

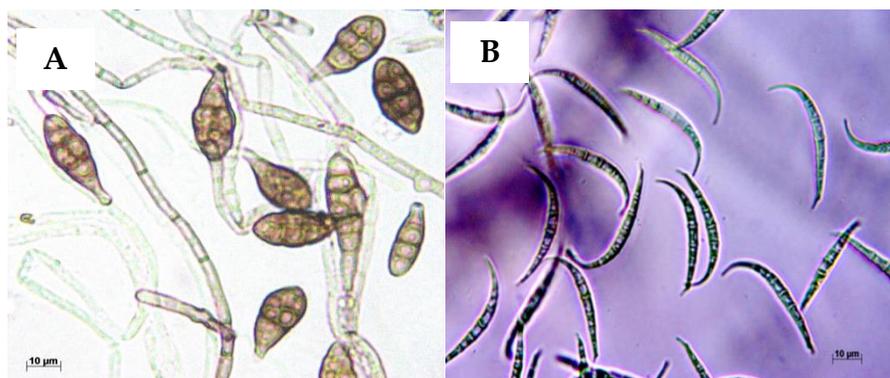
#### 4.1.8 Incidencia y severidad de enfermedades

De acuerdo con análisis de laboratorio, las enfermedades fungosas registradas fueron ocasionadas por *Fusarium* spp. *Helminthosporium* spp. y el tizón temprano *A. solani* (Fig. 10).

**Cuadro 10.** Correlación entre tipo y densidad de tricomas y la incidencia de insectos plaga en diferentes genotipos criollos y silvestres, comparativamente con la variedad comercial R-G.

Tipo	MB			PZA		Min	Ps	CHl	CHn	Af
	N	A	H	N	A					
En-ng	-0.665	-0.952	-0.729	-0.871	-0.734	-0.615	-0.914	-0.878	-0.934	-0.584
En-gl	-0.503	-0.807	-0.635	-0.748	-0.714	-0.815	-0.729	-0.801	-0.772	-0.704
Hz- ngl	-0.517	-0.710	-0.504	-0.639	-0.522	-0.515	-0.614	-0.654	-0.615	-0.260*
Hz-gl	-0.629	-0.630	-0.618	-0.679	-0.686	-0.481	-0.764	-0.739	-0.665	-0.705

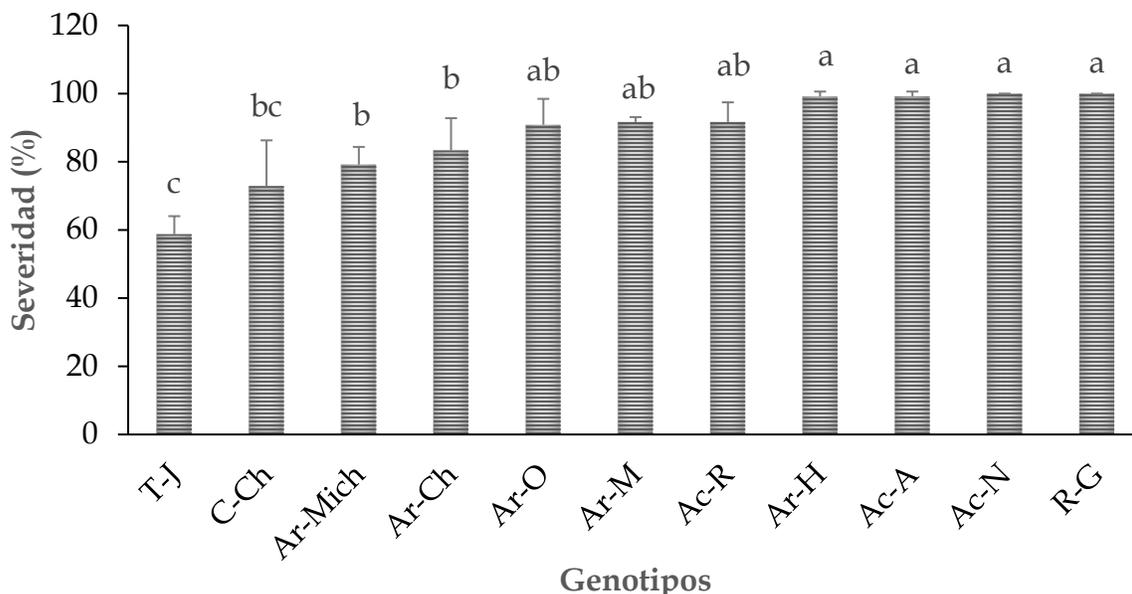
En = Envés, Hz = haz, ng= no glandulares, gl = glandulares. MB = mosca blanca, PZA = Paratrioza, Min= minador, Ps = pulga saltona, CHl = chinche larga, CHn = Chinche negra, Af= áfidos, N= ninfa, A = adulto, H = huevo. Con excepción del marcado (\*), todos son índices de correlación de Pearson (r) con significancia ( $p \leq 0.05$ ).



**Figura 10.** Microfotografías tomadas a escala 1:1000 de estructuras reproductivas (conidios) de aislamientos de A) *Alternaria* spp. y B) *Fusarium* spp. identificados en los distintos genotipos de jitomate y la variedad comercial. Jiquilpan, Mich. 2016.

Aunque no se practicaron análisis de laboratorio, un diagnóstico visual sugiere que una de las principales enfermedades registradas fue el denominado “permanente” del jitomate. Existe contradicción de si el agente causal es la bacteria *Candidatus Liberibacter* (Solanacearum) o un fitoplasma. Es transmitido por la paratrioza *B. cockerelli*. Al parecer, todos los tratamientos fueron fuertemente infectados.

Respecto a la severidad global de las enfermedades (síntomas de marchitamiento y pudrición), el ANVA mostró diferencias ( $p \leq 0.0001$ ) entre tratamientos. La mayor severidad se registró en el cv. Rio grande (100%); la menor severidad se registró en el genotipo silvestre T-J ( $58.75 \pm 5.30$ ), sin diferencias significativas con el genotipo C-Ch (Fig. 11).



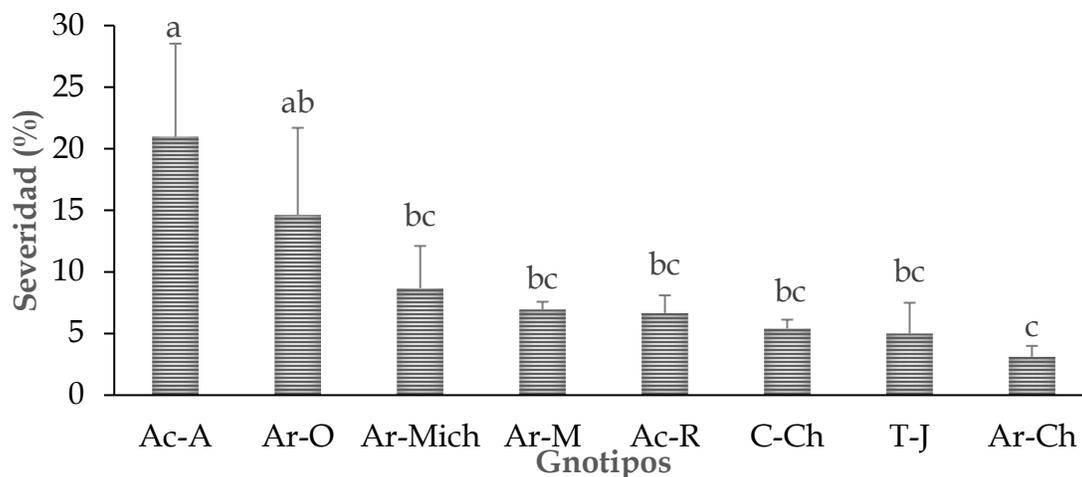
**Figura 11.** Severidad global de enfermedades en genotipos y el cv. R-G de jitomate evaluados. Cada barra representa el promedio de 10 plantas, y la línea en cada barra es la desviación estándar. Promedios con la misma letra no son significativamente diferentes (Tukey,  $p \leq 0.05$ ). Jiquilpan, Mich. 2016.

#### 4.1.9 Presencia de nematodos agalladores

Todos los genotipos exhibieron agallamientos radicales evidentes. Se identificó al nematodo *Meloidogyne* spp. como el agente causal (Fig. 12). El genotipo Ac-A presentó la mayor severidad ( $20.96 \pm 7.57$ ) y fue 85.11 % superior a la mostrada por el genotipo Ar-Ch ( $3.12 \pm 0.88$ ). En el cultivar comercial no se logró registrar la presencia de nematodos, debido a que ya no se pudieron recuperar las raíces de las plantas fuertemente deterioradas (plantas muertas; Fig. 13).



**Figura 12.** Severidad de nematodos agalladores en raíces de jitomate *Solanum lycopersicum*. A) Agallas en raíces; B) Hembra de *Meloidogyne* spp. Jiquilpan, Mich. 2016.



**Figura 13.** Severidad de nematodo *Meloidogyne* spp. en genotipos de jitomate evaluados. Medias previamente transformadas al arcoseno de la raíz cuadrada de la proporción. Columnas seguidas de la misma letra no difieren estadísticamente (Tukey,  $p \leq 0.05$ ). Jiquilpan, Mich. 2016.

## 4.2 Selección de portainjertos, desarrollo y evaluación de injertos en Zapopan, Jalisco

Con base a las variables evaluadas, pero con mayor énfasis en la densidad de tricomas del envés (como referente de la incidencia de insectos plaga), severidad de enfermedades, nematodos, y producción; fue que se seleccionaron los genotipos más promisorios para evaluarse como portainjertos con la variedad comercial R-G. De acuerdo con lo anterior, los genotipos Tinguaraque (T-J), arriñonado Michoacán (Ar-

Mich), cereza Chiapas (C-Ch), arriñonado Chico (Ar-Ch), acostillado Rojo (Ac-R) y arriñonado Mascota (Ar-M), fueron los genotipos seleccionados. Aunque el arriñonado Oaxaca (Ar-O) presento buenas características; en el presente estudio, se descartó por su mayor susceptibilidad a nematodos y enfermedades (Cuadro 11); dado que ésta selección fue basada en los cuadros y figuras anteriores. Todos los genotipos seleccionados fueron compatibles con la variedad comercial.

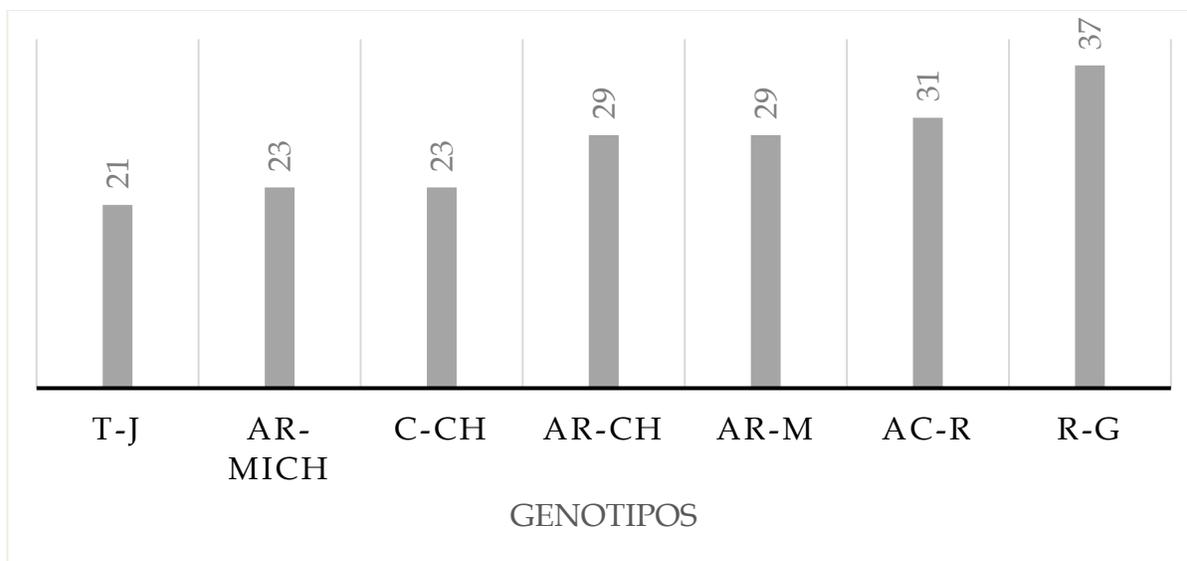
**Cuadro 11.** Variables consideradas para la selección de genotipos de jitomate, para su evaluación como portainjertos de la variedad comercial Rio grande.

Geno.	Tricomas envés		Severidad (%)			Rend. (g)
	Glandulares	No glandulares	Enfermedad	Nematodos		
T-J*	82.00±14.17 a*	653.67±55.19 a*	58.75±5.3 c*	5±2.5 bc*		78.3±17.16 bc*
C-Ch*	67.66±24.02 ab*	652.00±47.88 a*	72.9±13.4 bc*	5.41±0.72 bc*		214.4±64.8 abc*
Ar-Mich*	27.00±18.52 c*	645.00±83.19 a*	79.16±5.2 b*	8.68±3.43 bc*		797.2±322.7 a*
Ar-O	27.66±4.93 c	609.33±7.76 a	90.83±7.63 ab	14.6±6.0 a		341.4±103.3 ab
Ar-Ch*	58.00±16.64 ab*	582.67±11.01 a*	83.33±9.46 b*	3.12±0.88 c*		516±225.48 a*
Ar-M*	12.00±3.60 d*	523.67±33.3 ab*	91.7±1.44 ab*	6.95±0.63b c*		449.2±109.55 a*
Ac-R*	22.33±10.96 cd*	517.67±3.05 ab*	91.67±5.77 ab*	6.66±1.44 bc*		65.7±6.4 c
Ar-H	9.66±8.62 d	503.33±11.01 ab	99.16±1.44 a			
Ac-N	3.66±1.15 e	455.33±50.36 bc	100±0.0 a			
Ac-A	1.00±0.73 e	372.33±53.26 c	99.17±1.44 a			
R-G	3.33±3.21 e	367.33±49.09 c	100±0.0 a			4.6±1.9 d

Geno. = genotipo, Rend. = rendimiento, (g) = gramo, \* = genotipos seleccionados como mejores portainjerto del cv. Rio grande.

#### 4.2.1 Día a la floración

Todos los genotipos injertados presentaron menor tiempo de floración que el cv. Rio grande sin injertar (Fig. 14).



**Figura 14.** Días a la floración después del trasplante (D.F.) de injertos de jitomate variedad Rio grande sobre distintos genotipos criollos y silvestres. Zapopan, Jal. 2017.

#### 4.2.2 Desarrollo vegetativo

Algo de primordial importancia para el desarrollo de injertos entre genotipos criollos y silvestres con variedades comerciales, es el desarrollo vegetativo. Con respecto a las variables altura de planta, número de racimos y frutos por planta a los 75 días después del trasplante. El análisis estadístico mostró diferencias altamente significativas ( $p \leq 0.0001$ ) entre tratamientos.

Con excepción del genotipo Ac-R, todos los genotipos mostraron diferencias significativas con el cv. Rio grande para el variable número de racimos por planta; por otra parte, para el incremento del diámetro de tallo con excepción del Ar-R, todos los injertos mostraron una tendencia de mayor incremento del diámetro de tallo que el cv. R-G, y solo el genotipo Ar-Mich. mostró diferencias con el cultivar comercial sin injertar. El diámetro de tallo fluctuó desde  $1.97 \pm 0.69$  en el Ac-R, hasta  $3.66 \pm 1.55$  en el Ar-Mich (Cuadro 12).

**Cuadro 12.** Diámetro de tallos, altura de plantas, número de racimos y frutos por planta en la evaluación de injertos de jitomate *Solanum lycopersicum*. Zapopan, Jal. 2017.

Genotipo	Diámetro (mm)	75 días después del trasplante		
	Incre.med/14 días	Altura (cm)	Racimo/planta	Fruto/planta
T-J	2.14*±1.08 ab	74.67± 3.62 ab	19.33 ±1.85 a	34.33±1.55 a
C-Ch	2.40± 1.19 ab	77.40±3.64 a	19.00±1.21 a	31.86±1.85 ab
Ar-Mich	3.66±1.55 a	76.06± 1.85 a	16.73±1.02 ab	31.20±0.91 ab
Ar-Ch	2.52±1.77 ab	75.53±3.12 ab	17.00±0.91 ab	28.06±0.70 bc
Ar-M	2.23± 0.85 ab	71.98±2.35 ab	15.40±1.38 b	26.13±1.41 c
Ac-R	1.97± 0.69 b	66.43±2.78 c	11.46±0.50 cd	18.96±1.01 d
R-G	2.02± 0.69 b	46.70±1.45 d	12.06±0.50 c	8.73±2.15 e

\*Medias ± desviación estándar seguidas de la misma letra dentro de columnas no difieren estadísticamente (Tukey,  $p \leq 0.05$ ). Incre= incremento, med= medio.

### 4.2.3 Tipo y densidad de tricomas

En esta investigación, las plantas injertadas mostraron mayor densidad de tricomas que el cv. Rio grande sin injertar; excepto el genotipo Ac-R que no mostró diferencias con la variedad comercial sin injertar (Cuadro 13).

**Cuadro 13.** Medias de la densidad de tricomas en hojas de plantas injertadas de la variedad Rio grande sobre genotipos mexicanos de jitomate. Zapopan, Jal. 2017.

Genotipo	Tricomas no glandulares		Tricomas glandulares	
	Envés	Haz	Envés	Haz
T-J	1114.67*±41.18 a	524.33±83.60 a	106.00 ± 10.53 a	42.33±13.05 a
C-Ch	1074.33± 69.65 a	355.00± 101.68 bc	70.33±35.90 ab	32.66±16.80 ab
Ar-Mich	987.67±22.81 a	472.67± 44.79 ab	73.00±11.78 ab	31.66±6.02 ab
Ar-Ch	997.00±102.56 a	309.33± 20.79 dc	67.00±14.00 b	25.33±6.11 ab
Ar-M	942.33±95.21 a	286.33±31.05 dc	44.77±8.08 bc	19.33±2.30 ab
Ac-R	603.33± 56.12 b	180.00±16.37 de	17.33± 3.05 c	9.33±4.04 bc
R-G	536.67± 47.81 b	107.00±14.93 e	19.77±3.05 c	6.33±3.21 c

\*Medias ± desviación estándar seguidas de la misma letra dentro de columnas no difieren estadísticamente (Tukey,  $p \leq 0.05$ ).

#### 4.2.4 Incidencia de insectos fitófagos

La evaluación de los injertos bajo condiciones de invernadero, limitó la presencia de las principales plagas del jitomate. Sin embargo, mediante muestreos semanales, se registró la presencia de algunas plagas claves del cultivo, como es el caso de la mosca blanca, minador de la hoja y una especie defoliadora de lepidóptero que no fue identificada.

El ANVA para adultos y ninfas de mosca blanca, mostró diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.0001$ ). Las plantas con la mayor incidencia de la plaga ( $3.47 \pm 2.97$ ) fue la variedad comercial, sin mostrar diferencias con el genotipo Ac-R. El de menor incidencia ( $0.24 \pm 0.37$ ) fue el genotipo silvestre T-J, pero sin diferencias con los genotipos C-Ch, Ar-Mich, Ar-Ch y Ar-M (Cuadro 14).

Para los adultos, también las plantas de la variedad Rio grande sin injertar tuvieron la mayor incidencia ( $10.51 \pm 5.09$ ), sin diferencias estadísticas con el genotipo Ac-R. Nuevamente las plantas injertadas sobre tinguaraque fueron las de menor incidencia ( $1.05 \pm 0.65$ ; Cuadro 14).

Aunque los minadores se presentaron en baja incidencia, el ANVA detectó diferencias estadísticas ( $p \leq 0.0001$ ), donde la variedad comercial sin injertar mostró mayor incidencia que las injertadas sobre los genotipos criollos y silvestres (Cuadro 14). Finalmente, aunque en baja incidencia, los lepidópteros fueron más abundantes en la variedad R-G sin injertar (Cuadro 14).

**Cuadro 14.** Incidencia de insectos en plantas injertadas de la variedad Rio grande sobre genotipos mexicanos de jitomate *Solanum lycopersicum*. Zapopan, Jal. 2017.

Genotipo	Mosca blanca		Minador	Lepidóptero
	Ninfa	Adulto		
T-J	0.24* ± 0.37 c	1.05±0.65 c	0.0±0.11 b	0.04±0.1 b
C-Ch	0.48 ± 0.73 bc	1.74±0.74 c	0.006±0.02 b	0.05±0.17 b
Ar-Mich	0.33 ± 0.47 bc	1.17±0.75 c	0.0±0.0 b	0.003±0.01 b
Ar-Ch	0.49 ± 0.67 bc	1.76±1.34 c	0.004±0.01 b	0.01±0.03 b
Ar-M	0.59 ± 0.38 bc	2.28±1.23 bc	0.0±0.0 b	0.01±0.04 b
Ac-R	2.01 ± 1.70 ab	5.15±3.38 b	0.03±0.09 b	0.15±0.17 b
R-G	3.47 ± 2.97 a	10.51±5.09 a	0.22±0.30 a	0.47±0.051 a

\*Medias ± desviación estándar seguidas de misma letra dentro de columnas no difieren estadísticamente (Tukey,  $p \leq 0.05$ ).

Como dato relevante obtenido en la evaluación de los injertos, se encontró una correlación inversa estrecha entre densidad de tricomas e incidencia de ninfas y adultos de mosca blanca, minador de la hoja y la especie de lepidóptero (Cuadro 15).

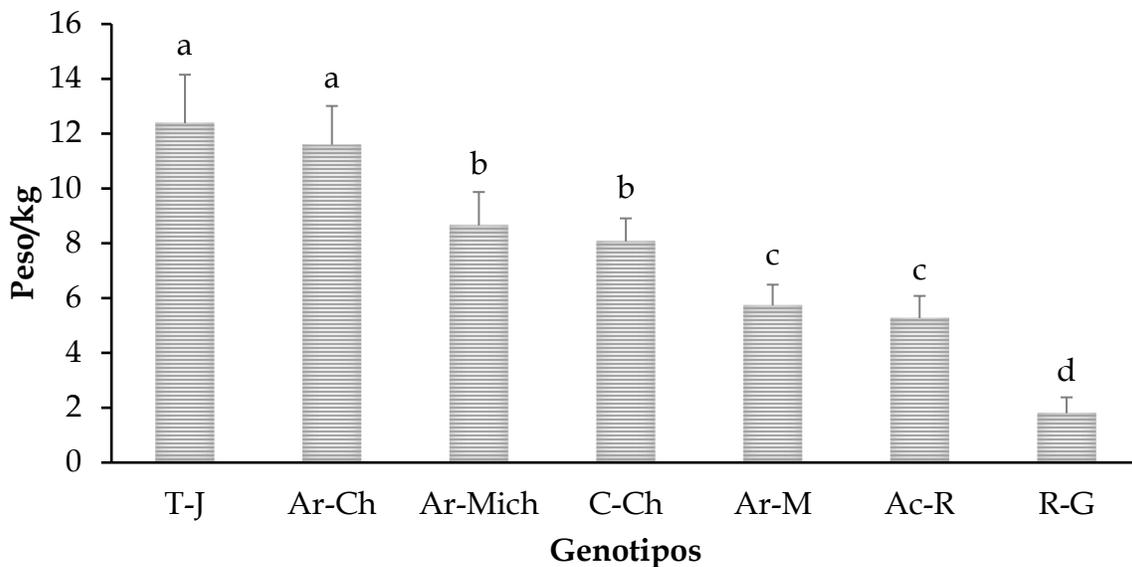
**Cuadro 15.** Correlación entre tipo y densidad de tricomas y la incidencia de insectos plaga en los injertos, comparativamente con la variedad comercial R-G sin injertar.

Tipo de tricomas	Mosca blanca		MIN	LEP
	Ninfa	Adulto		
Envés no glandular	-0.94*	-0.91	-0.77	-0.83
Envés Glandular	-0.81	-0.78	-0.60	-0.64
Haz no glandular	-0.85	-0.84	-0.70	-0.74
Haz glandular	-0.85	-0.83	-0.67	-0.70

MIN= minador, LEP= lepidóptero, \* índices de correlación de Pearson.

#### 4.2.5 Rendimiento

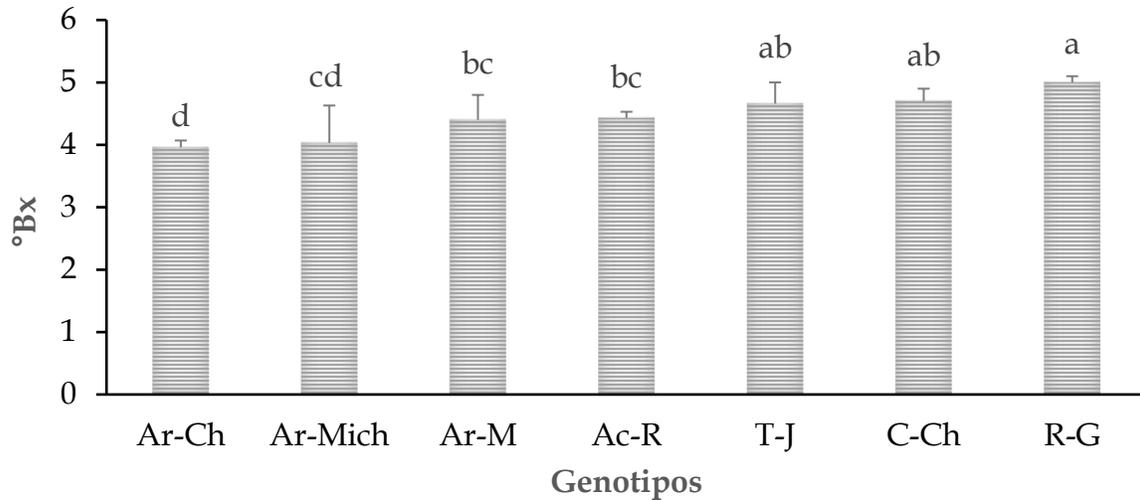
El análisis estadístico para el rendimiento mostró diferencias altamente significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.0001$ ). El rendimiento fluctuó desde 12.38 kg en el genotipo T-J, con mayor rendimiento aunque no mostró diferencia significativa con el genotipo Ar-Ch hasta 1.80 kg en la variedad comercial Rio grande con menor rendimiento. Todos los injertos lograron rendimientos superiores al cv. Rio Grande (Fig. 15).



**Figura 15.** Producción de frutos/planta injertadas sobre genotipos de jitomate evaluados. Columnas seguidas de la misma letra no difieren estadísticamente (Tukey,  $p \leq 0.05$ ). Zapopan, Jal. 2017.

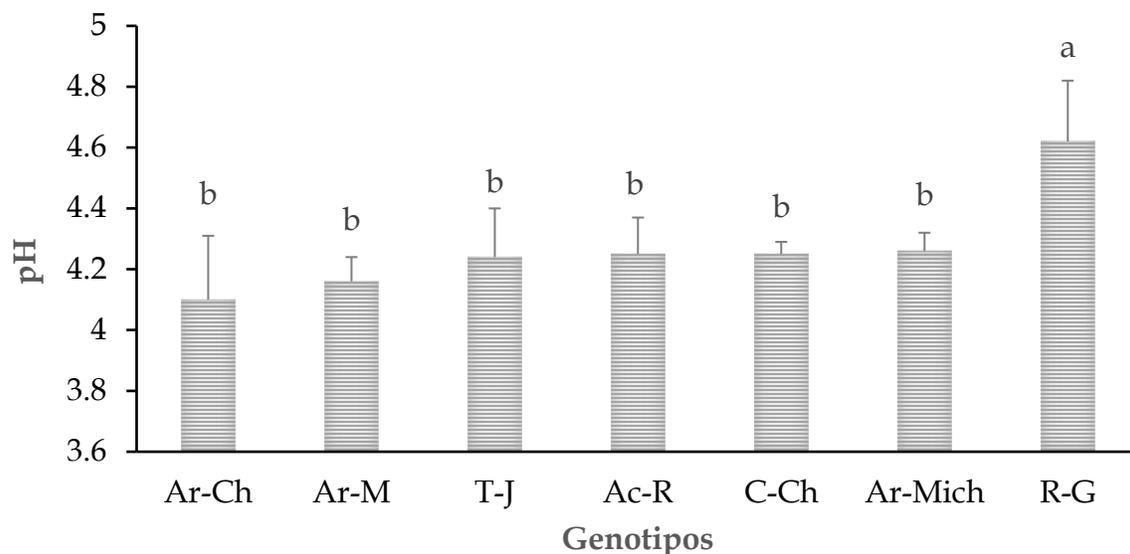
#### 4.2.6 Grado brix y pH de frutos

Con relación al contenido de sólidos solubles ( $^{\circ}$ Brix) en los frutos, la variedad comercial sin injertar fue la que mostró el mayor contenido de grados brix ( $5.00 \pm 0.10$ ), sin diferencias estadísticas con los injertos de los genotipos T-J y C-Ch. El de menor contenido de grados brix fue el genotipo Ar-Ch ( $3.96 \pm 0.60$ ), sin diferencias con el genotipo Ar-Mich. Genotipos intermedios fueron Ar-M, Ac-R (Fig. 16).



**Figura 16.** Contenido de sólidos solubles (°Brix) de frutos de genotipos injertados y la variedad comercial del jitomate *S. lycopersicum*. Columnas seguidas de la misma letra no difieren estadísticamente (Tukey,  $p \leq 0.05$ ). Zapopan, Jal. 2017.

Respecto al pH, la variedad R-G injertada en los diferentes genotipos mostró un pH significativamente menor a la misma variedad sin injertar. Los valores del pH fluctuaron desde  $4.10 \pm 0.08$  en el genotipo Ar-Ch, hasta  $4.62 \pm 0.2$  en la variedad comercial Rio Grande (Fig. 17).



**Figura 17.** pH de frutos de genotipos injertados y la variedad comercial del jitomate *S. lycopersicum*. Columnas seguidas de la misma letra no difieren estadísticamente (Tukey,  $p \leq 0.05$ ). Zapopan, Jal. 2017.

#### 4.2.7 Selección de los mejores genotipos para injerto

De acuerdo con los resultados obtenidos, en términos de rendimiento, los mejores genotipos para el desarrollo de injertos con la variedad Rio grande fueron los genotipos T-J y C-Ch, mientras que los genotipos Ac-R y Ar-M fueron los de menor rendimiento. Sin embargo, en términos de resistencia a plagas se añaden los genotipos Ar-Mich, Ar-Ch y Ar-M (Cuadro 16).

**Cuadro 16.** Variables consideradas para la selección de genotipos de jitomate *S. lycopersicum*, recomendados como portainjertos de híbridos y variedades comerciales.

Genotipo	Tricomas envés		Mosca blanca		Rend. (kg)
	Glandulares	N. glandulares	Ninfas	Adultos	
<b>T-J**</b>	106.00*±10.53 a	1114.67±41.18 a	0.24±0.37 c	1.05±0.65 c	12.38±1.77 a
<b>C-Ch**</b>	70.33±35.90 ab	1074.33±69.65 a	0.48±0.73 bc	1.74±0.74 c	11.59±1.42 a
<b>Ar-Mich**</b>	73.00±11.78 ab	987.67±22.81 a	0.33±0.47 bc	1.17±0.75 c	8.65±1.22 b
<b>Ar-Ch**</b>	67.00±14.00 b	997.00±102.56 a	0.49±0.67 bc	1.76±1.34 c	8.07±0.84 b
<b>Ar-M**</b>	44.77±8.08 bc	942.33±95.21 a	0.59±0.38 bc	2.28±1.23 bc	5.73±0.76 c
<b>Ac-R</b>	17.33± 3.05 c	603.33± 56.12 b	2.01±1.70 ab	5.15±3.38 b	5.27±0.81 c
<b>R-G</b>	19.77±3.05 c	536.67± 47.81 b	3.47±2.97 a	10.51±5.09 a	0.47±0.051 a

\*Medias ± desviación estándar, seguida de la misma letra dentro de columnas, no difieren estadísticamente (Tukey,  $p \leq 0.05$ ). Rend. = Rendimiento, \*\* = mejores genotipos.

## 5. DISCUSIÓN

Los resultados del presente estudio demuestran que los genotipos criollos y silvestres de jitomate presentan mayor resiliencia que el cv. Rio grande, debido a que la mayoría de los genotipos llegaron a la producción, mientras que la variedad comercial difícilmente produjo frutos, y cuando esto ocurrió, los mismos fueron de tamaño pequeño y de baja calidad. Lo anterior pudiera estar asociado con el nivel de tolerancia a plagas y enfermedades registrada en el presente estudio. Además, esas características fueron transferidas mediante injertos a la variedad comercial Rio grande, lo que abre mayores perspectivas para una producción de jitomate más sustentable.

Los genotipos criollos y silvestres de cultivos han sido documentados como importante fuente de germoplasma para el mejoramiento de cultivos (Peralta y Spooner, 2000; Tigchelaar *et al.*, 2001; Fernández *et al.*, 2004; Costa y Huevelink, 2005; Robertson y Labate, 2007; Ortega, 2010; Morales *et al.*, 2014); sin embargo, en México como en otros países en vías de desarrollo, los genotipos criollos han sido despreciados para la producción comercial, aun cuando tienen excelentes características de tolerancia a plagas y enfermedades, tal como ha sido demostrado en el presente estudio. Por otro lado, los genotipos silvestres son aún más descuidados, y eventualmente suelen considerarse como malezas en los cultivos comerciales, lo cual ha propiciado la desaparición de genotipos criollos, y un alto riesgo de que los genotipos silvestres desaparezcan (Rodríguez *et al.*, 2003). Es importante entonces desarrollar trabajos como el presente, donde se revalore la importancia de esos materiales en la producción agrícola.

Aspectos importantes de los materiales a ser evaluados como portainjertos, son la caracterización fisiológica y fenológica, ello para determinar la compatibilidad entre patrón-injerto. Una de estas características es la velocidad de germinación.

Normalmente, los cultivares comerciales suelen tener una mayor velocidad de germinación de semillas y desarrollo vegetativo en las primeras etapas, que los genotipos criollos y silvestres (Durán y Pérez, 1984). Los resultados de la germinación de semillas en este trabajo, corresponden a lo mencionado por Meletti y Bruckner (2000), quienes describen que la tasa de germinación entre parientes silvestres, criollos y cultivados suele ser diferente. En esta investigación, se registró un menor tiempo de germinación ( $TG_{50}$ ) en la variedad comercial Rio grande, por lo que fue necesario desfasar las fechas de siembra de los diferentes materiales para el desarrollo de injertos.

De acuerdo con Hernández (2011), en su trabajo describe la fecha para establecer el almácigo de genotipos de jitomate, y menciona que para la siembra de los genotipos, debe considerarse un intervalo entre 15-22 días antes de la variedad comercial, con la finalidad de obtener diámetros de tallo uniformes entre las diferentes variedades, esto debido a que la variedad comercial presenta un crecimiento y desarrollo más rápido.

Los resultados de la germinación encontrados en esta investigación, son útiles para futuros estudios sobre el uso de variedades silvestres y criollas como patrones de injertos de jitomate comercial. Es importante destacar que estos resultados, fueron útiles para poder estimar las fechas de germinación de las semillas que suelen tener tiempos de germinación diferentes dependiendo del grado de domesticación de los genotipos. En el presente estudio, la velocidad de germinación ( $TG_{50}$ ) estuvo estrechamente relacionada con el tamaño de las semillas; a mayor diámetro, menor  $TG_{50}$ . Esto debe tomarse en cuenta para el establecimiento desfasado de almácigos para injertos.

Otra de las características importantes es el diámetro del tallo de las plántulas. Al respecto, Velasco-Alvarado (2013), menciona que es fundamental tener plantas con diámetro de tallo similar al momento de realizar los injertos, lo que permite que las partes cambiales del portainjerto e injerto coincidan estrechamente. Este proceso permite mantener viables al patrón e injerto durante más tiempo; de lo contrario, el portainjerto e injerto necesitarán formar mayor cantidad de tejido para formar el callo, y esto conlleva

a que el injerto no sea exitoso. En el presente trabajo, se midió el diámetro de tallos de cada genotipo en el almácigo, para tener conocimiento sobre el desarrollo de los mismos. Esta práctica permitió tener conocimiento sobre la fecha de establecimiento del almácigo de cada genotipo para obtener plántulas con diámetro similares al momento del injerto.

Los injertos tienen diferentes objetivos; entre ellos, la resistencia a plagas y enfermedades. En el presente estudio se demostró que en general los genotipos silvestres y criollos, en ese orden, fueron más tolerantes a las plagas y enfermedades registradas, que la variedad comercial Rio grande. Esto es acorde a lo mencionado en la hipótesis que señala que las plantas silvestres son más tolerantes que las variedades criollas y estas a su vez que las variedades comerciales (Coley *et al.*, 1985; Rosenthal y Dirzo, 1997). La mayor densidad de tricomas registradas en los genotipos aquí evaluados pudiera explicar la mayor tolerancia hacia plagas y enfermedades transmitidas por ellos, tal como lo demostró la estrecha correlación registrada entre la incidencia de insectos plaga y la densidad de tricomas; sin embargo, estudios futuros deben dilucidar la tolerancia hacia enfermedades.

Las características de los materiales criollos, como la tolerancia a plagas y enfermedades, sugiere que estos deberían ser mayormente aprovechados para la producción sustentable de jitomate; sin embargo, se requiere difundir estos resultados entre la población.

Una de las principales aportaciones del presente estudio fue que las características benéficas de los materiales criollos y silvestres fueron transferidas mediante injerto a la variedad comercial; por ejemplo, una mayor densidad de tricomas asociada con una menor incidencia de insectos fitófagos, presumiblemente plagas. Al respecto, Cortez-Madrugal (2008) y Álvarez Hernández *et al.* (2009) señalan una menor incidencia de plagas y enfermedades en injertos de jitomate de las variedades comerciales “Toro” y Rio grande; sin embargo, en esos estudios no evaluaron la densidad de tricomas.

Los tricomas han sido señalados como estructuras de las plantas cuya principal función es la defensa contra herbívoros, y dentro de su clasificación suelen ser glandulares y no glandulares (Peiffer *et al.*, 2009; Álvarez-Gil, 2015). En el presente estudio, se registraron ambos tipos de tricomas; y aunque ambos mostraron una correlación inversa con la incidencia de plagas, los tricomas del envés fueron los que explicaron mejor la relación entre ambas variables.

Las densidades relativamente bajas de insectos fitófagos, como *B. tabaci* y *T. vaporariorum* pudiera explicarse en parte por la resistencia natural que poseen los genotipos silvestres y criollos de jitomate evaluados, tal como lo describieron Peña *et al.* (2006) y Álvarez-Hernández *et al.* (2009), quienes registraron resistencia del genotipo silvestre *S. lycopersicum* var. cerasiforme hacia una amplia gama de insectos plaga; entre ellos, la mosca blanca. Los autores sugieren que la resistencia podría ser de tipo antixenosis y antibiosis. En el presente estudio, la mayor densidad de tricomas registrados en los genotipos podría confirmar una resistencia de tipo antibiosis.

Otro insecto plaga clave del cultivo es *B. cockerelli*. Se registró la presencia de esta plaga durante el ciclo completo del cultivo. Se ha reportado que este insecto se alimenta de la savia de las plantas, por lo que en la presente investigación, se observó que las hojas de las plantas, presentaron una coloración violácea y las hojas inferiores mostraron enrollamiento, lo que pudiera confirmar la incidencia de la enfermedad conocida como “punta morada” en papa, y “permanente” en jitomate (Garzón-Tiznado *et al.*, 2005).

Aunque los datos sugieren tolerancia de los materiales evaluados a la mosca blanca y paratrioza, el hecho de que ambos insectos sean vectores de enfermedades, sugiere que la resistencia debe ser complementada con otras estrategias de control; i.e. uso de hongos entomopatógenos e insectos entomófagos. El deterioro de las plantas de jitomate registrado en el presente estudio, se presume se debió principalmente a las enfermedades transmitidas por estas dos plagas.

Otros insectos como *Liriomyza* spp., *Epitrix* spp., y los hemípteros *Halticus* spp. y *C. notatus* son considerados plagas secundarias del cultivo del jitomate (Ramírez Rojas *et al.*, 2001), por lo que la reducción o eliminación de insecticidas pudieran reducir su incidencia, tal como se demostró en el presente estudio con los genotipos criollos y los injertos.

La especie *Manduca* spp. fue detectada y ocasionó daños severos en la plantación, debido a la capacidad que posee de defoliar la planta completa; además, hubo casos en los que la plaga se alimentó de frutos y tallos. Lo anterior coincide con el trabajo de Garza (2002), quien mencionó que las larvas de esta especie pueden ocasionar defoliaciones totales al jitomate, incluidos el deterioro de los frutos.

*Heliothis* spp. Aunque no se logró identificar esta especie, durante el ciclo del cultivo, se registraron daños severos causados por esta plaga, cuyo daño consiste en perforaciones de frutos cuando se alimenta de los mismos, lo que favorece la entrada de microorganismos que aceleran la pudrición de los frutos; además en algunos casos, se observó que el insecto consumió el fruto completo. Los daños ocasionados por este insecto en la presente investigación, estuvieron acordes con los reportados por Saunders *et al.* (1998), quienes documentaron que la larva de este fitófago, tiene un rango de hospederos muy amplio y pueden causar elevadas pérdidas del cultivo. Sus daños solo se registraron en la evaluación de los injertos bajo invernadero.

Con base en lo anterior, en jitomate silvestre (*Solanum lycopersicum* var. *cerasiforme*), Álvarez-Hernández *et al.* (2009), reportaron la presencia de todas estas plagas mencionadas anteriormente, las que se sabe son plagas importantes de las variedades cultivadas de jitomate (Saunders *et al.*, 1998; Garza, 2002).

La densidad y tipo de tricomas en jitomate ha sido documentada como una de las principales estrategias de defensa contra herbívoros (Davies y Hobson, 1981; Rodríguez *et al.*, 2001; Peña *et al.*, 2006). Peña, por ejemplo señala que el tinguaraque fue más

resistente a mosca blanca que la variedad comercial, lo que se sugiere es debido a la mayor densidad de tricomas en el primero. Algo similar se registró para los genotipos silvestres y criollos evaluados en el presente estudio. También un análisis de correlación de densidad de tricomas en este trabajo, mostró una relación inversamente proporcional a la incidencia de plagas.

Durante los registros del follaje del cultivo, se pudo observar arrugamiento de hojas, marchitez y posteriormente la muerte de plantas durante el ciclo del cultivo. También se visualizaron síntomas de amarillamiento en las hojas y la punta morada, que de acuerdo con Vega-Gutiérrez *et al.* (2008), puede ser presumiblemente por virus. Las enfermedades que se registraron en el presente trabajo, fueron asociadas a *Fusarium* spp. *Helminthosporium* spp y *Alternaria solani*. Estos patógenos fueron aislados e identificados en etapa adulta de las plantas como agentes causales de las enfermedades. Lo anterior, coincide con lo descrito por Álvarez-Hernández *et al.* (2009), quienes reportaron la presencia de un complejo de *Alternaria*, *Fusarium* y Geminivirus en el cultivo de jitomate.

Aunque Cortez-Madriral (2008) señala una menor incidencia de insectos fitófagos en injertos de jitomate comercial con tinguaraque, aún no esclarecen los mecanismos de defensa en los injertos. En el presente estudio, se registró una mayor densidad de tricomas en las plantas de jitomate injertadas en los diferentes genotipos silvestres y criollos, respecto al cultivar comercial, característica que debe estar relacionada con la mayor tolerancia hacia insectos de esas plantas. Al parecer Eigenbrobe y Trumble (1993), señala que la menor incidencia de insectos fitófagos en los genotipos con mayor densidad de tricomas, radica en la limitación de los insectos chupadores a alimentarse de las plantas con mayor número de tricomas.

Los injertos en hortalizas parecen ser una importante herramienta para transferir características deseables a variedades comerciales. En nuestro estudio, los genotipos seleccionados mostraron un alto grado de compatibilidad en injertos con el cultivar Rio Grande, lo que se manifestó en la transferencia de vigor y tolerancia a plagas y

enfermedades. Además, diversos estudios han documentado resistencia de *S. lycopersicum* var. Cerasiforme hacia *B. tabaci*, *B. cockerelli* y áfidos, incluidas especies plaga como chinches y minadores del género *Liriomyza* (Liu y Trumble, 2004; Sánchez-Peña *et al.*, 2006; Cortez-Madriral, 2008).

La mayor altura y diámetro de tallo de plantas injertadas respecto a la variedad comercial Rio Grande que se registró en este trabajo, coincide con diversos estudios previos sobre injertos de jitomate, quienes encontraron plantas de jitomate injertadas con mayor altura y tamaño que plantas sin injertar (Smith, 1985; Oda, 2002; Turkmen *et al.*, 2010; Na *et al.*, 2012). Sin embargo, cabe mencionar que Yilmaz *et al.* (2011) y Leonardi y Giuffrida (2006) no encontraron diferencias significativas en cuanto al diámetro de tallo en plantas injertadas y sin injertar.

Estudios previos reportaron que el incremento de la productividad en los injertos de jitomate pueden alcanzar de 15-48% comparado con plantas no injertadas (Dieleman y Heuvelink, 2005; Khah *et al.*, 2006; Leonardi y Giuffrida, 2006; Kubota *et al.*, 2008; Báez-Valdez *et al.*, 2010; Turkmen *et al.*, 2010). Diversos trabajos describen también que el mayor rendimiento en los injertos se debe a la capacidad de los portainjertos en absorción de agua y nutrientes, y mayor resistencia a plagas y enfermedades, características que confiere a los injertos en la obtención de mayor producción (Vasconcellos y Castle, 1994; Oda, 2002; Lee, 1994; Ruiz *et al.*, 1997; Dieleman y Heuvelink, 2005). Estos trabajos coinciden con este estudio, dado que se registró un mayor rendimiento en los injertos que en la variedad comercial sin injertar. Es necesario resaltar que la producción de jitomate aquí evaluada, tanto como genotipos criollos y silvestres, y como portainjertos de variedades comerciales, fue mínimo el empleo de productos químicos (plaguicidas y fertilizantes), por lo que los resultados obtenidos en términos de producción son de fundamental importancia para una producción más sana y sustentable de jitomate.

Finalmente, las características de los frutos producidos mediante injerto, deben ser de calidad para el consumidor. Respecto a los sólidos solubles (grados Brix), se registró que la variedad comercial injertada tuvo frutos con menores contenidos de sólidos solubles (°Brix). Así, los materiales criollos suelen ser más ácidos que las variedades comerciales. Nuez (1995), menciona que el intervalo en el contenido de sólidos solubles de las variedades comerciales se ubica entre 4.5-5.5 °Bx, aunque los factores agroclimáticos pueden influir en la concentración de sólidos solubles y el grado brix de los frutos puede variar de 4-7 en una misma variedad. Este estudio fue similar a los de Coutinho *et al.* (2006) y Khah *et al.* (2006), que encontraron un contenido de sólidos solubles entre 3.95-4.7 y 3.1-4.0 en frutos de plantas injertadas y 3.95-4.95 y 3.68-5.1 en frutos de plantas no injertadas respectivamente.

Respecto al pH, en este estudio se encontró diferencias significativas entre los genotipos y la variedad comercial, siendo los genotipos ligeramente más ácidos. Este trabajo fue similar al trabajo de Coutinho *et al.* (2006) que encontraron pH más ácidos (4.04-4.30) en plantas de jitomate injertadas que en plantas sin injertar 4.35-4.47. Sin embargo, en un estudio realizó por Khah *et al.* (2006), no se encontraron diferencias estadísticas significativas en plantas injertadas que situaron en un rango de 4.33-4.41 y 4.34 en plantas sin injertadas. Lo anterior sugiere que los cambios registrados en los frutos de jitomate injertado dependerán de las variedades de plantas involucradas en el injerto.

Los cambios registrados en los frutos de las plantas injertadas pudiera ser desventajoso para algunos consumidores; sin embargo, los genotipos criollos aquí evaluados presentaron un pH más bajo que la variedad comercial. Al respecto debe destacarse que los genotipos criollos mexicanos han sido seleccionados para una de las recetas más arraigadas de la cultura mexicana, que son las “salsas picantes”. En ese sentido quizá sea ventajoso para la población mexicana y las industrias de salsas.

Hasta donde se ha podido documentar, este es el primer estudio que evalúa el potencial de genotipos mexicanos de jitomate como portainjertos de variedades comerciales. Aunque existen diferentes estudios que señalan resistencia del jitomate silvestre *S. lycopersicum* var. cerasiforme a diversos insectos plaga (Pérez *et al.*, 1997; Vallejo, 1999; Liu y Trumble, 2004; Hernández-Álvarez *et al.*, 2009), en ninguno de ellos se evaluaron genotipos criollos, y menos aún como portainjertos. Por lo que los resultados aquí presentados son de importante utilidad para estudios futuros y su aplicación bajo las condiciones de estudio.

## 6. CONCLUSIONES

El tiempo de germinación (TG<sub>50</sub>) mostró una correlación inversa con el tamaño de la semilla. En general, los genotipos mostraron un mayor TG<sub>50</sub> que la variedad comercial.

El mayor diámetro de tallo en plántulas correspondió a la variedad comercial.

Bajo las condiciones del estudio (bajo uso de insumos externos) los genotipos criollos y silvestres superaron a la variedad comercial en número de racimos, frutos y producción por planta.

Los principales insectos fitófagos registrados fueron *Bemisia tabaci*, *Bactericera cockerelli*, *Liriomyza* spp., *Epitrix* spp., *Tupiocoris* (= *Cyrtopeltis*) *notatus*, y *Halticus* sp.

Los genotipos silvestres y criollos tuvieron menor incidencia de insectos plaga que el cv. comercial, lo que estuvo inversamente correlacionado con la densidad de tricomas.

Las principales enfermedades fueron *Fusarium* sp., *Helminthosporium* sp., y *A. solani*. El permanente del tomate fue diagnosticado solo por sintomatología. Se registró una menor severidad del complejo de enfermedades fúngicas en los genotipos criollos y silvestres que en el cv. comercial.

Los mejores genotipos criollos y silvestres en relación con la resistencia a plagas y enfermedades y mayor productividad, fueron tinguaraque Jiquilpan (T-J), cereza Chiapas (C-Ch), arriñonado Michoacán (Ar-Mich), arriñonado Chico (Ar-Ch), arriñonado Mascota (Ar-M) , y acostillado Rojo (Ar-R).

Los genotipos seleccionados fueron altamente compatibles al injertarse con el cv. Rio grande, y en las plantas injertadas se logró transferir características deseables como,

tolerancia a plagas y enfermedades, mayor densidad de tricomas, mayor vigor y productividad. Los mejores genotipos para injertos fueron T-J, C-Ch, Ar-Mich, Ar-Ch y Ar-M.

El comportamiento agronómico y fitosanitario de los genotipos criollos y silvestres evaluados, demuestra su potencial para ser utilizados en producción sustentable de jitomate; sea mediante su producción directa, o bien, mediante su aprovechamiento como portainjertos de variedades comerciales.

## 7. LITERATURA CITADA

- Abdullah, N. M. M. 2008. Life history of the potato psyllid *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) in controlled environment agriculture in Arizona. African Journal of Agricultural Research. 3: 1-67pp.
- Agrios, G. 2002. Fitopatología. Segundo edición. Grupo Noriega Editores. México. 431p.
- Alonso, A., García-Aliaga, R., García-Martínez, S., Ruiz, J. J. y Carbonell-Barrachina, A. A. 2009. Characterization of spanish tomatoes using aroma composition and discriminant análisis. Food Science and Technology International 15(1): 47-55.
- Alpízar, M. D., Fallas, G. M., Oehlschlager, C., González, L. M., Chinchilla, C. M. y Bulgarelli, J. 2002. Pheromone mass trapping of the West Indian sugarcane weevil and the american palm weevil (Coleoptera: Curculionidae) in palmito palm. Florida Entomologist 85(3):426-430.
- Alpízar, M. D., Fallas, G. M., Oehlschlager, C. y González, L. M. 1996. Eficacia de una feromona empleando tres tipos de trampa para el control de *Metamasius hemipterus* en el cultivo de palmito, en Pococí de Limón. Pp. 1-32. In: Congreso Agropecuario y Forestal de Región Atlántica "Ing. Agr. Rodolfo Martín Borges, Guápiles, Costa Rica.
- Alpízar, M. D., Fallas, G. M., Oehlschlager, C. y González, L. M. 1997. Efecto de una feromona de agregación combinada para *Rhynchophorus palmarum* y *Metamasius hemipterus* sobre la incidencia de bacterias, hongos y sobre algunas variables de producción en el cultivo de palmito, Guápiles, Limón. In Congreso Costarricense de Entomología (IV. 1997, San José, Costa Rica). Resúmenes. 58 pp.
- Alvarado-Carrillo, M., Díaz-Franco, A. y Peña del Río, M. A. 2014. Productividad de tomate mediante micorriza arbuscular en agricultura protegida. Rev. Mex. Cienc. Agr. (5): 513-518.
- Álvarez-Gil, M. 2015. Resistencia a insectos en tomate (*Solanum* spp.). Cultivos Tropicales 36(2): 100-110.
- Álvarez-Hernández, J. C., Cortez-Madrigal, H. y García-Ruiz, I. 2009. Exploración y caracterización de poblaciones silvestres de jitomate (Solanaceae) en tres regiones de Michoacán, México. Polibotánica (28): 139-159.
- Annalee, N. M. y Kailash, N. S. 1995. Integrated pest management in the tropics. Chichester. England. 171p.
- Ardila, G., Fischer, G. y López, H. E. B. 2012. Caracterización del crecimiento del fruto y producción de tres híbridos de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) en tiempo fisiológico bajo invernadero. Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas 5(1): 44-56.
- Ascencio, A. A., López, B. A., Borrego, E. F., Rodríguez H. S. A., Flores, O. A., Jiménez, D. F. y Gámez, V. A. J. 2008. Marchitez vascular del tomate: I. Presencia de razas de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* (Sacc.) Snyder y Hansen 26 (2): 114-120.
- Asiático-Rivera, J. M. y Zoebisch, T. G. 1992. Control of whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) on tomato with biological and chemical insecticides. Manejo Integrado de Plagas 24-25: 1-7.

- Avis, T. J., Gravel, V., Antoun, H. y Tweddell, R. J. 2008. Multifaceted beneficial effects of rhizosphere microorganisms on plant health and productivity. *Soil Biology and Biochemistry* 40(7): 1733-1740.
- Badii, M. H., flores, A., Quiróz, E. H., Forouighbakhch, R. y Torres, R. 2000. Manejo Integral de Plagas (MIP). Pp. 417-432. En: Badii, M. H., Flores, A. E. y Galán, J. Wong (eds.). *Fundamentos y Perspectivas de Control Biológico*. UANL, Monterrey.
- Badii, M. H. y Garza, A. V. 2007. Resistencia en insectos, plantas y microorganismos. *Impacto ecológico* 18: 1-25.
- Báez-Valdez, E. P., Carrillo-Fasio, J. A., Baéz-Sañudo, M. A., García-Estrada, R. S., Valdez-Torres, J. B. y Contreras-Martínez R. 2010. Uso de portainjertos resistentes para el control de la fusariosis (*Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Snyder & Hansen raza 3) del tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) en condiciones de malla sombra. *Rev. Mex. de Fitopatología* 28(2): 111-122.
- Baker, R. 1988. Improved *Trichoderma* spp. for Promoting Crops Productivity. *Trends In Biotechnology* 7:34-38.
- Bautista, M. N. y Vejar, G. C. 1999. Lepidópteros más comunes en las hortalizas. Pp. 205-232. *In: Plagas y enfermedades de hortalizas*. Trillas, México.
- Bekhradi, F., Kashi, A. K. y Delshad, M. 2009. Effect of different Cucurbits rootstocks on vegetative and yield of watermelon. *Acta Hort.* 907: 649-654.
- Bergougnoux, V. 2014. The history of tomato: from domestication to biopharming. *Biotechnology Advances* 32:170-189.
- Bernal, R. 2010. Enfermedades de tomate (*Lycopersicum esculentum* Mill.) en invernadero en las zonas de Salto y Bella Unión. Serie Técnica. INIA. Montevideo. Editorial Hemisferio Sur SRL 181: 1-71.
- Beutner, S., Bloedorn, B., Frixel, S., Hernández Blanco, I., Hoffmann, T., Martin, H. D. y Schülke, I. 2001. Quantitative assessment of antioxidant properties of natural colorants and phytochemicals: carotenoids, flavonoids, phenols and indigoids. The role of  $\beta$ -carotene in antioxidant functions. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 81(6): 559-568.
- Blancard, D. 1988. Enfermedades del tomate, observar e identificar, luchar (No. 635.6429 B535E.). Mundi-Prensa 212 p.
- Bolger, A., Scossa, F., Bolger, M., Lanz C., Maumus, F., Tohge, T., Quesneville, H., Alseekh, S., Sørensen, I., Lichtenstein, G., Fich, E.A., Conte, M., Keller, H., Schneeberge, K., Schwacke, S., Ofner, I., Vrebalov, J., Xu Y., Osorio, S., Alves, S., Schijlen, E., Jiménez, J., Ryngajillo, M., Kimura, S., Kumar, R., Koenig, D., Headland, L.R., Maloof, N., Sinha, N., Ham, R., Klein, R., Mao, L., Voge, A., Arsova, B., Panstruga, R., Fei Z., Rose, J., Zami, D., Carrari, F., Giovannoni, J., Weigel, D., Usadel, B. y Fernie, A. 2014. The genome of the stress-tolerant wild tomato species *Solanum pennellii*. *NatGenet* 46:1034-1038.
- Bonfil, G. 1991. La teoría del control cultural en el estudio de procesos étnicos. *Estudios sobre las culturas contemporáneas*. 4(12).
- Bonilla-Barrientos, O., Lobato-Ortiz, R., García-Zavala, J. J., Cruz-Izquierdo, S., Reyes-López, D., Hernández-Leal, E. y Hernández-Bautista, A. 2014. Diversidad agronómica y morfológica de tomates arriñonados y tipo pimiento de uso local en Puebla y Oaxaca, México. *Revista fitotecnia mexicana* 37(2): 129-139.

- Bravo, M. H., Socorro, A. R. y Jesús, R. N. 1999. Manejo de plagas en cultivos hortícolas. En: Hortalizas, Plagas y enfermedades. México. 34 pp.
- Brinkman, M. A. y Gardner, W. A. 2001. Use of diatomaceous earth and entomopathogen combinations against the red imported fire ant (Hymenoptera: Formicidae). Florida Entomologist 84(4): 740.
- Buxton, D. R. 1981. Quality-related characteristics of forages as influenced by plant environment and agronomic factors. Anim. Feed Sci. Tech f59:37-49.
- Caballero, R. 1996. Metodología para el estudio y manejo de mosca blanca y Geminivirus. Ed. Hilje. L. Turrialba. Costa Rica. 1-10 pp.
- Camacho, F. y Fernández, E. 2017. El injerto de hortalizas en los semilleros de Almería. Última revisión el día 30 de mayo de 2017. Disponible electrónicamente en: en <http://www.terralia.comrevista/12/pagina22.htm>.
- Cañedo, V., Alfaro, A. y Kroschel, J. 2011. Manejo integrado de plagas de insectos en hortalizas: Principios y referencias técnicas para la Sierra Central de Perú 1-52 pp.
- Carballo, M. y Guaharay, F. 2004. Control biológico de plagas agrícolas. 197 pp.
- Cardona, C., Rodríguez, I., Bueno, J. M. y Tapia, X. 2005. Biología y manejo de la mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* en habichuela y frijol. CIAT. 3-29 p
- Castaños, J. 1995. Horticultura. Manejo Simplificado. ed. UACH. Chapingo, México. 38-227pp.
- Casteel, C. L., Walling, L. L. y Paine, T. D. 2006. Behavior and biology of tomato psyllid, *Bactericera cockerelli*, in response to the Mi- 1.2 gene. Entomologia Experimentalis et Applicata 121: 67-72.
- Castellanos, J. Z. 2009. Manual de producción de tomate en invernadero. INTAGRI, Celaya, México 458 pp.
- CATIE, 1990. (Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza). Guía para el manejo integrado de plagas del cultivo de tomate. Turrialba. Costa Rica. 185 pp.
- Causse, M., Buret, M., Robini, K. y Verschave, P. 2003. Inheritance of nutritional and sensory quality traits in fresh market tomato and relation to consumer preferences. Journal of Food Science 68(7): 2342-2350.
- Causse, M., Silba, C. V., Lecomte, L., Duffe P., Ruosselle, P. y Buret, M. 2002. Analysis of fruit quality in fresh market tomato. Journal of Experimental Botany 53 pp.
- Cebolla Cornejo, J., Roselló, S., Valcárcel, M., Serrano, E., Beltrán, J. y Nuez, F. 2011. Evaluation of genotype and environment effects on taste and aroma flavor components of spanish fresh tomato varieties. Journal of Agricultural and Food Chemistry 59: 2440-2450.
- Cenobio, G. P. 2006. Producción de jitomate *Lycopersicon esculentum* Mill. En condiciones de invernadero y con fertirriego en Zaachila, Oaxaca. 139 pp.
- Cerna, E., Ail, C., Landeros, J., Sánchez, S., Badii, M., Aguirre, L. y Ochoa, Y. 2012. Comparación de la toxicidad y selectividad de insecticidas para la plaga *Bactericera cockerelli* y su depredador *Chrysoperla carnea*. Agrociencia 46(8): 783-793.
- Cervantes, M. J. F. 1999. Plagas: diagnóstico, biología e importancia económica. Pp. 111 - 132. In: Hortalizas. Plagas y enfermedades. Editorial Trillas Primera Edición. México, D.F. 528 p.
- CESAVEG. 2015. Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Guanajuato. Manual de Plagas y Enfermedades en Jitomate. Campaña Manejo Fitosanitario del Jitomate. 1-28 pp.

- Chamarro, L. J. 2001. Anatomía y fisiología de la planta. *In*: Nuez, F.: El cultivo del tomate. Madrid, ed. Mundi-Prensa. 43-91p.
- Chinchilla, C., Oeschlager, C. y Bulgarelli, J. 1996. Un sistema de trampeo para *Rhynchosporium secalis* y *Metamasius hemipterus* basado en el uso de feromonas. ASD Oil Palm papers. N°12. 11-17.
- Choi, D. C., Kwon, S. W., Ko, B. R. y Chou, J. S. 2002. Using chemical controls to inhibit axillary buds of *Lagerhania rootstock* for grafted watermelon (*Citrullus lanatus*). *Acta Hort.* 588:43 - 48.
- Cisneros, F. y Mujica, N. 1998. The leafminer fly in potato: plant reaction and natural enemies as natural mortality factors. CIP Program Report. Lima Perú.
- Cisneros, F. 1995. Control de plagas agrícolas. Lima. Perú.
- Colla, G., Roupahel, Y., Cardarelli, M., Massa, D., Salerno, A. y Rea, E. 2006. Yield, fruit quality and mineral composition of grafted melon plants grown under saline conditions. *Journal of Horticultural Science and Biotechnology* 81: 146-152.
- Colla, G., Roupahel, Y., Cardarelli, M., Temperini, O., Rea, E., Salerno, A. y Pierandrei, F. 2008. Influence of grafting on yield and fruit quality of pepper (*Capsicum annumm* L.) grown under greenhouse conditions. *Acta Hort.* 782:359-363.
- Coley, P. D., Bryant, J. P. y Chapin, S. 1985. Resource availability and plant antiherbivore defense. *Science.* 230: 895-899 pp.
- Conti, M., Gallitelli, D., Lisa, V., Lovisolò, O., Martelli, G. P., Ragozzino, A., Rana, G. L. y Vovlas, C. 2000. Principales virus de las plantas hortícolas. 206 pp.
- Mora-Aguilera, G., Cortez-Madrigal, H. y Acevedo-Sánchez, G. 2017. Epidemiology of Entomopathogens: Basis for Rational Use of Microbial Control of Insects. *Southwestern Entomologist* 42(1): 153-169.
- Costa, J. M. y Huevelink, E. 2005. The tomato crop and industry. *In*: Tomatoes. (No. 13. pp. 1-20). CAB International. USA.
- Coutinho, C. S., Fermino, S. A. C., Dos Santos, B. A., Araújo, D. C. L. y Da Silva, L. C. 2006. Potential of Hawaii 7996 hibrid as rootstock for tomato cultivars. *Bragantia* 65(1):89 - 96.
- Cruces, C. R. 1990. Lo que México aportó al Mundo. Edit. Panorama. 2ª reimpression. México, D.F. 64 p.
- Cruz, B. L. 2007. Calidad de semilla de jitomate (*Lycopersicum esculentum* Mill) por efecto de potenciales osmóticos, calcio y podas bajo condiciones de invernaderos. Colegio de postgraduados, Montecillo, Texcoco, Edo. México. 177 pp.
- Cuadra, R., Cruz, X. y Fajardo, J. L. 2000. Notas De Investtigation-Research Notes Cultivos De Ciclo Corto Como Plantas Trampas Para El Control Del Nematodo Agallador. *Nematropica* 30(2): 241-246.
- Curtis, P. 1996. Aspectos de la morfología de Angiospermas cultivadas. Universidad Autónoma Chapingo. 134 pp.
- Cürük, S., Durgac, C., Özdemir, B. y Kurt, S. 2005. Comparisons of grafted biennial and conventional production systems for eggplant (*Solanum melongena* L.) varieties in a mediterranean region of Turkey. *Asian Journal of Plant Sciences* 4(2):117 - 122.

- Davies, J. N., Hobson, G. E. y McGlasson, W. B. 1981. The constituents of tomato fruit—the influence of environment, nutrition, and genotype. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 15(3). 205-280.
- Davison, R. H. y Lyon, W. F. 1992. Insectos plagas agrícolas y de jardín. Limusa Noriega. 743 p.
- Day, W. H. y Saunders, B. L. 1990. Abundance of the garden fleahopper (Hemiptera: Miridae) on alfalfa and parasitism by *Leiophronuniformis* (Gahan) (Hymenoptera: Braconidae). 106 pp.
- De la Torre, F. 2005. Injertos Hortícolas. En Dirección Técnica de Semilleros Hortícolas. Ed. Cuadrado-Gómez, I. M., García-García M. C. y Fernández, M. M. Curso de Especialización. Instituto de Investigación y Formación Agraria y Pesquera -IFAPA-CIFA, Almería, España.
- De Miguel, A. y Maroto, J. V. 2007. Introducción. En Injerto de Hortalizas. Ed. De Miguel A., y Martín, M. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Secretaría General de Agricultura y Alimentación. España. Cap. 1: 17-19 p.
- Dieleman, A. y Heuvelink, E. 2005. Gebruik van onderstammen bij vruchtgroenten: inventarisatie van de mogelijkheden voor energiebesparing (No. 367). Plant Research International.
- Díez, M. J. 2008. Tipos varietales. En El Cultivo del Tomate. Mundi-Prensa, Madrid. 793 pp.
- Domínguez, G. T. F. 1989. Plagas y enfermedades de las plantas cultivadas. Madrid, España. 821 p.
- Dorais, M., Ehret, D. L. y Papadopoulos, A. P. 2008. Tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) health components: from the seed to the consumer. *Phytochem Rev.* 7:231-250.
- Dropkin, V. H. 1980. Introduction to plant nematology. John Wiley y Sons, EEUU. 216 pp
- Durán, J. M. y Pérez G., F. 1984. Aspectos fisiológicos de la germinación de semillas. Madrid.
- Edmunds, B. A. y M. L. Gleason. 2003. Perennation of *Sclerotium rolfsii* var. *delphinii* In: Iowa. Online. Plant Health Progress doi: 10.1094/PHP-2003-1201-01 RS.
- Eigenbrode, S. D., Jones, R. A. y Trumble, J. T. 1993. Resistance to beet armyworm (*Spodoptera exigua*) hemipterans and *Liriomyza* spp. In: *Lycopersicon*. Journal of the American Society of Horticultural Science.
- Eigenbrode, S. D. y Trumble, J. T. 1994. Host plant resistance to arthropods in vegetables: potential in integrating pest management. *J. Agric. Entomol* 11: 201-224.
- El Huerto, 2011. Publicado en: Abonar, Cavar, Cultivo de Hortalizas, Entutorar, Mantenimiento, Podar, Recolectar, Solanáceas, Tareas en el huerto, Tomates, Variedades, verduras y está etiquetada con cultivo de tomate pera, tipos de tomates, tomate pera, tomate pera girona, tomate Rio grande, tomates roma. Disponible electrónicamente en: <https://elhuerto20.wordpress.com/tag/tomate-rio-grande/>. Última revisión el día 02 de junio de 2017.
- Ernesto, G. G. 2008. Regulacion de la poblacion de la cochinilla rosada del habisco con la avispa anagrus kamali.
- Escalona, J. 2009. Manual de cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill). Vol. 1. Publicado por Nodo Hortícola. Chile. 60 pp.

- Esquinas, A. J. y Nuez, F. V. 2001. Situación taxonómica, domesticación y difusión del tomate. *In: el cultivo del tomate*. F. Nuez. Mundi Prensa. España. 42 pp.
- Esquinas, J. T. y Nuez, V. F. 1999. El cultivo del tomate. Ediciones Mundi-Prensa, España. 793 pp.
- Esquinas-Alcázar, J. y Nuez V. F. 1995. Anatomía y fisiología de la planta. *In: El cultivo del tomate*. F. Nuez ed. Mundi-Prensa. 793 pp.
- FAO. 2015. Statistics Report. From <http://www.fao.org/statistics/en/> y <http://faostat3.fao.org/>
- Félix, G.R. 1993. Control de Tizón tardío *Phytophthora infestans* en tomate industrial considerando la influencia de algunos factores ambientales para el uso de fungicidas. México. 31 pp.
- Fernández, R. E. J., Camacho, F. F. y Ricárdez S. M. 2004. El cultivo del tomate. *In: Tomates, Producción y Comercio. Compendio de Horticultura*. Ediciones de Horticultura, S.L. Barcelona, España. 253 pp.
- Fernández-García, N., Martínez, V. y Carvajal, M. 2004. Effect of salinity on growth, mineral composition, and water relations of grafted tomato plants. *J. Plant Nutr. Soil Sci.* 167:612 - 622.
- Fichter, G. S. 1993. Insectos plagas. 1ra. Ed. 168 pp.
- Financiera Nacional de Desarrollo Agropecuario Rural Forestal y Pesquero. 2014. Panorama de jitomate. Fuente: Secretaria de Hacienda y Crédito Público. Recuperado de: [http://www.financiararural.gob.mx/informacionsectorrural/Panoramas/Panorama%20Jitomate%20\(abr%202014\).pdf](http://www.financiararural.gob.mx/informacionsectorrural/Panoramas/Panorama%20Jitomate%20(abr%202014).pdf).
- FIRA. 2016. Panorama Agroalimentario. Fideicomisos Instituidos en Relación con la Agricultura. Dirección de Investigación y Evaluación Económica y Sectorial. Tomate rojo. Recuperado de: [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/200635/Panorama\\_Agroalimentario\\_Tomate\\_Rojo\\_2016.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/200635/Panorama_Agroalimentario_Tomate_Rojo_2016.pdf).
- Flaño, I. A. 2015. El mercado del tomate para consumo fresco. Oficina de Estudios y Políticas Agrarias. Disponible electrónicamente en: [http://www.odepa.cl/wp-content/files\\_mf/1450799740Tomate2015.pdf](http://www.odepa.cl/wp-content/files_mf/1450799740Tomate2015.pdf).
- Flint, M. L. 1990. Pest of the garden and small farm: a grower's guide to using less pesticide. University of California. 276 pp.
- Flores, F. B., Sánchez-Bel, P., Estan, M. T., Martínez-Rodríguez, M. M., Moyano, E., Morales, B., Campos, J., García-Abellán, J., Egea, M., Fernández-García, N., Romojaro F. y Bolarín M. 2010. The effectiveness of grafting to improve tomato fruit quality. *Scient Hort.* 125:211-217.
- Flores-Hernández, L. A., Lobato-Ortiz, R., García-Zavala, J. J., Molina-Galán, J. D., Sargerman-Jarquín, D. M. y Velasco-Alvarado, M. D. J. 2017. Parientes silvestres del tomate como fuente de germoplasma para el mejoramiento genético de la especie. *Revista Fitotecnia Mexicana* 40(1): 83-91.
- Foolad, M. R. 2007. Genome mapping and molecular breeding of tomato. *International Journal of Plant Genomics* 52 pp.

- Fraga, C. P. 1984. Introducción a la nematología agrícola. 2° Ed. Editorial Hemisferio Sur. Buenos Aires. 119 pp.
- Garza, A. M. y Molina, V. M. 2008. Manual para la producción de tomate en invernadero en suelo en el estado de nuevo León. Vol. 1. Publicado por SAGARPA y el gobierno de Nuevo León. México. 183 pp.
- Garza, U. E. 2001. El minador de la hoja *Liriomyza* spp., y su manejo en la planicie Huasteca. INIFAP-CIRNE. Campo Experimental Ébano. México. 14 pp.
- Garza, U. E. 2002. Manejo integrado de las plagas del jitomate en la Planicie Huasteca. INIFAP-CIRNE. Campo Experimental Ébano. Folleto Técnico Núm. 9. México. 31 pp.
- Garzón-Tiznado, J. A. 2002. Asociación de *Bactericera cockerelli* Sulc. Con enfermedades en papa (*Solanum tuberosum*) y tomate (*Lycopersicon* Mil. Ex. Fawnl) en México. 87 pp.
- Garzón-Tiznado, J. A., Garzón-Ceballos, J. A., Velarde, F. S., Marín, J. A. y Cárdenas, V. O. G. 2005. Ensayos de transmisión del fitoplasma asociado al permanente del tomate por el psílido *Bactericera cockerelli* SULC en México. Entomología Mexicana 4:672-674.
- Garzón-Tiznado, J. A., Cárdenas-Valenzuela, O. G., Bujanos-Muñiz, R., Marín-Jarillo, A., Becerra-Flora, A., Velarde-Felix, S. y Martínez-Carrillo, J. L. 2009. Asociación de Hemiptera: Triozidae con la enfermedad "permanente" del tomate en México. Agricultura técnica en México. 35(1): 61-72.
- Giaconi, V. y Escaff, M. 2004. Cultivo de hortalizas. 15ª ed. Editorial Universitaria. Santiago, Chile. 337 pp.
- Godoy-Hernández, H., Castellanos-Ramos, J. Z., Alcántar-González, G., Sandoval-Villa, M. y Muñoz-Ramos, J. D. J. 2009. Efecto del injerto y nutrición de tomate sobre rendimiento, materia seca y extracción de nutrimentos. Terra Latinoamericana 27(1): 01-09.
- Gómez, A. R. 2013. Nutrición de tomate y producción de licopeno. Colegio de Postgrados. México. 82pp.
- Gómez, R. J., Hernández, L. F., López, J. G. y Sánchez, R. L. 2011. Enfermedades fungosas y bacterianas del cultivo de tomate en el estado de Nayarit. Centro de Investigación Regional del Pacífico Centro. Campo Experimental Santiago Ixcuintla. Santiago Ixcuintla, Nayarit. Folleto Técnico No.19- ISBN: 978-607-425-720-5. 85 pp.
- González Cardona, C. y Aristizábal Loaliza, M. 2014. Evaluation of a nematicide product on parasitic nematodes of the plantain Dominico Harton (*Musa AAB*). Acta Agronómica 63(1): 71-79.
- González, C. M., Shagarodsky, T., Barrios, O. y Fraga N. 2003. Comportamiento varietal del tomate ante el tizón temprano en condiciones de campo. Rev. Protección Veg. 41 pp.
- González, F. M., Hernández, A., Casanova, A. S., Depestre, T., Gómez, L. y Rodríguez, M. G. 2008. El injerto herbáceo, alternativa para el manejo de plagas de suelo. Rev. Protección Veg. 23(2), 69-74.
- González, L. M., González, M. C. y Ramírez, R. 2002. Aspectos generales sobre la tolerancia a la salinidad en las plantas cultivadas. Cultivos tropicales. 23(2): 27-38.
- GoogleMaps.2017a.<https://www.google.com.mx/maps/place/CIIDIR+IPN+Michoac%C3%A1n/@19.9996714,102.7069148,179m/data=!3m1!1e3!4m5!3m4!1s0x842efc76bb111ef5:0x70525048b7c0b17b!8m2!3d19.9950221!4d-102.718113>.

- GoogleMaps.2017b.<https://www.google.com.mx/maps/place/Centro+Universitario+de+Ciencias+Biol%C3%B3gicas+y+Agropecuarias/@20.7461968,103.5118534,356m/data=!3m1!1e3!4m5!3m4!1s0x0:0xcaba424f1b40d0b1!8m2!3d20.7459211!4d-103.512851>.
- Grafius, E. 1993. Potato insects pests. Departament of Entomology. Extension Bulletin E-965.
- Gratidge, R. y Brien. R. 1982. Ocurrence of a third race of *Fusarium* wilt tomatoes in queensland. Plant Disease. 66:165-166.
- Gut, L. J., Miller, J. R., Stelinski, L. L., McGhee, P. y Epstein, D. 2007. High-performance mating disruption can be achieved using formulations that provide many attractive point sources. En: Pheromones and Others Semiochemicals in Integrated Production. IOBC-OILB.
- Hansen, A. K., Trumble, J. T., Stouthamer, R. y Paine, T. D. 2008. A new Huanglongbing (HLB) species, "*Candidatus Liberibacter psyllaurosus*," found to infect tomato and potato, is vectored by psyllid *Bactericera cockerelli* (Sulc). Applied Environmental Microbiology 74:5862-5865.
- Hernández, C. S. 2011. Producción de tomate en diferentes granulometrías de "tezontle". Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados "Campus Montecillo", Texcoco, Estado de México, 107 pp.
- Hernández, D. Y., Noval, T. W., Rodríguez, C. J. y Hernández, P. R. 2014. Respuesta de plantas de papaya silvestre (*Carica cubensis* solms) al estrés hídrico y su recuperación: aspectos fisiológicos y del crecimiento. Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas (INCA). Ministerio de Educación Superior. Cuba. 1- 8 pp.
- Hilhost, H. M., Groot S. P .C. y Bino, R. J. 1998. The tomato seeds as a model system to study seed development and germination. Acta botanic Neerlandica. Vol. 1:183 pp.
- Hilje-Quirós, L. 2001. Avances hacia el manejo sostenible del complejo mosca blanca-geminivirus en tomate, en Costa Rica. Manejo Integrado de Plagas. (61): 69-80.
- Hoyt, E. 1992. Conservando los parientes silvestres de las plantas cultivadas. 52 pp.
- Huerres, C. Y Carballo, N. 1988. Cultivo de tomate y pimiento. Pueblo y educación. La Habana, Cuba. 30 pp.
- INE. 2008. Instituto Nacional de Estadísticas. VII Censo Nacional Agropecuario y Forestal. Chile .Disponible en: [www.censoagropecuario.cl](http://www.censoagropecuario.cl).
- Instituto Nacional de Geografía Estadística e Informática (INEGI). 1985. Cata de uso de suelo y vegetación. México.
- INTA. 1999. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Cultivo de tomate. Guía tecnológica del tomate. Ed. Henner Obregón N° 22 Managua, Nicaragua. 55 pp.
- ISTA, 2003. Flower Seed Testing Workshop. Budapest (Hungary).
- James, C. 1971. Manual of assessman keys for plan! diseases. Canadian Departament of Agriculture publication No. 1458. 1-14 pp.
- Jarquín, D. 2004. Evaluación de cuatro variedades de tomate (*Lycopersicum esculentum* Mill), basado en el complejo mosca blanca (*Bemisia tabaci*) Geminivirus, en comunidad de Apompuá, Potosí, Rivas, Nicaragua. Tesis de M. Sc. Managua, Nicaragua. 25 pp.
- Jones, J. B. 2000. Tomato Plant Culture, in the Field, Greenhouse and Home Garden. CRC Press. Florida, USA. 199 pp.

- Jones, J. B. y Cols, R. E. 1991. Compendium of tomato diseases. APS Press, St. Paul, Minnesota, USA.
- Jones, J. B., Stall, R. E. y Zitter, T. A. 2001. Plagas y enfermedades del tomate. Ediciones Mundi-Prensa. 74 pp.
- Kado, C. I. 2010. Plant bacteriology. The American Phytopathological Society. St. Paul, Minnesota, U.S.A. 336 pp.
- Kawakita, H., Saiki, T., Wei, W., Mitsunashi, W. y Watanabe, K. 2000. Identification of mulberry dwarf phytoplasmas in the genital organs and eggs of leafhopper *Hishimonoides sellatiformis*. *Phytopatology* 90:909-914.
- Khah, E. M., Kakava, E., Mavromatis, A., Chachalis, D. y Goulas, C. 2006. Effect of grafting on growth and yield of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) in greenhouse and open-field. *J. of Appl. Horticulture* 8(1): 3-7.
- King, B. S. y Saunders, J. L. 1984. Las plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios de América Central. 182 pp.
- Klein, D., Gkisakis, V., Krumbein, A., Livieratos, I. y Kópke, U. 2010. Old and endangered tomato cultivars under organic greenhouse production: effect of harvest time on flavour profile and consumer acceptance. *International Journal of Food Science and Technology* 45: 2250-2257.
- Kogan, M. 1990. La resistencia de la planta en el manejo de plagas. En: Metcalf, R. L. y Luckman, W. H. (eds.). *Introducción al manejo integrado de plagas*. Limusa-Noriega. México D.F. 123 - 172 pp.
- Kubota, C. M., McClure, N., Kokalis-Burelle M. G. y Roskopf E. N. 2008. Vegetable grafting: history, use, and current technology status in North America. *Hort. Science* 43(6):1664-1669.
- Kuhlman, D. E., Knake, E. L., Gray, M. E. y Kirby, H. W. 1989. IPM. A system approach to sustainability. *31(3): 15-18*.
- Kurata, K. 1992. Transplant production robots in Japan, In: K. Kurata and T. Kozai (Eds.) *Transplant production system*. Kluwer Academic Publishers, Yokohama, Japan. 313-329 pp.
- Labate, J. A., Grandillo, S., Fulton, T., Muños, S., Caicedo, A. L., Peralta, I., Ji Y., Chetelat, R. T., Scott, J. W., Gonzalo, M. J., Francis, D., Yang, W., van der Knaap, E., Baldo, A. M., Smith-White, B., Mueller, L. A., Prince, J. P., Blanchard, N. E., Storey, D. B., Stevens, M. R. M., Robbins, D. Wang, J. F., Liedl, B. E., Oconnell, M. A., Stommel, J. R., Aoki, K., Iijima, Y., Slade, A. J., Hurst, S. R., Loeffler, D., Steine, M. N., Vafeados, D., McGuire, C., Freeman, C., Amen, A., Goodstal, J., Facciotti, D., J. Eck, V. y Causse, M. 2007. Tomato. *In: Genome mapping and molecular breeding in plants*. C. Kole (ed.). *Vegetables*. Springer-Verlag Berlin Heidelberg. 5:1-125.
- Lacasa, A. J. y Contreras, J. 1995. Las plagas p. *In: Nuez, V. F. (Ed). El cultivo del tomate*. 793 p.
- Lacey, L. A., De La Rosa, F. y Horton, D. R. 2009. Insecticidal activity of entomopathogenic fungi (Hypocreales) for potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae): development of bioassay techniques, effect of fungal species and stage of the psyllid. *Biocontrol Science and Technology* 19(9): 957-970.

- Lee, J. 1994 Cultivation of grafted vegetables I. Current status, grafting methods, and benefits. Hort. Science. 29(4): 235-239.
- Lee, J. M. y Oda, M. 2003. Grafting of herbaceous vegetable and ornamental crops. Hort. Rev. 28: 61-124.
- León-Gallegos, H. 2006. Manual para el Cultivo de Tomate en Invernadero. 110-115pp.
- Leonardi, C. y Giuffrida, F. 2006. Variation of plant growth and macronutrient uptake in grafted tomatoes and eggplant on three different rootstocks. Europ.J.Hort.sci. 71 (3): 97-101.
- Lieberth, J. A. 1991. Yes you can win the war on whiteflies. Maister publishing company, Willoughby (EUA). 32 pp.
- Liere, D. G. 2008. Grafting methods for watermelon production. HortScience. 43(6):1677-1679.
- Lindquist, E. E., Bruin, J. y Sabelis, M. W. 1996. Eriophyoid mites: their biology, natural enemies and control (Vol. 6). Elsevier.
- Lisbate, J. A., Fulton, T., Muños, S., Caicedo, A. L., Peralta, I. y Gonzalo, M. J. 2007. Tomato. Genome mapping and molecular breeding in plants. Vol. 5. Berlín, Alemania. 125pp.
- Liu, D. y Trumble, J. T. 2004. Tomato psyllid behavioral responses to tomato plant lines and interactions of plant lines with insecticides. Journal of Economic Entomology 97:1078-1085.
- Lopez-Martin, L. A. Gálvez y González, A. 2009. Agronomic behaviour of grafted sweet pepper grown in greenhouse in Mediterranean area. Acta Hort. 807:655- 660.
- López, O. E. R., Solano, V. y Curiel-Vázquez, F. J. 2006. Caracterización fenotípica de plántulas de jitomate criollo riñón (*Lycopersicum esculentum* Mill.) en condiciones de invernadero. México. 1-10 pp.
- Luna-Cruz, A., Lomeli-Flores, J. R., Rodríguez-Leyva, E., Ortega-Arenas, L. D. y Huerta de La Peña, A. 2011. Toxicidad de cuatro insecticidas sobre *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae) y su hospedero *Bactericera cockerelli* (Sulc)(Hemiptera: Triozidae). Acta zoológica mexicana 27(3): 509-526.
- Marchán, J. G. L. 2011. Sistema de comunicación química de la plaga del tomate: *Neoleucinodes elegantalis* (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE).147pp.
- Mareggiani, G. 2001. Manejo de insectos plaga mediante sustancias semioquímicas de origen vegetal.
- Marín, J. A. 2008. Biología, Ecología e identificación de insectos vectores en cultivo de papa. In: Detección, diagnóstico y manejo de la enfermedad punta morada de la papa. Ed. Parnaso. Málaga España. Departamento de Parasitología UAAAN. 115-135 pp.
- Martínez, C. J. L. 1994. Problemática fitosanitaria causada por la mosquita blanca en México. 88 pp.
- Martínez, N. 2010. Manejo integrado de plagas: una solución a la contaminación ambiental. Comunidad y salud. 8(1).
- Martínez, N. B., Cortero, H. G. C., Díaz, B. B. y Rosas, R. A. 2000. Identificación y fluctuación poblacional de plagas de col (*Brassica oleracea* var. capitata) y sus enemigos naturales en Acatzingo, Puebla.
- Matson, P. A., Parton, W. J., Power, A. G. y Swift, M. J. 1997. Agricultural Intensification and Ecosystem Properties. 19 pp.

- Medina, C., Lobo, C. I., García, M., García, R. y Medina, L. C. I. 2004. Caracterización morfológica de tomate de árbol (*Cyphomandra betacea* Sendt. Solanaceae) (No. PDF 555).
- Mejía, E. 1999. Alternativas de manejo de las enfermedades de las plantas. Terra Latinoamericana. 17 pp.
- Méndez, I. C., Cortez, M. H., Muñoz, R. C. y Ochoa, G. E. 2006. El tinguaraque *Lycopersicum esculentum* car. Cerasiforme como fuente de resistencia a plagas y enfermedades en Michoacán. Segundo congreso estatal de Ciencia y Tecnología. El colegio de Michoacán, Zamora, México. 64 pp.
- Mendoza, Z. C. 1999. Diagnóstico de Enfermedades Fungosas. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 168 p.
- Mendoza, Z. C. 1996. Enfermedades fungosas de las hortalizas. Universidad Autónoma Chapingo. Depto. de Parasitología Agrícola. Chapingo, México. 83 pp.
- Millar, J., Grant, L., G., Mc Elfresh, J., Strong, W., Rodolph, C. y Moreira, J. 2005. (3Z, 6Z, 9Z, 12Z, 15Z)-Pentacosapentaene, a key Pheromone component of the fir coneworm moth *Dioryctria abietivorella* J.Chem Ecol. 31 (5): 12-30-12-34.
- Miskovic, A., Z. Llin, Z. y Markovic, V. 2009. Effect of different rootstocks on quality and yield of tomato fruits. Acta Hort. 807: 619-624.
- Mitidieri, M. V., Brambilla, M. Piris, E. P. y Maldonado, L. 2005. El uso de portainjertos resistentes en cultivo de tomate bajo cubierta: resultados sobre la salinidad y el rendimiento del cultivo. INTA. Centro Regional Buenos Aires Norte, Buenos Aires, Argentina.
- Momol, T., Pingsheng, J., Pernezny, K., McGovern, R., y Olson, S. 2008. Three soilborne tomato diseases caused by *Ralstonia* and *Fusarium* species and their field diagnostics. Publication. Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida. 52 pp.
- Morales, N. M. P., López, E. G, Rafael, Á. M. A., Sánchez, B. R. M., Castillo, M. J. y Milián-García, Y. 2014. Caracterización morfológica y evaluación de resistencia a *Fusarium oxysporum* en especies silvestres del género *Solanum* sección *Lycopersicum*. Revista Colombiana de Biotecnología. Scielo 12 pp.
- Morales, F. J., Cardona, C., Bueno, M. J. y Rodríguez, I. 2006. Manejo Integrado de Enfermedades de Plantas causadas por virus transmitidos por moscas blancas. Ed. Francisco J Morales. CIAT. Colombia. 43 pp.
- Moreno, Y. R. y Ramírez, P. V. 2009. Aprovechamiento de poblaciones nativas de jitomate como estrategia de soberanía alimentaria. Agricultura Sostenible, Sociedad Mexicana de Agricultura Sostenible, A.C. y Universidad Autónoma de Chiapas. Vol. 6, Chiapas, México. 15 pp.
- Mullen, J. 2001. Southern blight, Southern stem blight, White mold. The Plant Health Instructor. DOI: 10.1094/PHI-I-2001-0104-01.
- Munyanaza, J. E., Buchman, J. L., Upton, J. E., Goolsby, J. A., Crosslin, J. M., Bester, G., Miles, G. P. y Sengoda, V. G. 2008. Impact of different potato psyllid populations on zebra chip disease incidence, severity, and potato yield. Sub. Plant Sci. 60: 27-37.

- Munyaneza, J. E., Crosslin, J. M. y Upton, J. E. 2007. Association of *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) with "Zebra Chip," a new potato disease in Southwestern United States and México. *J. Econ. Entomol* 100: 656-663.
- Muñoz González, L. B. y Muñoz González, C. B. 2013. Análisis, diseño e implementación de un sistema experto para la ayuda en el diagnóstico y tratamiento de enfermedades del jitomate en cultivo hidropónico.
- Na, L., Li, B. Z., Jing, H., Bo, L. y Min, Z. W. 2012. Biological characteristics of grafted eggplant on tomato rootstocks. *Afr. J. Agric. Res.* 7(18): 2791-2799.
- Nakaho, K., Inoue, H., Takayama, T. y Miyagawa, H. 2004. Distribution and multiplication of *Ralstonia solanacearum* in tomato plants with resistance derived from different origins. *J. Gen. Plant Pathol.* 70:115 - 119 pp.
- Nuez, F. 1995. El cultivo del tomate. México. 797 pp.
- Nuez, F. 2001. El cultivo de tomate. Ed. Mundi-Prensa. España. 793 pp.
- Núñez, P., Zignago, A., Paullier, J. y Núñez, S. 2009. Feromonas sexuales para el control de la polilla del tomate *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lep., Gelechiidae). *Agrociencia Uruguay* 13(1): 20-27.
- Oda, M. 2002. Grafting of vegetable crops. *Sci. Rep. Agr. & Biol. Sci. Osaka Pref. Univ.* 54:49-72.
- Ojo de Agua, 2007. Estrés salino y comparación de dos sistemas de producción sobre el rendimiento de tomate (*Lycopersicum esculentum* Mill). Cultivada en invernadero. Colegio de postgraduados, Montecillo, Estado de México. 105 p.
- Ontiveros Guerra, G. 2012. Detección de *Candidatus liberibacter solanacearum* en papa y tomate en los Estados de Nuevo León y San Luis Potosí (Doctoral dissertation, Universidad Autónoma de Nuevo León).
- Ortega, M. L. D. 2010. Efecto de los sustratos en el cultivo de tomate (*Lycopersicum esculentum* Mill.) bajo condiciones de invernadero. Tesis. México. 129 pp.
- Parrella, M. P., Bellows, T.S., Gill, R. J., Brown, J. K. y Heinz, K. 1992. Sweet potato Whitefly: prospects for biological control. *California Agriculture* 46 (5): 25-26
- Peil, R. M. N. y Gálvez, J. L. 2004. Rendimiento de plantas de tomate injertadas y efecto de la densidad de tallos en el sistema hidropónico. *Hortic. Bras.* 22(2):265-270.
- Peiffer, M., Tooker, J. F., Luthe, D. S. y Felton, G. W. 2009. Plants on early alert: glandular trichomes as sensor for insect herbivores. *New Phytol.* 188: 644-656.
- Peralta, I., Knapp, S. y Spooner, D. M. 2005. New species of wild tomatoes (*Solanum Lycopersicum*: Solanaceae) from northern Peru. *Syst. Bot.* 434pp.
- Peratta, G., Zorzoli, R. y Picardi, L. A. 2000. Interacciones genéticas entre germoplasma silvestre y cultivado de *Lycopersicum* spp con efectos sobre la calidad del fruto de tomate. 124 pp.
- Pérez, Y. M. M., Mesa, C. C. N., Estrada, S. I. E. y García, V. Y. 2014. Evaluación de la resistencia a *Prodiplosis longifila* Gagné (Diptera: Cecidomyiidae) en genotipos de tomate cultivados y silvestres. *Acta Agronómica. Universidad Nacional de Colombia Sede Palmira, Facultad de Ciencias Agropecuarias.* 1-10 pp.
- Pérez, G. M. Márquez, S. F. y Peña, L. A. 1997. Mejoramiento genético de hortalizas. Universidad Autónoma Chapingo. México. 380 p.

- Pérez, G. M., Márquez, S. F. y Peña, L. A. 2002. Cultivo de Tomate, publicado por el Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal (CENTA). Vol. 1. 47pp.
- Pernezny, K., Roberts, P. D., Murphy, J. F. y Goldberg, N. P. 2003. Compendium of pepper diseases. The American Phytopathological Society. St. Paul, Minnesota, U.S.A. 63 p.
- Pogonyi, A., Pek, Z. Helyes, L. y Lugas, A. 2005. Effect of grafting on the tomatoes yield, and main fruit components in spring forcing. *Acta Alimentaria* 34:453- 462.
- Polack, L. A. 2005. Manejo integrado de moscas blancas. *Boletín hortícola*. 10-31.
- Quiroga, M. R., Rosales, E. M. y Rincón, E. P. 2007. Enfermedades causadas por hongos y nematodos en el cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en el municipio de Villaflores, Chiapas, México. *Rev. Mex. Fitopat.* 119pp.
- Ramanatha Rao, V. y Hodgkin, T. 2002. "Genetic diversity and conservation and utilization of plant genetic resources". *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*. 68: 1-19.
- Ramírez, G. M., Santamaría, C. E., Méndez, R. J. S., Ríos, F. J. L., Hernández, S. J. R. y Pedro, M. J. G. 3008. Evaluación de insecticidas alternativos para el control de Paratritona (*Bactericera cockerelli*) en el cultivo de chile jalapeño. *Revista Chapingo Serie, zonas áridas*.
- Ramírez Rojas, S., Pedroza, A. S. y Nakagome, T. 2001. Manual de plagas y enfermedades del cultivo de jitomate, tomate de cascara y cebolla.
- Ramos, A. O., Aquiles, C. C., Adrián, H. L., Tarsicio, C. T. y Manuel, S.V. 2006. Caracterización de líneas de jitomate en hidroponía. *Agricultura Técnica en México*. 223 pp.
- Ramos, P. M. 2005. Potencial productivo de jitomate criollo tipo riñón (*Lycopersicon esculentum* Mill.) con abonos orgánicos y biofermentados. Tesis de Maestría, Instituto Tecnológico Agropecuario de Oaxaca, Nazareno, Xoxocotlán, Oaxaca, México, 164 pp.
- Restrepo, S. F., Vallego, C. F. A. y Lobo, A. M. 2007. Producción de poblaciones segregantes resistentes al pasador del fruto a partir de cruzamientos entre tomate y accesiones silvestres de *Lycopersicon* spp. *Acta Agron. Colombia*.
- Retes-Manjarrez, J. E., Hernández-Verdugo, S., Pariaud B., Melgoza-Villagómez, C. M., Pacheco-Olvera, A., Parra-Terraza, S. y Garzón-Tiznado J. A. 2016. Detección de resistencia al virus huasteco vena amarilla del chile y su heredabilidad en genotipos silvestres de *Capsicum annum* L. *INTERCIENCIA: Revista de ciencia y tecnología de América*. México 1-7 pp.
- Ricardo-Paz, N. S., Polanco-Aballe, Á. G., Reyes Gómez, S. y Noris, P. 2014. Comportamiento del tizón temprano del tomate (*Alternaria solani*) en las condiciones del municipio de Holguín, Cuba. *Fitosanidad*. 17(2): 75-81.
- Rick C. M. 1973. Potential genetic resources in tomato species: clues from observations in native habitats. In: *Genes, Enzymes and Populations*. SvB (ed.). 269 pp.
- Rick C. M. y Chetelat, R. T. 1995. Utilization of related wild species for tomato improvement. *Acta Horticulturae* 412:21-38.
- Rick, C. M. y Fobes, J. F. 1975. Allozyme variation in the cultivated tomato and closely related species. *Bull. Torr. Bot.* 384 pp.
- Rick, C. M. 1987. Genetic resources in *Lycopersicon*. *Plant Biol.* 26 pp.
- Rick, C. M. 1976. Tomato *Lycopersicon esculentum* (Solanaceae). In: *Evolution of Crop Plants*, Simmonds NW. 273 pp.

- Rick, C. M. y Holle, M. 1990. Andean *Lycopersicon esculentum* var. cerasiforme: genetic variation and its evolutionary significance. *Economic Botany* 44: 69-78.
- Rivard, C. L. y Louws, F. J. 2008. Grafting to manage soilborne diseases in heirloom tomato production. *Hort Science*. 43(7):2104-2111.
- Robertson, L. D. y Labate, J. A. 2007. Genetic resources of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) and wild relatives. *Genetic Improvement of Solanaceous Crops. Tomato*. 2: 25-75.
- Robinson, J. 2010. Producción de tomates en México. Publicado por Meister Media Worldwide. Disponible electrónicamente en: <http://www.hortalizas.com/poscosecha-y-mercados/produccion-de-tomates-en-mexico/>. Última vista 29 de mayo de 2017.
- Rodríguez, G. E., J. J. Sánchez, G., S. Montes, H., A. Ruíz, C. y J. L. Martínez, R. 2003. Exploración y colección de especies del género *Lycopersicum* en el Occidente de México. 61 pp.
- Rodríguez, G. E. D., Vargas, C. J. J., Sánchez, G. R., Lepiz, I. A., Rodríguez, C. J. A., Ruiz, C. P., Puente, O. y Miranda, R. M. 2009. Etnobotánica de *Solanum lycopersicum* var. Cerasiforme en el Occidente de México. *Naturaleza y Desarrollo*. 59 pp.
- Rodríguez, R. R., Tabares, R. J. y Medina S. J. 2001. Cultivo moderno del tomate. Mundi-Prensa. Madrid, España. 255 pp.
- Romero, P. M., Ramírez, V. A., Pulido, S. P., Ubaque, H., Fuentes, L. E., Gómez, S., Mejía, C. J., Lee, R., Cure, J. R., Méndez, H., Herrera, J., Escobar H. y Prieto, G. 2003. Producción ecológica certificada de hortalizas de clima Frío. Bogotá. 63 pp.
- Ruiz, J. M., Belakbir, A., Lopez-Cantarero, I. y Romero L. 1997. Leaf-macronutrient content and yield in grafted melon plants. A model to evaluate the influence of rootstock genotype. *Scientia Horticulturae* 71 (1997): 227-234.
- SAGARPA. 2010. Monografía de cultivos. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). Vol. 1. 10 pp.
- SAGARPA. 2015. Programa de Fomento a la Productividad Pesquera y Acuícola. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). Gob.mx.
- Salas, J. 2008. Capacidad de captura de *Neoleucinodes elegantalis* (Lepidoptera: Pyralidae) en dos tipos de trampa provistas con su feromona sexual. *Bioagro*. 20(2):135-139.
- Salas, J. 2001. Insectos plaga del tomate. Manejo integrado. Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas. Centro de Investigaciones Agropecuarias del Estado Lara. 102 pp.
- Salguero, Y. 1992. Perspectivas para el manejo del complejo mosca blanca-virosis. En la mosca blanca (Homóptera: Aleyrodidae). En América central y el caribe. Memoria. Turrialba, Costa Rica. N° 205: 20-26.
- Salvo, A. y Valladares, G. R. 2007. Parasitoides de minadores de hojas y manejo de plagas. *Ciencia e investigación agraria*. 34(3): 167-185.
- Sánchez, C. A. 2004. Manejo de enfermedades del tomate, Curso del INCAPA "Manejo Integrado de Plagas y Enfermedades en Tomate, Chile y Papa", Universidad de Chile.
- Sánchez-Del Castillo, F. y Ponce-Ocampo, J. 1998. Densidad de plantación y nivel de despunte en jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) cultivado en hidroponía. *Revista Chapingo Serie Horticultura*. 4(2): 89-93.
- Sánchez-Peña, P. K., Oyama, J., Núñez-Farfán, J., Fornoni, S., Hernández-Verdugo, J. y Garzón-Tiznado J. A. 2006. Sources of resistance of whitefly (*Bemisia* spp.) in wild populations

- of *Solanum lycopersicum* var. *cerasiforme* (Dunal) Spooner G J, Anderson et R K Jansen, in Northwestern Mexico. Genetic Resources and Crop Evolution. 53:711-719.
- Santos, M. J. y Sánchez, C. F. 2003. Densidad de población, arreglos de dosel y despuntes en jitomate cultivado en hidroponía bajo invernadero. Rev. Fitotec. México.
- SAS Institute. 2012. SAS/STAT Users Guide. Release 9.3. North Carolina. 1028 pp.
- Sasser, J. N. y Freckman, D. W. 1987. A world perspective on nematology: the role of the society. USA. 14 pp.
- Saunders, L. J., Coto, D. y King, S. A. B. S. 1998. Plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central. Centro Agronómico tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Costa Rica. 305 pp.
- SIAP. 2002. Análisis del jitomate (Disponible en <http://www.economia-sniim.gob.mx/nuevo/index.html>).
- SIAP. 2014. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola. Disponible electrónicamente en: <http://www.siap.gob.mx/cierre-de-la-produccion-agricola-por-cultivo/>.
- Sikora, E. J. 2009. Wilt Diseases of Tomatoes. Disponible en <http://www.aces.edu/pubs/docs/A/ANR-0797/ANR-0797.pdf>. (Revisado 18 de Abril de 2016). Alabama Cooperative Extension System.
- Smith, E. F. 1985. The Symbiosis of stock and graft. The American Naturalist. 29: 615-621.
- Southwood, T. R. E. 1976. A synoptic population model. The Journal of Animal Ecology 49: 949-965.
- Stavelly, J. R. y Pastor-Corrales, M. A. 1989. Rust. Bean Production Problems in the Tropics. CIAT. Cali, Colombia. 27 pp.
- Stevens, M. A. 1986. Inheritance of tomato fruit quality components. Plant Breed. 311 pp.
- Suárez-Núñez, J. y Cortez-Madrigal, H. 2014. Transmisión horizontal de *Beauveria bassiana* en poblaciones controladas de *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Psyllidae). Entomología Mexicana 1: 338-343.
- Szczechura, W., Staniaszek, M. y Habdas, H. 2011. Tomato molecular markers. Res Inst Hort, vol. 74.23 pp.
- Talavera, M. 2003. Manual de nematología agrícola. Introducción al análisis y control nematológico para agricultores y técnicos de agrupaciones de defensa vegetal. México: Edit. Limusa. 1-9 pp.
- Tigchelaar, E. C. 2001. Botánica y cultivo. En: Jones, J. B.; Jones, J. P., Stall, R. E. y Zitter, T. A. (eds.). Plagas y enfermedades del tomate. The American Phytopathological Society. Mundi Prensa. Madrid, España. 24 pp.
- Turkmen, O., Seymen, M. y Dursun, A. 2010. Effects of Different Rootstocks and Cultivars on Yield and Some Yield Components of Grafted Tomato. Bulletin UASVM Horticulture 67(1): 284-291.
- Valadez, L. A. 1998. Producción de hortalizas. 1ra. ed. Reimpresión. Limusa. México. 298 pp.
- Vargas, C. D., Rodríguez, G. E., Sánchez, G. J. J., Montes, H. S., Ruiz, C. J. A., Lépiz, I. R., Puente, O. P. y Martínez, R. J. L. 2005. Colecta de *Lycopersicon* en el occidente de México, Foro Conservación y Uso de los Recursos Fitogenéticos en el Centro y Noroeste de México. Sociedad Mexicana de Fitogenética, Chapingo, Edo. de México. 147-150 pp.

- Vasconcellos, L. A. B. C. y Castle, W. S. 1994. Trunk xylem anatomy of mature healthy and blighted grapefruit trees on several rootstocks. *Journal of American Society for Horticultural Science* 119(2): 185-194.
- Vásquez-Ortiz, R., Carrillo-Rodríguez, J. C. y Ramírez-Vallejo, P. 2010. Evaluación morfo-agronómica de una muestra del jitomate nativo del Centro y Sureste de México. *Naturaleza y Desarrollo*. 8(2): 49-64.
- Vázquez, L. L., Murguido Morales, C. A., Elizondo, A. I., Elósegui, O. y Morales, F. J. 2007. Control biológico de la mosca blanca *Bemisia tabaci*. CIAT.
- Vega-Gutiérrez, M. T., Rodríguez-Maciel, J. C., Díaz-Gómez, O., Bujanos-Muñiz, R., Mota-Sánchez, D., Martínez-Carrillo, J. L. y Garzón-Tiznado, J. A. 2008. Susceptibilidad a insecticidas en dos poblaciones mexicanas del salerillo, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae). 42(4). 463-471.
- Velasco-Alvarado, M. de J. 2013. Anatomía y manejo agronómico de plantas injertadas en jitomate (*Solanum lycopersicum* L.). Tesis realizada en: Universidad Autónoma Chapingo. Departamento de fitotecnia. Vol. 1: 1-153.
- Venema, J. H., Dijk, B. E., Bax, J. M., Van-Hasselt, P. R. y Elzenga, J. T. M. 2008. Grafting tomato (*Solanum lycopersicum*) onto the rootstock of a high-altitude accession of *Solanum habrochaites* improves suboptimal-temperature tolerance. *Environ. Exp. Bot.* 63:359 - 367.
- Villasana Rojas, J. A. 2001. Efecto del injerto en la producción de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) bajo condiciones de invernadero en Nuevo León (Doctoral dissertation, Universidad Autónoma de Nuevo León).
- Villegas-Rodríguez, F., Marín-Sánchez, J., Delgado-Sánchez, P., Torres-Castillo, J. A. y Alvarado-Gómez, O. G. 2014. Management of *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae) in Greenhouses with Entomopathogenic Fungi (Hypocreales). *Southwestern Entomologist* 39(3): 613-624.
- Wang, L., Huang, J., You, M., Guan, X. y Liu, B. 2007. Toxicity and feeding deterrence of crude toxin extracts of *Lecanicillium (Verticillium) lecanii* (Hyphomycetes) against sweet potato whitefly, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *Pest management scienc.* 63(4). 381-387.
- Wheeler, A. G. 2001. Biology of the plant bugs (Hemiptera: Miridae) Pests, predators, opportunists. Cornell University Press. Ithaca and London. 507 pp.
- Wyenandt, C. A., Rideout, S. L., Everts, K. L., Mulrooney, R. P. y Maxwell, N. L. 2009. Development of a fungicide resistance management guide for vegetable growers in the Mid-Atlantic States. Online. *Crop Management* doi: 10.1094/CM-2009-0316-01-MG.
- Yilmaz, S., Celik, I. y Zengin, S. 2011 Combining effects of soil solarization and grafting on plant yield and soil-borne pathogens in cucumber. *Inter. J. of Plant. Produc.* 5(1): 95-104.
- Zeidan, W. 2005. Tomato production under protected conditions. Mashav, Ciudadco. Ministry of Agriculture and Rural Development Extension Service. Israel. 99 pp.
- Zhang, S., Roberts, P. D., McGovern, R. J. y Datnoff, L. E. 2011. *Fusarium* Crown and Root Rot of Tomato in Florida. Publication. Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida. 52 pp.

