

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA
COLEGIO EN CIENCIAS AGROPECUARIAS
FACULTAD DE AGRONOMÍA
MAESTRÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS



TESIS

**“ANTIXENOSIS A *Bemisia tabaci* MEDITERRANEAN
EN POBLACIONES CRIOLLAS Y SILVESTRES DE
Solanum lycopersicum var. *cerasiforme* DE MÉXICO”**

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRO EN
CIENCIAS AGROPECUARIAS**

PRESENTA:

JONATHAN MISAEL LUGO LUJÁN

DIRECTOR(A) DE TESIS:

DR. JOSÉ ANTONIO GARZÓN TIZNADO

CO-DIRECTOR DE TESIS:

DR. JESÚS ENRIQUE RETES MANJARREZ

CULIACÁN, SINALOA, MÉXICO. ENERO DE 2020

ESTA TESIS FUE REALIZADA POR **JONATHAN MISAEL LUGO LUJÁN**, BAJO LA DIRECCIÓN DEL CONSEJO PARTICULAR QUE SE INDICA, Y HA SIDO APROBADA POR EL MISMO, COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO (A) EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

(SELLO DE POSGRADO)

CONSEJO PARTICULAR

DIRECTOR

DR. JOSÉ ANTONIO GARZÓN TIZNADO

CO-DIRECTOR

DR. JESÚS ENRIQUE RETES MANJARREZ

ASESOR

DR. RAYMUNDO MEDINA LÓPEZ

ASESOR

DR. JESÚS JOSÉ PORTILLO LOERA

ASESOR

DR. SIXTO VELARDE FÉLIX

CULIACÁN, SINALOA, MES DE AÑO

DEDICATORIA

Esta tesis la dedico a mis padres, por su amor, trabajo y sacrificio en todos estos años, gracias a ustedes he logrado llegar hasta aquí y concluir una meta más en mi vida. Es un orgullo y privilegio ser su hijo, son los mejores padres.

A mis hermanos por estar siempre presentes que aunque tenemos a veces nuestras diferencias sé que siempre están para apoyarme y brindarme la mano.

A todas las personas que me han apoyado y que con su ayuda han hecho que este trabajo se realice con éxito en especial a aquellos que nos abrieron las puertas y compartieron sus conocimientos.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a Dios por bendecirme y guiarme a lo largo de la vida, ser apoyo y fortaleza en aquellos momentos en que más lo necesito.

Gracias a mis padres Lety y Luis porque sin su ayuda no podría haber llegado tan lejos, gracias por creer en mí, por sus consejos, valores y principios inculcados.

También quiero agradecer a mis tutores el Dr. José A. Garzón y Dr. Enrique Retes que me guiaron en esta gran etapa de aprendizaje y me transmitieron sus conocimientos, gracias por la paciencia y esfuerzo que me han dedicado.

Al doctor Esaú Ruiz Sánchez jefe de la división de posgrados e investigación del Instituto Tecnológico de Conkal, le doy las gracias por su mejor disposición de recibirnos y atendernos para la realización de la estancia académica.

Le doy las gracias a la Universidad Autónoma de Sinaloa (UAS) por haberme abierto las puertas para continuar con mis estudios, a los profesores de la Facultad de Agronomía y de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia por haber compartido sus conocimientos para mi formación y la de mis compañeros, en especial a los de mi comité por haberme guiado pacientemente a lo largo de mi maestría. También le doy las gracias al Instituto Tecnológico de Conkal por recibirme para llevar a cabo mi estancia académica.

De igual manera agradezco a la empresa FitoCiencia la cual nos abrió las puertas de su campo y nos brindó el apoyo necesario para llevar a cabo este trabajo.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) le estoy muy agradecido por su apoyo financiero el cual es una pieza fundamental para la realización de la investigación.

Amigos y familiares muchas gracias por su confianza depositada en mí, sus buenos deseos y apoyo brindado a lo largo de mis estudios.

Por último, agradezco a mis compañeros de generación, fueron muchas experiencias inolvidables compartidas y nuevas cosas aprendidas, en especial me gustaría agradecer a Anahi y Walter con los cuales conviví por más tiempo viviendo experiencias únicas e inigualables, de ellos aprendí grandes cosas un fuerte abrazo.

CONTENIDO	PÁGINA
ÍNDICE DE CUADROS.....	vii
ÍNDICE DE FIGURAS.....	viii
RESUMEN.....	ix
ABSTRACT.....	x
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1 El cultivo del tomate.....	3
2.2 Principales limitantes del tomate.....	4
2.3 <i>Bemisia tabaci</i>	12
2.3.1 Origen y Distribución.....	12
2.3.2 Ubicación taxonómica.....	12
2.3.3 Biología y hábitos.....	16
2.3.4 Rango de hospedantes.....	18
2.3.5 Daños y síntomas.....	19
2.4 Métodos de control de <i>B. tabaci</i>	20
2.4.1 Control biológico.....	20
2.4.2 Control cultural.....	22
2.4.3 Control químico.....	22
2.4.4 Control genético.....	23
2.5 Resistencia en plantas.....	24
2.6 Tipos de resistencia.....	25
2.6.1 Tolerancia.....	25
2.6.2 Antibiosis.....	25

2.6.3 Antixenosis.....	25
2.7 Desarrollo de variedades resistentes.....	27
III. HIPÓTESIS.....	28
IV. OBJETIVOS.....	28
V.MATERIAL Y MÉTODOS.....	28
5.1 Localización.....	28
5.2 Material vegetal.....	29
5.3 Fuente de insectos.....	29
5.4 Análisis molecular de <i>B. tabaci</i>	30
5.5 Ensayos de resistencia	32
5.6 Análisis estadístico.	33
VI. RESULTADOS Y DISCUSION.....	34
VII. CONCLUSIONES.....	42
VIII. LITERATURA CITADA.....	43

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Taxonomía actual del tomate cultivado	4
2	Enfermedades abióticas que atacan al cultivo del tomate	5
3	Enfermedades bióticas que atacan al cultivo del tomate causadas por hongos, bacterias y virus	6
4	Principales insectos y nematodos que atacan el cultivo del tomate	10
5	Plantas hospederas de <i>B. tabaci</i>	19
6	Enemigos naturales de <i>B. tabaci</i>	21
7	Insecticidas químicos utilizados para el control de <i>B. tabaci</i>	23
8	Estudios de resistencia tipo antixenosis a <i>B. tabaci</i>	26
9	Población de adultos y huevos de <i>Bemisia tabaci</i> biotipo Q presentes en plantas silvestres y criollas de tomate	37

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
1 Resumen de las relaciones evolutivas de los 11 grupos de alto nivel (cuadros azules) y 24 de bajo nivel (cuadros negros).	16
2 Mosca blanca en follaje y frutos de tomate con fumagina.	20
3 Ubicación del lugar donde se llevó a cabo los ensayos de antixenosis	28
4 Tomates criollos y silvestres colectados en México	29
5 Fuente de insectos libres de virus para ensayos de resistencia	30
6 A) Termociclador utilizado para amplificar las cadenas de ADN; B) Cámara de electroforesis utilizada para analizar los productos de PCR en el gel de agarosa	31
7 Conteo de adultos y huevecillos de mosca blanca en plantas y hojas de tomate criollos, silvestres y un cultivar comercial	33
8 Identificación de los biotipos B y Q de <i>Bemisia tabaci</i> Genn con el par de iniciadores Biotype F y Biotype R. 1:MTM 1Kb Plus ADN Ladder, 2: ADN de plantas de tomate sanas, 3: fragmento predicho para el biotipo B colectado en campo, 4: fragmento amplificado de 394pb esperado para el biotipo Q correspondiente a la colonia del ensayo de resistencia a <i>B. tabaci</i>	34
9 Comportamiento de atracción y preferencia de oviposición de <i>B. tabaci</i> durante los primeros 5 días después de la infestación a través del método de libre elección de insectos en plantas de tomate criollos, silvestres y un cultivar comercial	35

RESUMEN

Antixenosis a *Bemisia tabaci* Mediterranean en Poblaciones Criollas y Silvestres de *Solanum lycopersicum* var. *cerasiforme* de México.

Jonathan Misael Lugo Luján.

Bemisia tabaci Genn Mediterranean (*BtMed*) es una de las principales limitantes del cultivo de tomate globalmente. Actualmente no se han descrito cultivares de tomate con algún nivel de resistencia y los programas de mejoramiento están obstaculizados por la falta de fuentes de resistencia a *BtMed*. El objetivo de este estudio fue identificar fuentes de resistencia tipo antixenosis a *BtMed* ya que se es conocido que este tipo de resistencia es un carácter de defensa preventivo a la infestación de este insecto. Se hicieron dos ensayos para buscar antixenosis a *BtMed* con 22 poblaciones de tomates silvestres y criollos colectados en México. Las plantas fueron infestadas masivamente a través de la liberación homogénea de una población de 100 insectos por planta y posteriormente se contabilizó el número de adultos y huevecillos al 1er, 2do, 3er, 4to y 5to día post infestación (dpi). Se utilizó un diseño de bloques completamente al azar generalizado con cuatro bloques con cinco repeticiones de una planta por bloque. La población 19 mostró significativamente el menor número de adultos/planta seguido de las poblaciones 18, 2, 23, 30, 17, 13, 1 en comparación con el cultivar comercial. Por otra parte, las poblaciones 19, 18, 9, 2, 7, 10, 30, 1, 16, 15, 8, 23, 22, 14 y 6 mostraron significativamente un menor número promedio de huevecillos/planta en comparación con el control susceptible. Estos resultados indican que estos genotipos fueron menos infestados por *BtMed* lo cual puede ser utilizado como un carácter de defensa preventivo que contribuya en el desarrollo de cultivares de tomate menos preferidos para este insecto.

Palabras clave: *Bemisia tabaci*, antixenosis, fuente de resistencia, tomate silvestre.

ABSTRACT

Antixenosis to *Bemisia tabaci* Mediterranean in Landraces and Wild *Solanum lycopersicum* var. *cerasiforme* Populations from Mexico.

Jonathan Misael Lugo Luján.

Bemisia tabaci Genn (Bt) is one of the main limitations of tomato cultivation worldwide mainly by virus transmission. Currently, tomato cultivars with some level of resistance have not been described and breeding programs are hampered by the lack of sources of resistance to Bt. The objective of this study was to identify sources of resistance kind antixenosis to Bt as it is known that this type of resistance is a preventive defense character to the infestation of this insect. Two trials were conducted to look for Bt antixenosis with 22 populations of wild tomatoes and landraces collected in Mexico. The plants were massively infested through the homogeneous release of a population of 100 insects per plant and subsequently the number of adults and eggs was counted on the 1st, 2nd, 3rd, 4th and 5th day post infestation (dpi). A completely randomized block design with four blocks with five repetitions of a plant was used. The 19 population showed significantly the lowest number of adults / plant followed by the 18, 2, 23, 30, 17, 13, 1 populations compared to the commercial cultivar. On the other side, populations 19, 18, 9, 2, 7, 10, 30, 1, 16, 15, 8, 23, 22, 14 and 6 showed significantly a lower average number of eggs / plant compared to the control susceptible. These results indicate that these genotypes were less infested by Bt which can be used as a preventive defense character that contributes to the development of less preferred tomato cultivars for this insect.

Key words: *Bemisia tabaci*, antixenosis, source of resistance, wild tomato.

I.- INTRODUCCIÓN

El cultivo del tomate (*Solanum lycopersicum* L.) es uno de los más importantes cultivos hortícolas a nivel mundial (FAOSTAT, 2017) y en México (SAGARPA, 2016). El principal productor de México es Sinaloa, con 813 mil t, aportan el 24% del volumen nacional (SIAP, 2018). Sin embargo, el tomate tiene diversas limitantes tanto bióticas como abióticas. Una de las principales es la mosca blanca (*Bemisia tabaci* Genn.) (Oliveira *et al.*, 2001). Este insecto ocasiona daños indirectos por la transmisión de virus fitopatógenos y directos causados por su alimentación (Oliveira *et al.*, 2001; Elisa *et al.*, 2011). Entre un total de ~1450 especies descritas de moscas blancas (Martin *et al.*, 2000), *B. tabaci* es la más ampliamente distribuida alrededor del mundo. Este insecto polífago tiene la capacidad de transmitir más de 100 virus fitopatógenos a través de la alimentación directa en sus hospedantes (Jones, 2003; McKenzie *et al.*, 2014).

En las últimas décadas, el control de *B. tabaci* se ha basado principalmente en el control químico (Baldin *et al.*, 2013; Cruz *et al.*, 2014). Este es hasta cierto punto funcional, no obstante, su uso indiscriminado ha traído como consecuencia la selección de poblaciones de *B. tabaci* con resistencia a éstos insecticidas (McKenzie *et al.*, 2014), reportándose poblaciones de dicho insecto resistentes a varios de ellos (Elbert y Nauen, 2000).

Una alternativa efectiva, no biopeligrosa y aceptada en el manejo integrado de plagas es el desarrollo de cultivares resistentes (Oliveira *et al.*, 2001; Oriani y Vendramim, 2010; Elisa *et al.*, 2011; Oriani *et al.*, 2011). Una planta resistente está definida por la suma de sus características genéticamente heredadas las cuales hacen que sea menos dañada por el insecto plaga que otra planta, en iguales condiciones (Smith, 2012). Los mecanismos de resistencia fueron descritos por (Painter, 1951) y los clasificó en tres categorías: no preferencia o antixenosis, antibiosis y tolerancia.

Sobre este tema, se ha mencionado que el primer paso para el desarrollo de cultivares resistentes a plagas y enfermedades es el escrutinio de genotipos resistentes domesticados o silvestres, para después ser usados en los programas de mejoramiento genético de cultivos agrícolas (Pickersgill, 1997). Se ha informado que los parientes silvestres de las plantas cultivadas son fuente de genes de resistencia a plagas y enfermedades (Hernández-Verdugo *et al.*, 1998). Algunos estudios muestran resultados positivos de resistencia a mosca blanca en tomate. Nombela *et al.* (2003) sugiere que la expresión del gen Mi-1.2 confiere resistencia en contra de *B. tabaci* biotipos B y Q, sin embargo, la expresión de dicho gen puede ser impactado con el desarrollo de la planta o con la temperatura, por lo que puede perderse dicha resistencia y no ser estable.

Sánchez-Peña *et al.* (2006) realizaron una investigación en la que utilizaron poblaciones de tomate silvestre (*Solanum lycopersicum* var. *cerasiforme*) procedentes de algunos municipios del estado de Sinaloa, encontrando una correlación negativa entre la incidencia de adultos y la densidad de tricomas. Al respecto, Rodríguez-López *et al.* (2011) y Escobar-Bravo *et al.* (2016), observaron que la presencia de los tricomas glandulares tipo IV y la producción de acilsacarosa son características que proporcionan resistencia, impidiendo la llegada y establecimiento de la mosca blanca en las plantas de tomate. Sin embargo, a la fecha no existen cultivares comerciales resistentes a ésta plaga. Esto puede deberse a la falta de estudio de nuevas fuentes de resistencia más estables, al complejo de especies crípticas de *B. tabaci* y/o a la dificultad en la introgresión entre los materiales silvestres y/o criollos hacia las variedades cultivadas. Por lo anterior el objetivo de este estudio fué identificar nuevas fuentes de resistencia tipo antixenosis a *B. tabaci* en poblaciones silvestres y criollas de *Solanum* spp. de México.

II.- REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. El Cultivo del Tomate

El tomate es la principal hortaliza cultivada a nivel mundial, en México y Sinaloa con producciones de 182, 301, 395 t, 4, 243, 058 t y 813, 095 t, respectivamente (FAOSTAT, 2017; SIAP, 2018).

Inicialmente por el año de 1731, el botánico Inglés llamado Philip Miller clasificó al tomate en el género *Lycopersicon* y también reconoció el género *Solanum* en donde incluyó la berenjena. Años más tarde, en 1753, Linnaeus clasificó al tomate en el género *Solanum* y describió *S. lycopersicum* y *S. peruvianum*. Sin embargo, Miller continuó clasificando al tomate en el género *Lycopersicon* y por muchos años varios autores reconocieron dicho género pero otros permanecían reconociendo al tomate como parte del género *Solanum*. En la actualidad este fruto es reconocido ampliamente dentro del género *Solanum* de acuerdo a los resultados morfológicos y moleculares (Knapp y Peralta, 2016).

El tomate (*Solanum lycopersicum* L.) pertenece a la familia Solanaceae (León, 2001), es originario de América del Sur y su distribución alrededor del mundo ha sido con ayuda de los humanos (Knapp y Peralta, 2016), en el cuadro 1 se muestra su taxonomía. Aunque no es originaria de México, fue en éste país en donde primeramente se domesticó para después ser llevada a Europa en el siglo XVI (León, 2001). El Género *Solanum* está conformado por 12 especies silvestres estrechamente relacionadas y son: *S. arcanum*, *S. cheesmanie*, *S. chilense*, *S. chmielewskii*, *S. corneliomulleri*, *S. galapagense*, *S. habrochaites*, *S. huaylasense*, *S. neorickii*, *S. pennellii*, *S. peruvianum* y *S. pimpinellifolium* (Knapp y Peralta, 2016).

Cuadro 1. Taxonomía actual del tomate cultivado de acuerdo con López (2017).

Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Subclase	Asteridae
Orden	Solanales
Familia	Solanaceae
Género	<i>Solanum</i>
Especie	<i>lycopersicum</i>

2.2 Principales limitantes del cultivo de tomate

Este cultivo tiene una gran variedad de limitantes tanto bióticas como abióticas que merman su producción y aumentan los costos de inversión. En el cuadro 2 podemos ver las principales enfermedades abióticas que atacan a este cultivo y de origen biótico las encontramos en el cuadro 3 causadas por hongos, bacterias y virus. Los principales insectos y nematodos que atacan al tomate y sus respectivos daños se muestran en el cuadro 4.

Cuadro 2. Enfermedades abióticas que atacan al cultivo del tomate (López, 2017).

Enfermedad	Síntomas
Necrosis apical, pudrición distal del fruto	Se presenta cuando los frutos se encuentran a la mitad de su desarrollo y causa lesiones claras que se vuelven café oscuras y hundidas en el ápice de la fruta. Las lesiones crecen y se vuelven más hundidas y aparece una pudrición seca. Puede crecer moho negro en la superficie de la lesión, que puede afectar el tejido interno del fruto sin manifestar síntomas externos.
Agrietado, estrellado o rayado del fruto	Ocurren dos tipos de agrietamiento en la fruta: (1) agrietamiento radical, que causa la ruptura de la epidermis de la fruta y (2) agrietamiento concéntrico, que es la ruptura de la epidermis en patrones circulares alrededor del pedúnculo de la fruta. Estos agrietamientos ocurren hasta que la fruta ha madurado. Las lesiones que provoca al fruto son indeseables y le impiden calificar como producto comercializable.
Fruto hueco	Se presenta por fecundaciones anómalas; forma frutos huecos.
Enrollamiento de las hojas	Las plantas de tomate presentan un enrollamiento de las hojas viejas hacia arriba, las hojas se mantienen firmes y coriáceas. Aparentemente el crecimiento y la cosecha de las plantas no se ven afectados.
Cara de gato	Presencia de malformaciones y cicatrices severas en el fruto asociadas al extremo donde se cae la flor. Ocurre al final de la floración y algunas veces quedan orificios en la fruta que exponen sus lóbulos. Es común en la fruta grande.
Quema de sol	Se presenta en frutos en estado verde maduro y se presenta como una decoloración de la cáscara del fruto como consecuencia de la exposición al sol y no hay un color homogéneo del fruto.

Cuadro 3. Enfermedades bióticas que atacan al cultivo del tomate causadas por hongos, bacterias y virus (López, 2017).

Enfermedad	Síntomas
Tizón tardío o apagón (<i>Phytophthora infestans</i>)	Destruye el follaje, los tallos y los frutos de la planta en cualquier etapa de su crecimiento. Las lesiones son necróticas y pueden ser extensivas, son de color café y de forma circular, delimitadas por las nervaduras y con un halo clorótico a su alrededor, con un pequeño margen de agua sobre el follaje. En los frutos inmaduros las lesiones se presentan como grandes manchas café, vítreas, con superficie y contorno irregular.
Tizón temprano o bajera (<i>Alternaria</i> sp, <i>A. solani</i> , <i>A. lycopersici</i>)	Afecta cualquier etapa del desarrollo de la planta, siendo más frecuente en la fructificación. Causa daños severos y forma un chancro negro en el tallo a ras del suelo, afecta las hojas, los tallos, los frutos y los pecíolos. Aparece en las hojas bajas en forma de manchas pequeñas circulares o angulares, con anillos concéntricos. En los tallos y pecíolos son negras, alargadas y con anillos concéntricos. En los frutos las lesiones son de color café oscuro, levemente hundidas y cubiertas de numerosas esporas del hongo.
Fusarium o marchitez fungosa (<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i>)	La planta manifiesta una marchitez en verde de la parte aérea, aunque puede ser reversible. Los síntomas comunes son: caída de pecíolos de las hojas superiores y amarillamiento de las hojas inferiores, que avanza hacia el ápice hasta provocar la muerte de la planta.
Pudrición de la base del tallo por fusarium (<i>Fusarium solani</i>)	Los síntomas pueden ocurrir en plántulas recién sembradas, con una decoloración rojiza a café oscura, que luego se agrietan longitudinalmente. Las hojas bajas se vuelven amarillas y, paulatinamente, afecta el resto de la planta. También puede haber pudrición del tallo y marchitez de la planta.
Damping off (<i>Pythium aphanidermatum</i> , <i>P. myriotylum</i> , <i>P. arrhenomanes</i> y <i>Rhizoctonia solani</i>)	Se presenta en la etapa de emergencia o después de la germinación de las plántulas, por lo que la plántula no alcanza a emerger del suelo y aquellas que emergen, presentan daños en la base del tallo, como adelgazamiento y necrosis de los tejidos, que causa doblamiento del tallo. En los semilleros la enfermedad se presenta distribuida en pequeños parches. <i>Pythium</i> provoca lesiones oscuras que inician en el sistema radical y avanzan hasta la base de la planta. <i>Rhizoctonia</i> causa lesiones color café rojizo a oscuras y pueden afectar las raíces y el cuello de la plántula.

Pudrición del cuello (<i>Sclerotium rolfsii</i>)	El hongo causa mal de talluelo, marchitez gradual de las plantas, pudrición de las raíces, la corona y los frutos. Los síntomas inician en la base del tallo, luego se va secando y se observa micelio blanco. Es común ver las estructuras del hongo de color café y de forma circular. Los frutos pueden verse afectados si están en contacto con el suelo.
Mildiu polvoso o cenicilla (<i>Leveillula taurica</i> , <i>Erysiphe orontii</i> y <i>Oidium lycopersicum</i>)	Afecta el follaje de la planta e inicia con pequeñas manchas de color café amarillento en el haz de las hojas, que se vuelven necróticas en el centro y se puede mirar un micelio de color blanco en el envés. Seguidamente, las lesiones pueden unirse y la hoja se seca y se desprende. Los frutos se desarrollan pequeños y la producción se reduce. <i>O. lycopersicum</i> presenta micelio blanco superficial con bordes amarillos, seguido por amarillamiento, necrosis, desecación y defoliación.
Podredumbre gris (<i>Botrytis cinerea</i>)	Infecta a las plantas a través de lesiones, todas las partes superficiales de la planta y la infección inicial aparece como lesiones elípticas y acuosas, que pueden rodear el tallo y la planta muere. Bajo condiciones de humedad alta, las lesiones crecen y se vuelven grises y con moho. También afecta las flores y los frutos, formando lesiones esporuladas de color gris a café, que llegan a causar una pudrición acuosa.
Mancha bacteriana (<i>Ralstonia solanacearum</i>)	Se presenta en tejidos conductores del agua y bloquea los conductos, la planta se queda sin agua y muere manteniendo los frutos unidos a la planta. Los síntomas iniciales causan marchitamiento de hojas en la parte superior de la planta y amarillamiento en las hojas bajas. La marchitez se revierte en la noche, hasta que se hace irreversible y la planta muere. El exudado bacterial se nota, haciendo un corte transversal al tallo.
Peca bacteriana (<i>Pseudomonas syringae</i> pv tomato).	Ataca todas las partes aéreas de la planta, hojas, tallos, pecíolos y flores, provocando manchas redondeadas en las hojas y más alargadas en los pecíolos y tallos, las cuales pueden coalescer, formando manchas necróticas irregulares a manera de pústula. Puede haber caída de las flores y deformación de los frutos. Los frutos aparecen con manchitas deprimidas o manchas pequeñas y sobresalientes. El problema más serio es cuando afecta plantas jóvenes, afectando las flores y puede reducir en un 75 % la cosecha.

Pudrición suave bacterial/ Necrosis de la médula (<i>Pectobacterium carotovorum</i>)= (<i>Erwinia carotovora</i>, <i>E. chrysanthemi</i>)	Afecta plantas jóvenes, que presentan hojas de color amarillo y el daño inicia en la base del tallo y se extiende por los nervios principales. Planta o frutos afectados tienen olor muy fuerte por podredumbre de los tallos. En frutos causa pequeñas lesiones húmedas, que se vuelven blandas y decoloradas, se arruga y forma ampollas. Si afecta a las raíces, causa oscurecimiento de la base de la planta
Mancha bacteriana (<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>vesicatoria</i>, <i>X. perforans</i>, <i>X. gardneri</i>)	Al inicio, las hojas infectadas muestran lesiones pequeñas, oscuras que luego causan el amarillamiento de la hoja y apariencia mojada por la alta infección. Afecta hojas, tallos y frutos, y causa manchas de 2 a 3 mm que se vuelven angulares y la superficie puede parecer grasienta, con el centro traslúcido y el borde negro. El follaje joven es más susceptible y con más lesiones
Cáncer bacteriano del tomate (<i>Clavibacter michiganensis</i>)	La infección inicia en plantas jóvenes ocasionando necrosis en los márgenes de las hojas color café claro a oscuro en las hojas y tallos, y se observan pequeñas ampollas prominentes de color blanco. En plantas desarrolladas, ocurre amarillamiento de las hojas y necrosis marginal, en tallos y pecíolos se puede observar decoloración de los tejidos vasculares al realizar un corte. Las hojas infectadas mueren. Los tejidos vasculares toman un color café claro a rojizo, aunque las plantas más viejas son menos susceptibles que las jóvenes. Afecta los frutos, provocando manchas oscuras rodeadas de un halo blanco, similar a un ojo de pájaro.
Virus del mosaico del tabaco (TMV)	Aparece en forma de mosaico verde claro y oscuro en las hojas. Los frutos no presentan síntomas y en las plantas afectadas se reduce el número y el tamaño de los frutos, que no maduran. Las hojas se encrespan y deforman y se reduce el follaje de la planta. En las plantas jóvenes infectadas se produce la reducción del crecimiento.
Virus del enrollado de la hoja, virus de la cuchara (TYLCV)	Los síntomas se presentan en los brotes con folíolos enrollados hacia el haz, clorosis marcada y reducción del área foliar, se reduce el tamaño de la lámina foliar, hay aborto de flores y los frutos reducen su tamaño y se vuelven pálidos. Puede haber abscisión de flores, falta de cuajado, frutos más pequeños y pálidos. En plantas jóvenes, provoca la reducción del crecimiento y de los rendimientos.

Virus del mosaico del tomate (ToMV)	Tienen lugar alteraciones en la forma y el color de los foliolos, moteados verde claro y oscuro (mosaicos), hay deformación de los foliolos, que se vuelven rizados. En las plantas jóvenes afecta el crecimiento de la planta, produce la caída de las flores y reduce el número de frutos, lo que afecta el rendimiento. Los frutos presentan manchas decoloradas amarillas, irregulares o en forma de anillo, o alteraciones necróticas externas e internas.
Virus del bronceado del tomate o marchitez manchada del tomate (TSWV)	Provoca síntomas como enanismo, necrosis, clorosis, atrofiamiento y lesiones locales en las plantas, lesiones negras en los pecíolos, manchas foliares necróticas, hojas curvadas y reducción del crecimiento, frutos con lesiones de color amarillo o café y maduración irregular. Algunas plantas afectadas pueden morir por necrosis severa.
Virus de la clorosis del tomate (ToCV)	Los síntomas inician con una clorosis muy marcada en las hojas bajas o intermedias de la planta, que va agravándose conforme la hoja envejece. En las hojas se presentan manchas de color café a ligeramente púrpura o lesiones necróticas. Cuando la enfermedad avanza, las hojas viejas se enrollan hacia arriba y se vuelven frágiles y quebradizas. El desarrollo de las plantas se ve reducido, así como los frutos y el rendimiento.

Cuadro 4. Principales insectos y nematodos que atacan el cultivo del tomate (López, 2017).

Plaga	Daño en la planta
Mosca blanca (<i>Bemisia tabaci</i> / <i>Trialeurodes vaporariorum</i>) Homóptera: Aleyrodidae	Afecta la planta desde la germinación hasta la cosecha y transmite virus. Los daños directos son amarillamiento, debilitamiento de la planta y caída de las hojas. Los daños indirectos son la proliferación del hongo fumagina sobre la melaza que excreta la mosca blanca, que mancha y deprecia los frutos y dificulta el desarrollo normal de la planta, así como la transmisión de virosis (hojas terminales enroscadas, moteados o enanismo cuando el ataque es significativo).
Falsos medidores (<i>Pseudoplusia includens</i> y <i>Trichoplusia ni.</i>)	Se alimentan del follaje y sus larvas hacen agujeros irregulares, que reducen el área foliar y destruyen los tejidos de las plantas. Son muy voraces cuando alcanzan su máximo desarrollo y su presencia resulta evidente por la presencia de grandes cantidades de material fecal húmedo y pegajoso
<i>Spodoptera sunia</i> , <i>S. eridania</i> , <i>S. exigua</i>	Causan defoliación al morder las hojas. Cuando es prequeña, la larva destruye el envés, sin afectar la epidermis de la hoja. Al crecer, sus mandíbulas son mayores y ya pueden comer la hoja completa. Si la larva destruye la yema apical de crecimiento, la planta no se desarrolla. Los restos de excrementos en la planta demuestran la presencia de estos lepidópteros. Pueden deprecia los frutos al masticarlos. Afectan el cultivo del tomate desde la etapa de floración hasta la cosecha.
Gusano del fruto: <i>Helicoverpa</i> sp	Las larvas son muy voraces, por lo que ocasionan serios daños en un corto periodo. Los primeros estadios larvarios se localizan sobre las flores y las hojas, de las que se alimentan. Cuando la planta es pequeña puede matarla, ya que afecta la yema apical del tallo. Por otro lado, las heridas ocasionadas por esta plaga facilitan la entrada de otros patógenos (hongos, bacterias).
Gusano del cuerno: <i>Manduca sexta</i>	Se alimentan de las hojas, los tallos y los frutos. Defolian la planta entera y destruyen frutos de cualquier tamaño.
Áfidos o pulgones (<i>Myzus persicae</i> (Sulzer), <i>M. ornatos</i> , <i>Macrosiphum euphorbiae</i> , <i>Aphis gossypii</i> (Glover), <i>A. fabae</i>)	<i>Aphis gossypii</i> causa daños directos, como deformaciones y abolladuras en las hojas de la zona de crecimiento, y daños indirectos, como la transmisión de virus. Se alimentan de plantas jóvenes, tiernas y en desarrollo. Los adultos y las ninfas extraen la savia elaborada, lo que ocasiona el debilitamiento general de la planta, un retraso en el crecimiento y el amarillamiento del follaje. Además, inyectan saliva, que contiene sustancias tóxicas, y ocasionan deformaciones en las hojas, enrollamiento y curvaturas. Son capaces de transmitir el virus del mosaico de la alfalfa (AMV), el CMV y el virus Y de la papa (PVY). Además, segrega una melaza que favorece el ataque del

Minador de la hoja, <i>Liriomyza</i> spp. (Diptera: Agromyzidae)	hongo Fumagina, que reduce la capacidad fotosintética de la planta. Las larvas se desarrollan en el interior de las hojas, causando galerías o minas. Se alimentan primero de hojas viejas, que se secan y caen. Los adultos son móviles, es decir, pueden encontrarse en cualquier zona de la plantación. Los daños iniciales al follaje se presentan como puntos similares a la cabeza de un alfiler, que aparecen tanto en zonas apicales como basales. Las larvas, al alimentarse del parénquima foliar, realizan galerías que posteriormente se necrosan, lo que reduce la capacidad fotosintética de la planta.
Ácaro rojo o arañita roja (<i>Tetranychus urticae</i> Kosh)	Los primeros daños se manifiestan como punteos o manchas amarillentas en el haz de las hojas, que forman para extraer la savia del envés de las hojas. En presencia de altas poblaciones del ácaro, se produce desecación e incluso defoliación y los ataques son más graves en los primeros estadios fenológicos de la planta. El follaje infestado tiene aspecto blancuzco o bronceado y se torna pálido y seco. El envés de las hojas se ve recubierto de tejido sedoso, sobre el cual los ácaros se arrastran y se observan cubiertas de telarañas. Las larvas son las que inician los daños.
Ácaro bronceado del tomate (<i>Aculops lycopersici</i>)	Los frutos afectados reducen su desarrollo y adquieren un color marrón. Se produce el resquebrajamiento de la epidermis o pasa a tener un aspecto plateado, según la gravedad del ataque. Luego invade la planta de forma ascendente, iniciando desde la base. Aparece por focos.
Ácaro blanco (<i>Polyphagotarsonemus latus</i>)	Los daños directos los ocasionan las larvas y los adultos, que introducen el estilete en los tejidos y extraen los jugos celulares, provocando deformaciones en los órganos. Las hojas se abomban y presentan nervios salientes de aspecto filiforme. Al principio del ataque presentan una coloración verde oscuro. La floración es reducida, hay aborto de botones florales y los frutos se deforman. Cuando el daño es severo, la planta no se desarrolla, quedando pequeña y con apariencia raquítica, que puede causar muerte descendente de la planta.
Nematodo de las agallas (<i>Meloidogyne arenaria</i> , <i>M. incognita</i> , <i>M. javanica</i>)	El cultivo de tomate es muy susceptible al ataque por nematodos fitoparásitos. Los primeros síntomas superficiales se presentan como atrofia, marchitamiento y una apariencia descolorida de la planta en general. En las raíces produce abultamientos o agallas por la transformación de los tejidos, los cuales son fácilmente visibles.

Paratrioza o psílido del tomate (*Bactericera cockerelli*)

Es capaz de transmitir un fitoplasma que provoca la punta morada y puede ocasionar pérdidas del 30 % al 95 % de la cosecha. En la etapa de ninfa es cuando el insecto causa el daño: libera una toxina que inyecta en las plantas mientras se alimenta, que causa trastornos fisiológicos en las plantas que afectan su desarrollo y rendimiento y la calidad de la producción. Los síntomas son: hojas enrolladas, color rojizo (similar al que produce el micoplasma de la punta morada) en las zonas meristemáticas de los tallos y lesiones en las raíces, parecidas a las que produce *Rizoctonia solani*. El ataque se inicia en las orillas de las plantaciones y avanza lentamente hacia el interior, pero también pueden observarse manchones de color amarillo pálido rodeados de zonas de color verde

De las principales limitantes destaca la mosca blanca (*Bemisia tabaci*) siendo un problema en el cultivo de tomate a nivel mundial (Oliveira *et al.*, 2001) ocasionando daños tanto directos como indirectos.

2.3 *Bemisia tabaci*

2.3.1. Origen y distribución. Las moscas blancas pertenecen al orden Hemiptera y se encuentran dentro de la familia Aleyrodidae con alrededor de 1450 especies descritas. Se le da el nombre de “mosca blanca” a este insecto por el polvo ceroso que secreta, el cual cubre su cuerpo y alas (Martin *et al.*, 2000). Este insecto polífago fue descrito en 1889 en Grecia nombrándolo *Aleyrodes tabaci*, la mosca blanca del tabaco (Gennadius, 1889). Desde entonces ha sido una de las plagas más importantes globalmente en las áreas de agricultura tropicales y subtropicales, se adapta de manera fácil a nuevos hospederos y a las diferentes áreas geográficas tanto así que ha sido reportada en todos los continentes del mundo con excepción de la Antártica (Oliveira *et al.*, 2001). *B. tabaci* tiene más de 900 especies de plantas hospederas y es trasmisor de más de 100 virus fitopatógenos (Jones, 2003; McKenzie *et al.*, 2014).

2.3.2. Ubicación taxonómica. *B. tabaci* ha tenido diferentes cambios en su descripción taxonómica con los cuáles ha generado diferentes complejos que

involucran numerosas especies que contrastan genéticamente y biológicamente (De Barro *et al.*, 2011, Liu *et al.*, 2012). Primeramente, esta especie fue descrita como *Aleyrodes tabaci* por Gennadius en 1889 la cual fue colectada en plantas de tabaco en Grecia (Gennadius, 1889, Perring, 2001). En el año de 1900 otra mosca blanca fue encontrada en el Sureste de Estados Unidos y descrita como *Aleyrodes inconspicua* Quaintance (Quaintance, 1900; Perring, 2001). Dicha especie fué reubicada en el año de 1914 al nuevo género *Bemisia*, dando lugar a *Bemisia inconspicua* Quaintance (Quaintance and Baker, 1914; Perring, 2001). Lo que destaca en la historia es la colocación de *tabaci* como especie de este género por Takahashi en 1936, dando paso a *Bemisia tabaci* Gennadius que permanece hasta la fecha (Perring, 2001). Desde la introducción del género *Bemisia* en 1914 hasta 1964, en este periodo de 50 años fueron descritas 19 especies adicionales de moscas blancas de otros 14 países en diferentes plantas hospederas, pero posteriormente fueron reubicadas con *B. tabaci* (Perring, 2001). Durante el mismo periodo mientras unos científicos describían especies alrededor del mundo, otros reubicaban las que ya habían sido descritas, esto debido a que los sistemáticos de la mosca blanca notaron una superposición sustancial en los caracteres morfológicos que se usaron para separar varias especies (Perring, 2001). Lo más importante para la toma de decisiones a la hora de reubicar, es que la pupa del cuarto instar ninfal *B. tabaci* variaba con la planta huésped. Este estadio ninfal era el preferido para su identificación debido a que en los adultos se complicaba el montaje técnico para su estudio, además que las ninfas suelen ser la etapa de la vida de la mosca más detectable al momento de la colecta. Algunas de las características clave de las ninfas utilizadas fueron crenulaciones en los márgenes, la estructura y el tamaño de los pliegues traqueales torácicos, la forma de la línula y la opércula en el orificio vasiforme, varios poros en el dorso de la ninfa, y la forma, tamaño y presencia de setas dorsales (Mound, 1963; Gill, 1990). Mound (1963) publicó un artículo clásico en el cual la progenie de una sola hembra se desarrolló en varias plantas hospederas; la progenie desarrolló características morfológicas distintas dependiendo del huésped en el que se criaron. Existía una variación particular con respecto a la apariencia setal. Esta variación "correlacionada con el

anfitrión" proporcionó más evidencia de la reubicación de varias especies con *B. tabaci*, y 22 especies equiparadas fueron posteriormente reubicadas (Mound y Halsey, 1978).

Después de décadas de investigación para clasificar a *B. tabaci* en lo que hoy conocemos, se empezaron a utilizar biotipos para designar poblaciones que carecían de distinción morfológica, pero que poseían otras características que sirven para separarlas de otras poblaciones (Claridge *et al.*, 1997). El concepto de biotipo en *B. tabaci* cobró importancia con la invasión al sur de los Estados Unidos por un espécimen de *B. tabaci* que se comportó de manera bastante diferente a la población indígena (De Barro *et al.*, 2011). En 1990 una nueva cepa de mosca blanca invadió las regiones del sur de California causando daños a los cultivos de crucíferas afectando a los productores de hortalizas en California y otras zonas productoras (Perring *et al.*, 1991). El invasor tiene un perfil diferente de esterasa y un alejamiento de la población indígena y según las observaciones anteriores de la utilización diferencial del huésped, se denominó biotipo B y la población indígena como biotipo A (De Barro *et al.*, 2011). Para el año de 1994 se publica un artículo en el cuál se demostró que *B. tabaci* biotipo B pertenecía a otra especie a la cual llamaron *B. argentifolii*, se hizo una serie de experimentos demostrando que dicha especie es distinta de *B. tabaci* (Gennadius) al cruzar experimentos, estudios sobre el comportamiento de apareamiento intraespecífico e interespecífico, análisis de frecuencias aloenzimáticas, análisis de PCR del ADN genómico y evaluación morfológica. La descripción de la nueva especie se basó en caracteres morfológicos y aloenzimáticos. La especie se distinguió de *B. tabaci* en el cuarto estadio ninfal por la ausencia de una seta dorsal, el ancho de los pliegues traqueales torácicos, el ancho de las extrusiones de cera de los pliegues traqueales y, en el adulto, por las distancias genéticas de aloenzimas para tres sistemas enzimáticos (Bellows *et al.*, 1994). Hacia el año 2001, se habían estudiado 41 poblaciones distintas de *B. tabaci*, 24 de estas poblaciones se les dio una designación específica de biotipo, mientras que las 17 poblaciones restantes no habían sido etiquetadas (Perring, 2001). De Barro *et al* (2011) hace referencia a 33 biotipos ya conocidos.

La taxonomía del complejo de especies de *B. tabaci* ha sido discutida ampliamente. Sin embargo, numerosos estudios sobre variaciones morfológicas, de comportamiento y genéticas han recomendado el uso de diferentes taxones, como los biotipos y los grupos genéticos para diferentes poblaciones de *B. tabaci*. Sin embargo, Dinsdale *et al.* (2010) sugirieron que las variaciones genéticas a nivel de especie de *B. tabaci* se consideren como un grupo complejo a nivel de este taxón. Los individuos de *Bemisia tabaci* no muestran una alta variación morfológica pero expresan diversas características fisiológicas, biológicas y genéticas, y por tanto se caracterizaron taxonómicamente como complejos de especies crípticas (Boykin *et al.* 2007, Dinsdale *et al.* 2010, De Barro *et al.* 2011, Boykin *et al.* 2012, Tay *et al.* 2012). Los resultados de estudios de apareamiento apoyan la hipótesis propuesta de expresión de estas diferencias a nivel de especie (Xu *et al.* 2010, Elbaz *et al.* 2010, Wang *et al.* 2010). De Barro *et al.* (2011) sostienen que *B. tabaci* está constituido por un complejo de 11 grupos de alto nivel bien definidos que contiene por lo menos 24 especies morfológicamente indistinguibles (Figura 1). Las especies de *B. tabaci* más invasivas y distribuidas en todo el mundo dentro de su complejo son las especies de Medio Oriente Asia Menor 1 (MEAM1, anteriormente conocida como Biotipo B) y Mediterránea (MED, anteriormente conocida como Biotipo Q), y estas dos se encuentran entre las plagas más importantes en cuarentena e invasoras globalmente debido al comercio de plantas ornamentales (De Barro y Ahmed, 2011).

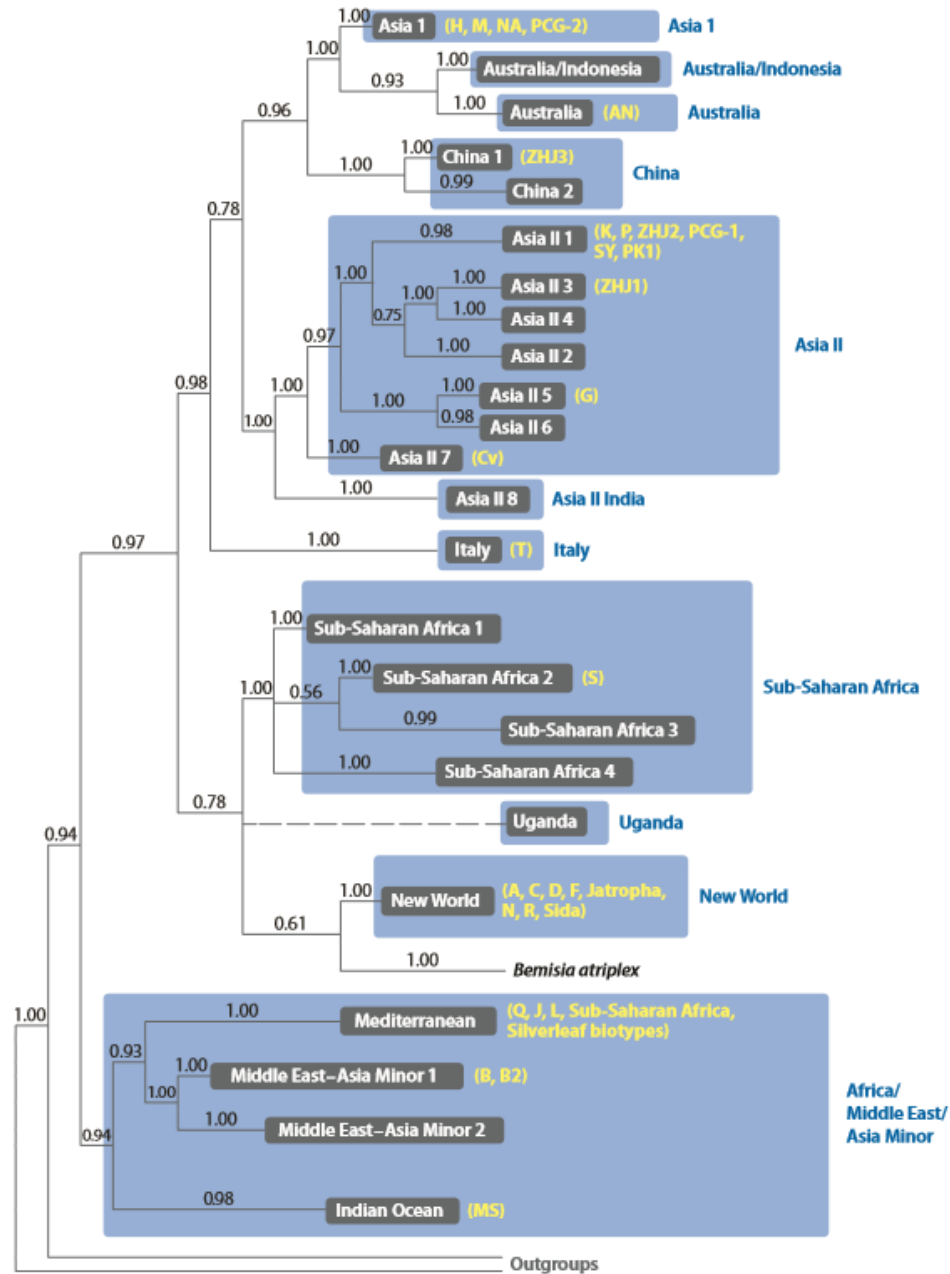


Figura 1. Resumen de las relaciones evolutivas de los 11 grupos de alto nivel (cuadros azules) y 24 de bajo nivel (cuadros negros) (De Barro *et al.*, 2011).

2.3.3. Biología y Hábitos. La mosca blanca (*Bemisia tabaci*) presenta metamorfosis incompleta, con huevecillo, ninfa del primer al cuarto instar y adulto (Elisa *et al.*, 2011). El huevo tiene forma de diente de ajo, la parte basal es redonda mientras en la parte superior se torna más aguda (González-Maldonado y García-Gutiérrez, 2012). Estos pueden ser ovipositados individualmente o en grupos sobre la

superficie de la hoja y escasamente son puestos en círculos; son de color blanco amarillento inicialmente, cambiando a un color marrón dorado en su etapa final; miden de 190-200 μm de longitud y 100-129 μm de ancho. Después de emergida la larva, el corión del huevo permanece erecto (Carapia-Ruiz y Castillo Gutiérrez, 2013). La ninfa tiene forma ovalada, blanca y blanda. Vista dorsalmente, es más ancha en la parte anterior que en la posterior y son aplanadas, asemejan una escama (González-Maldonado y García-Gutiérrez, 2012). Las ninfas del primer instar presentan medidas de 250-300 μm de largo y 155 μm de ancho. Este estado es de desarrollo activo en locomoción por lo que se desplaza buscando el lugar adecuado para su alimentación por lo que presenta patas y antenas relativamente grandes; posee 16 pares de cerdas marginales aparentes; tubérculos cefálicos poco desarrollados, semielípticos hacia la parte lateral y orificio vasiforme curvo posteriormente. Las ninfas del segundo instar miden 380 μm de largo por 240 μm de ancho. Presenta cuerpo ovoide, agudo posteriormente; conserva las sedas marginal anterior, marginal posterior, cefálica, primera abdominal, octava abdominal y caudal; pliegues torácico traqueales indicados ventralmente por una cutícula punteada; orificio vasiforme triangular abierto posteriormente; llingula ensanchada y puntiaguda distalmente pero no lobulada. Ninfas del tercer instar miden 500-540 μm de largo y 360 μm de ancho. Presentan margen irregularmente granuloso; pliegue torácico traqueal indicado por una cutícula punteada ventralmente; posee las sedas marginal anterior, marginal posterior, cefálica, primera abdominal, octava abdominal y caudal; orificio vasiforme triangular; llingula ensanchada y puntiaguda distalmente pero no lobulada. Las ninfas del cuarto instar conocidas también como pupas tienen una medida de 750-850 μm de largo y 620 μm de ancho. Pupas vivas sin palizada de cera, de color amarillento. Especímenes montados de forma semioval, agudos posteriormente; sin series de papilas submarginales; las sedas dorsales largas y bien desarrolladas se pueden presentar en especímenes desarrollados en hojas con pubescencia; margen irregularmente granuloso; poros traqueales no diferenciados en el margen; pliegues torácicos traqueales distintivamente en la superficie ventral por una cutícula punteada; antenas situadas al lado de las patas protorácicas. Presenta sedas marginal anterior, marginal posterior, cefálica, primera abdominal,

octava abdominal y caudal; orificio vasiforme triangular; l ngula ensanchada y puntiaguda distalmente (Carapia-Ruiz y Castillo Gutiérrez, 2013). Los adultos emergen del último instar de la ninfa conocida como pupa rompiendo su cutícula en forma de "T". El apareamiento comienza de las 12 a 20 h después de haber emergido los adultos. Los adultos tienen un periodo de vida de 9 a 17 días para los machos mientras que, el de las hembras puede ser de 60 días. Estas últimas colocan sus huevos en el envés de la hoja (González-Maldonado y García-Gutiérrez, 2012). *Bemisia tabaci* tienen una longitud de 0.70 a 0.95 mm. Su cuerpo es de color amarillo oscuro y presentan dos pares de alas blancas inclinadas. Posee ojos compuestos divididos los cuales están formados cada uno por dos grupos de omatidias con un omatidio que los une. Las antenas están conformadas por siete segmentos con una sensila primaria en los segmentos 3, 5 y 7. Cono sensorial presente en el segmento 3, 6 y 7. Sus alas son membranosas y desnudas, margen anterior de las alas anteriores recto, redondeado distalmente, venación notablemente reducida, mantenidas ligeramente separadas simulando un "techo a dos aguas" muy inclinadas sobre el abdomen. El margen de las alas anteriores y posteriores es "perillada" con setas diminutas originándose de cada estructura (Carapia-Ruiz y Castillo Gutiérrez, 2013). En su ciclo de vida el huevecillo puede tardar de 5 a 9 días para llegar a adulto dependiendo de la temperatura ambiental, los tres primeros instares ninfales duran de 2 a 4 días y el último tarda 6 días (González-Maldonado y García-Gutiérrez, 2012).

2.3.4 Rango de hospedantes. *Bemisia tabaci* es un insecto polífago que se alimenta del floema de las plantas principalmente herbáceas. Es considerada una plaga para plantas ornamentales, vegetales, leguminosas de grano y de algodón (Simmons *et al.*, 2008; De Barro *et al.*, 2011). Se encuentra distribuida en regiones tropicales y subtropicales del mundo (Oliveira *et al.*, 2001; Cu  llar y Morales, 2006; Samuel *et al.*, 2017) afectando a más de 900 especies de plantas y siendo vector de más de 100 virus de plantas (McKenzie *et al.*, 2014).

El cuadro 5 muestra algunas de las plantas en las que se ha encontrado presente *Bemisia tabaci*.

Cuadro 5. Plantas hospederas de *B. tabaci* (CABI, 2017).

Nombre de la planta	Familia
<i>Chrysanthemum indicum</i> (crisantemo)	Asteraceae
<i>Lactuca sativa</i> (lechuga)	Asteraceae
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>botrytis</i> (coliflor)	Brassicaceae
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>italica</i> (brócoli)	Brassicaceae
<i>Chenopodium</i> (quinoas)	Chenopodiaceae
<i>Ipomoea batatas</i> (camote)	Convolvulaceae
<i>Cucumis sativus</i> (pepino)	Cucurbitaceae
Cucurbitaceae (cucurbitáceas)	Cucurbitaceae
<i>Euphorbia pulcherrima</i> (noche buena)	Euphorbiaceae
<i>Arachis hypogaea</i> (cacahuete)	Fabaceae
Fabaceae (plantas leguminosas)	Fabaceae
<i>Glycine max</i> (soja)	Fabaceae
<i>Leucaena leucocephala</i> (leucaena, guaje)	Fabaceae
<i>Phaseolus vulgaris</i> (frijol)	Fabaceae
<i>Vigna unguiculata</i> (judía, chicharillo)	Fabaceae
<i>Gossypium</i> (algodón)	Malvaceae
<i>Piper nigrum</i> (pimienta negra)	Piperaceae
<i>Citrus aurantifolia</i> (limonero)	Rutaceae
<i>Capsicum annum</i> (chile)	Solanaceae
<i>Nicotiana tabacum</i> (tabaco)	Solanaceae
<i>Solanum lycopersicum</i> (tomate)	Solanaceae
<i>Solanum tuberosum</i> (papa)	Solanaceae

2.3.5 Daños y síntomas. *Bemisia tabaci* daña de manera directa e indirecta a las plantas que ataca. La primer parte se da cuando el insecto succiona la savia del floema provocando un mal crecimiento de las plantas, marchitamiento precoz, defoliación temprana lo que lleva a una disminución en el rendimiento. La segunda parte se da con la excreción de mielecilla la cual provoca el desarrollo de hongos (fumagina) en las hojas y frutos (Figura 2), pero lo más importante es la transmisión de virus fitopatógenos como los crinivirus, ipomovirus, torradovirus, carlavirus y begomovirus (familia Geminiviridae), siendo estos últimos los de mayor importancia (Cuéllar y Morales, 2006; Zaidi *et al.*, 2017). En un trabajo realizado por Masuda *et al.* (2016), encontraron que *B. tabaci* induce cambios en la pigmentación de frutos y hojas, además del trastorno de maduración irregular del tomate y el trastorno de la hoja de calabaza, dichos problemas se presentan debido a que la mosca blanca inhibe la acumulación de carotenoides y clorofilas sintetizadas.

2.4 Métodos de control de *B. tabaci*.

2.4.1 Control biológico. Se define como el uso de organismos vivos para reducir la densidad poblacional o el impacto de una plaga específica, volviéndolo menos perjudicial de lo que sería sin su uso (Eilenberg *et al.*, 2001), en otras palabras, consiste en la represión de las plagas mediante sus enemigos naturales o controladores biológicos, como pueden ser parasitoides, predadores o entomopatógenos (Cañedo *et al.*, 2011). Se estiman más de 150 especies de artrópodos depredadores de *B. tabaci* (J. Arnó *et al.*, 2010). De igual manera J. Arnó *et al.* (2010) menciona que las especies de parasitoides descritas que atacan a *B. tabaci* incluyen 46 Encarsia, 21 Eretmocerus, tres Amitus, un Neochrysocharis, y un hyperparasitoid (Signiphora). El cuadro 6 muestra algunos de los enemigos naturales de la mosca blanca.



A



B

Figura 2. Mosca blanca en follaje y frutos de tomate con fumagina (López, 2017).

Cuadro 6. Enemigos naturales de *B. tabaci* (CABI, 2019).

Enemigo natural	Tipo	Enemigo natural	Tipo
<i>Agistemus exsertus</i>	Dpr	<i>Bacillus thuringiensis thuringiensis</i>	Etp
<i>Amblyseius limonicus</i>	Dpr	<i>Lecanicillium lecanii</i>	Etp
<i>Chrysoperla carnea</i>	Dpr	<i>Paecilomyces farinosus</i>	Etp
<i>Chrysoperla rufilabris</i>	Dpr	<i>Bacillus thuringiensis kurstaki</i>	Etp
<i>Coccinella undecimpunctata</i>	Dpr	<i>Beauveria bassiana</i>	Etp
<i>Cyrtopeltis luridus</i>	Dpr	<i>Paecilomyces fumosoroseus</i>	Etp
<i>Delphastus pusillus</i>	Dpr	<i>Encarsia acaudaleyrodis</i>	Pst
<i>Euseius hibisci</i>	Dpr	<i>Encarsia aleurochitonis</i>	Pst
<i>Geocoris ochropterus</i>	Dpr	<i>Encarsia brevivena</i>	Pst
<i>Nabis alternatus</i>	Dpr	<i>Encarsia Formosa</i>	Pst
<i>Scymnus syriacus</i>	Dpr	<i>Encarsia lutea</i>	Pst
<i>Typhlodromus sudanicus</i>	Dpr	<i>Encarsia meritoria</i>	Pst
<i>aleyrodis</i>	Dpr	<i>Encarsia polaszeki</i>	Pst
<i>Amblyseius swirskii</i>	Dpr	<i>Eretmoceris aligarhensis</i>	Pst
<i>Chrysoperla exotera</i>	Dpr	<i>Eretmoceris diversiciliatus</i>	Pst
<i>Coccinella septempunctata</i>	Dpr	<i>Eretmoceris haldemani</i>	Pst
<i>Coenosia attenuata</i>	Dpr	<i>Encarsia adrianae</i>	Pst
<i>Delphastus pallidus</i>	Dpr	<i>Encarsia bimaculata</i>	Pst
<i>Dicyphus tamaninii</i>	Dpr	<i>Encarsia cibensis</i>	Pst
<i>Franklinothrips vespiformis</i>	Dpr	<i>Encarsia japonica</i>	Pst
<i>Geocoris punctipes</i>	Dpr	<i>Encarsia luteola</i>	Pst
<i>Microlestes discoidalis</i>	Dpr	<i>Encarsia nigricephala</i>	Pst
<i>Orius tristicolor</i>	Dpr	<i>Encarsia porteri</i>	Pst
<i>Theridula gonygaster</i>	Dpr	<i>Eretmoceris corni</i>	Pst
<i>Zelus renardii</i>	Dpr	<i>Eretmoceris eremicus</i>	Pst
<i>Aschersonia aleyrodes</i>	Etp	<i>Eretmoceris mundus</i>	Pst

Dpr= Depredador

Etp= Entomopatógeno

Pst= Parasitoide

2.4.2 Control cultural. Las prácticas culturales pueden desempeñar una función importante en el manejo integrado de plagas (MIP) en contra de *B. tabaci*, debido a su naturaleza preventiva (Hilje *et al.*, 2001). El control cultural incluye la rotación de cultivos y las técnicas de cultivo (Luo *et al.*, 2014). Para Hilje *et al.* (2001) las prácticas de culturales sólo funcionan bien si se realizan a nivel regional, dichas prácticas son: periodos libres de cultivos, la alteración de las fechas de siembra, la rotación de cultivos, la eliminación de residuos de cosecha y malezas, barreras vivas, altas densidad de siembra, cubiertas flotantes, acolchados y cultivos trampa. Abd-Rabou y Simmons (2012) demostraron en un estudio que las prácticas culturales de acolchado con polietileno blanco, cultivos intercalados con maíz (*Zea mays* L.) y la rotación de cultivos con maíz redujeron las poblaciones de mosca blanca y con ello la incidencia de virus en tomate (*Solanum lycopersicum* L.), pepino (*Cucumis sativus* L.) y calabaza (*Cucurbita pepo* L.), observándose desde un 75% de infección en parcelas no tratadas hasta menos de 40% de infección en parcelas tratadas. Hilje y Stansly (2008) realizaron un experimento en el cual evaluaron el efecto de diferentes cubiertas de suelo vivas en comparación con otros métodos de control convencionales como el uso de insecticidas en contra de mosca blanca., el resultado fue que las cubiertas vivas que son *Arachis pintoii*, Fabaceae; *Drymaria cordata*, Caryophyllaceae y *Coriandrum sativum*, Umbelliferae; redujeron el número de moscas blancas adultas, retrasaron la aparición del virus moteado amarillo del tomate (ToYMoV) y disminuyeron la gravedad de la enfermedad, lo que implica mayores rendimientos y ganancias en comparación con el control del suelo desnudo.

2.4.3 Control químico. Los plaguicidas son sustancias que se utilizan para matar o controlar las poblaciones de plagas. Si bien su uso ha resultado muy beneficioso en muchos casos, también ha resultado perjudicial debido principalmente a su toxicidad contra los seres humanos y los animales, daños al ambiente, empobrecimiento de suelos, contaminación de aguas subterráneas y superficiales, resistencia de los insectos a los insecticidas, emergencia de nuevas plagas, etc. (Cañedo *et al.*, 2011). El control de *B. tabaci* ha sido realizado principalmente por

aspersiones de insecticidas causando serios daños al humano y al ambiente además de incrementar la resistencia de las poblaciones de este insecto (Baldin *et al.*, 2013; Cruz *et al.*, 2014). Este método de control es hasta cierto punto funcional ya que *B. tabaci* tiene la capacidad de desarrollar resistencia a los insecticidas rápidamente (McKenzie *et al.*, 2014). Se tiene un registro de por lo menos 54 ingredientes activos de insecticidas a los que presenta resistencia *B. tabaci* (Sparks y Nauen, 2015). El cuadro 7 muestra algunos insecticidas utilizados para el control de *B. tabaci*.

Cuadro 7. Insecticidas químicos utilizados para el control de *B. tabaci*

Insecticida	Grupo químico	Referencia
Abamectina	Avermectinas	(Liang <i>et al.</i> , 2012)
Acetamiprid	Neonicotinoides	(Basit <i>et al.</i> , 2013)
Betacyflutrin	Piretroides	(Peláez Arroyo <i>et al.</i> , 2016)
Beta-cypermethrina	Piretroides	(Liang <i>et al.</i> , 2012)
Bifentrina	Piretroides	(He <i>et al.</i> , 2013; Cerna-Chávez <i>et al.</i> , 2017)
Buprofezín	Buprofezin	(Flores-Alaña <i>et al.</i> , 2015)
Clorpirifos	Organofosforados	(Liang <i>et al.</i> , 2012)
Diafenthuron	Tiourea, fenoxi	(Basit <i>et al.</i> , 2013; Silva <i>et al.</i> , 2017)
Endosulfan	Organoclorados	(Cerna-Chávez <i>et al.</i> , 2017)
Fenpropatrín	Piretroides	(Basit <i>et al.</i> , 2013)
Flupyradifurone	Butenolides	(Peláez Arroyo <i>et al.</i> , 2016)
Imidacloprid	Neonicotinoides	(Peláez Arroyo <i>et al.</i> , 2016; Fernández y Mariela, 2016)
Lambda-cihalotrina	Piretroides	(Basit <i>et al.</i> , 2013)
Monocrotofos	Organofosforados	(Flores-Alaña <i>et al.</i> , 2015)
Nitenpyram	Neonicotinoides	(Liang <i>et al.</i> , 2012; Basit <i>et al.</i> , 2013)
Pimetrozina	Triazinas	(López, 2017)
Pyriproxyfen	Piridinas	(Silva <i>et al.</i> , 2017)
Spirotetamat	Ácido tetrámicos	(Peláez Arroyo <i>et al.</i> , 2016)
Sulfoxaflor	Sulfoximinas	(Fernández y Mariela, 2016)
Thiametoxam	Neonicotinoides	(López, 2017)
Tiacloprid	Neonicotinoides	(Basit <i>et al.</i> , 2013)

2.4.4 Control genético. Se define como la utilización de mecanismos genéticos o de la herencia con la finalidad de controlar las plagas (Cañedo *et al.*, 2011). Debido a los efectos dañinos que presentan los insecticidas a los humanos y al medio ambiente, se han estado investigando alternativas de control menos nocivas (Cruz

et al., 2014). Una de ellas son las plantas resistentes al insecto las cuales pueden ser un método importante para el control de *B. tabaci* dentro del manejo integrado de plagas (Oriani y Vendramim, 2010; Oriani *et al.*, 2011). El objetivo del mejoramiento genético de las plantas es modificar y aprovechar la variación genética con la finalidad de obtener variedades que cubran las necesidades del ser humano en un momento determinados (Orozco *et al.*, 2015).

2.5 Resistencia en plantas

De acuerdo a Smith (2012) una planta resistente está definida por la suma de sus características genéticamente heredadas las cuales hacen que sea menos dañada por el insecto plaga que otra planta sin dichas características. Las plantas utilizan estrategias de defensa preformadas e inducidas para mitigar el daño de plagas y patógenos (Walling, 2009) pudiendo alejar o rechazar a herbívoros o suprimir el crecimiento de un patógeno y en alguno de los casos causar mortalidad a ambos (Walters, 2011). Se clasifican en directas o indirectas las ya mencionadas defensas de las plantas, en donde en las primeras solo toman lugar en las interacciones antagónicas la planta y su atacante, aquí entran las estructuras de la planta que funcionan como obstáculo para el artrópodo como la pubescencia, la dureza del tejido, tricomas glandulares y no glandulares; de igual manera están contenidos los compuestos aleloquímicos presentes en los tejidos de las plantas como glucósidos cianogénicos, inhibidores de enzimas digestivas, lectinas, glucosinolatos, alcaloides y terpenoides los cuales tienen efectos anti alimentarios, tóxicos o de repelencia sobre los insectos. Mientras las indirectas hacen referencia a los organismos predadores externos y parasitoides que liberan a la planta de sus atacantes, esto debido a que las plantas al ser atacadas, liberan compuestos orgánicos volátiles para atraer depredadores y parasitoides naturales del fitófago o repeler su ovoposición sobre la planta (Alvares, 2015).

2.6 Tipos de resistencia

Los mecanismos de resistencia fueron descritos por (Painter, 1951) y los clasificó en tres categorías: tolerancia, antibiosis y antixenosis (no preferencia).

2.6.1 Tolerancia. Se dice que una planta es tolerante cuando es colonizada por el insecto plaga pero tiene la capacidad de soportar o recuperarse del daño y desarrollarse normalmente, sin afectar de manera negativa en el crecimiento o supervivencia del insecto atacante (Painter, 1951; Smith 2012). En un estudio realizado por Channarayappa *et al.*, (1992), encontraron de entre 1200 líneas de tomate que, 10 de ellas a pesar de tener presencia de mosca blanca no desarrollaron síntomas graves del virus del rizado de la hoja de tomate (TLCV) el cual es transmitido por *B. tabaci*.

2.6.2 Antibiosis. En este mecanismo la planta tiene la capacidad de intervenir negativamente en los procesos biológicos del insecto como en su desarrollo, supervivencia y/o fertilidad (Painter, 1951; Smith 2012). Un estudio realizado por Elisa *et al.*, (2011) mostró 12 submuestras resistentes de tomate atribuidas al mecanismo de antibiosis debido a que estas presentaron la menor proporción de ninfa/huevo en comparación con el testigo, dicha proporción demuestra que las submuestras interfieren con la eclosión o causan la mortalidad de las ninfas.

2.6.3 Antixenosis. La antixenosis se presenta cuando la planta posee factores químicos y/o físicos que afectan negativamente el comportamiento del insecto provocando un rechazo de la planta como huésped y con ello impidiendo la colonización (Painter, 1951; Smith 2012). Existen autores que han relacionado la resistencia de las plantas de tomate a mosca blanca con diferentes tipos de tricomas que se encuentran en las hojas de los diferentes tomates criollos y silvestres. Los investigadores han demostrado con sus estudios que las especies de tomate cultivadas tienen una mayor atracción de adultos y preferencia de oviposición de *B. tabaci* en comparación con las poblaciones silvestres y criollas de tomate (Cuadro

8). En un estudio realizado por Elisa *et al.*, (2011) encontraron 11 submuestras de tomate resistentes de las 103 submuestras analizadas en el experimento, y que dicha resistencia se asocia al mecanismo de antixenosis, encontrando una correlación positiva y significativa entre la densidad de tricomas y número de huevos por planta. Rodríguez-López *et al.* (2011) y Escobar-Bravo *et al.* (2016), observaron que la presencia de los tricomas glandulares tipo IV y la producción de acilsacarosa son características que proporcionan resistencia, impidiendo la llegada y establecimiento de la mosca blanca en las plantas de tomate. Otros investigadores han demostrado con sus estudios que las especies de tomate cultivadas tienen una mayor atracción de adultos y preferencia de oviposición de *B. tabaci* en comparación con las poblaciones silvestres y criollas de tomate (Bas *et al.* 1992; Liedt *et al.* 1995; Snyder *et al.* 1998; Martins *et al.* 2001; Freitas *et al.* 2002; Tripathi y Varma 2003; Sánchez-Peña *et al.* 2006; Rakha *et al.* 2017), quienes encontraron antixenosis a *Bemisia tabaci* en genotipos silvestres de tomate.

Cuadro 8. Estudios de resistencia tipo antixenosis a *B. tabaci*

Especie	Biotipo	Efecto	Referencia
<i>Trialeurodes vaporariorum</i>	N/A ¹	R.O ²	Bas <i>et al.</i> , (1992)
<i>Bemisia tabaci</i>	B	R.A ³ y R.O	Liedt <i>et al.</i> , (1995)
<i>Bemisia tabaci</i>	B	R.O	Snyder <i>et al.</i> , (1998)
<i>Bemisia tabaci</i>	B	R.A y R.O	Nombela <i>et al.</i> , (2000)
<i>Bemisia tabaci</i>	B	R.O	Muigai <i>et al.</i> , (2002)
<i>Bemisia tabaci</i>	B	R.A	Freitas <i>et al.</i> , (2002)
<i>Bemisia spp.</i>	N/A	R.A	Sánchez-Peña <i>et al.</i> , (2006)
<i>Bemisia tabaci</i>	B	R.O	Maluf <i>et al.</i> , (2010)
<i>Bemisia tabaci</i>	B	R.A y R.O	Oriani and Vendramim, (2010)
<i>Bemisia tabaci</i>	N/A	R.O	Elisa <i>et al.</i> , (2011)
<i>Bemisia tabaci</i>	Q	R.A	Rodríguez-López <i>et al.</i> (2011)
<i>Bemisia tabaci</i>	Q	R.A	Escobar-Bravo <i>et al.</i> (2016)

¹N/A= No Aplica

²R.O= Reducción de oviposición

³R.A= Reducción de adultos

2.7 Desarrollo de variedades resistentes.

El primer paso para el desarrollo de variedades resistentes a plagas y enfermedades es el escrutinio de genotipos resistentes criollos o silvestres, para después ser usados en los programas de mejoramiento genético de cultivos agrícolas (Pickersgill, 1997). Diferentes grupos de investigadores han reportado que los parientes silvestres y criollos de *Solanum lycopersicum* de México cuentan con un amplio rango de variabilidad genética (Hoyt, 1992; Zeven, 1998; Mazzucato *et al.*, 2008). México es considerado como un centro de domesticación del cultivo de tomate (Jenkins, 1948; Rick y Fobes, 1975; Peralta y Spooner, 2007), lo cual implica un gran potencial para utilizar esta amplia variabilidad en los programas de mejora de tomate, así como también para buscar fuentes de resistencia a insectos plaga como *B. tabaci*. Los parientes silvestres y criollos de tomate son recursos genéticos que han sido exitosamente usados para encontrar fuentes de resistencia a *B. tabaci*. Por ejemplo, diferentes especies de tomates como *Solanum lycopersicum* var. *cerasiforme*, *S. pimpinellifolium*, *S. chilense*, *S. habrochaites*, y *S. pennellii* han sido reportadas con diferentes tipos de resistencia a *B. tabaci* (Maliepaard *et al.*, 1995; Nombela *et al.*, 2000; Fancelli & Vendramim, 2002; Muigai *et al.*, 2002; Toscano *et al.*, 2002a; Maruthi *et al.*, 2003; Muigai *et al.*, 2003; Baldin *et al.*, 2005; Sánchez-Peña *et al.*, 2006).

A pesar de que existen diversas fuentes de resistencia y estudios sobre los mecanismos de estos caracteres de resistencia a este insecto, no se han descrito a la fecha cultivares de tomate con algún tipo de resistencia a *B. tabaci* (Escobar-Bravo *et al.*, 2016).

III.- HIPÓTESIS

Existen diferentes fuentes de resistencia del tipo antixenosis a *Bemisia tabaci* en los genotipos criollos y silvestres de *Solanum lycopersicum* var. *cerasiforme* de México.

IV.- OBJETIVOS

- 1.-Desarrollar un método de infestación con *Bemisia tabaci* en plantas de tomate.
- 2.-Generar un banco de germoplasma.
- 3.-Analizar la resistencia en los diferentes genotipos Criollos y poblaciones de *Solanum lycopersicum* var. *cerasiforme*.

V.- MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Localización

Los ensayos se establecieron bajo condiciones de invernadero y a temperatura ambiente en la localidad de Culiacancito perteneciente a la ciudad de Culiacán, Sinaloa (Figura 3).



Figura 3. Ubicación del lugar donde se llevó a cabo los ensayos de antixenosis.

5.2 Material Vegetal

Se recolectaron frutos de diez plantas de cada una de las 22 poblaciones de tomates criollos y silvestres (Retes-Manjarrez *et al.*, 2016) utilizadas en este estudio durante la temporada otoño-invierno del año 2016 en los estados de Sinaloa, Nayarit, Jalisco, Michoacán, Guerrero, Oaxaca y Chiapas (Figura 4). El cultivar Bonny Best se utilizó como control susceptible. Las semillas se germinaron en charolas de poliestireno de 200 cavidades, utilizando turba (peat moss) y vermiculita como sustrato a una proporción 5:1 en invernadero. Las charolas ya sembradas se colocaron en una cámara de germinación con una temperatura promedio de 32 ± 2 °C.

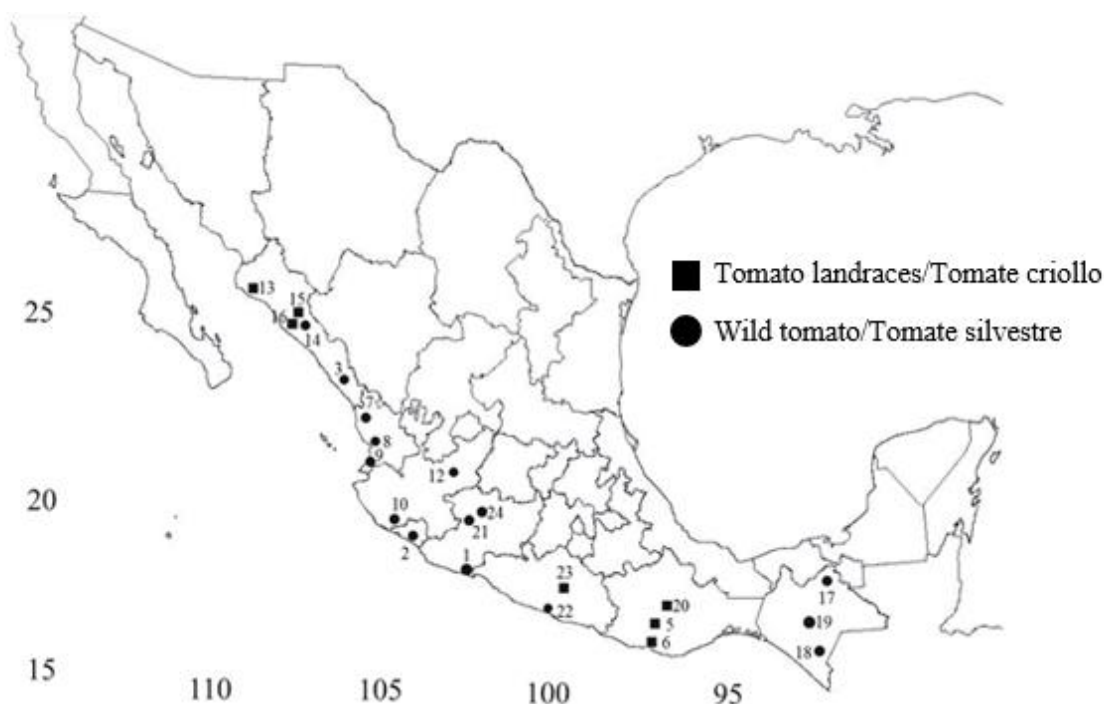


Figura 4. Tomates criollos y silvestres colectados en México.

5.3 Fuente de Insectos

Se colectaron manualmente adultos de mosca blanca con un succionador entomológico en un cultivo de calabaza (*Cucurbita pepo* L.) en condiciones de campo abierto ubicado en la comunidad de Bella Vista perteneciente a la ciudad de Culiacán Sinaloa. Con la intención de tener altas poblaciones de *B. tabaci* libre de virus, estos insectos fueron colocados en plantas de algodón (*Gossypium hirsutum*

L.) y se mantuvieron durante 12 meses (~12 generaciones) en un invernadero a temperatura promedio de 28°C (Figura 5). Las plantas de algodón fueron sustituidas por plantas jóvenes cada dos meses (Retes-Manjarrez *et al.*, 2016). Ha sido reportado que mantener aisladas las poblaciones de *B. tabaci* en plantas libres de virus durante 3-4 generaciones permite que el insecto vector se mantenga libre de virus y también que *G. hirsutum* no es hospedero de Begomovirus que infecte Solanáceas (Czosnek *et al.*, 1993).

5.4 Análisis molecular de *B. tabaci*

El Biotipo Q de *Bemisia tabaci* fue corroborado mediante PCR, tomando dos muestras de 50 adultos para su posterior análisis con los iniciadores biotype F y biotype R, que amplifican un fragmento del gen nuclear que codifica para la carboxylesterasa; cuando éste presenta un amplicón de 394 pb se le considera como Biotipo “Q” (Med) y si es de menor tamaño (292 pb) como Biotipo “B” (MEAM 1) (Kang *et al.*, 2012). La extracción de ADN de insectos se efectuó con el método de Doyle y Doyle, (1990) y las reacciones de PCR se hicieron de acuerdo a la descripción de Kang *et al.* (2012). Las reacciones amplificadas fueron llevadas a cabo en un termociclador (D3024R DragonLab) (Figura 6A) y los productos de PCR analizados por electroforesis en gel de agarosa 1% (Figura 6B).



Figura 5. Fuente de insectos libres de virus para ensayos de resistencia.

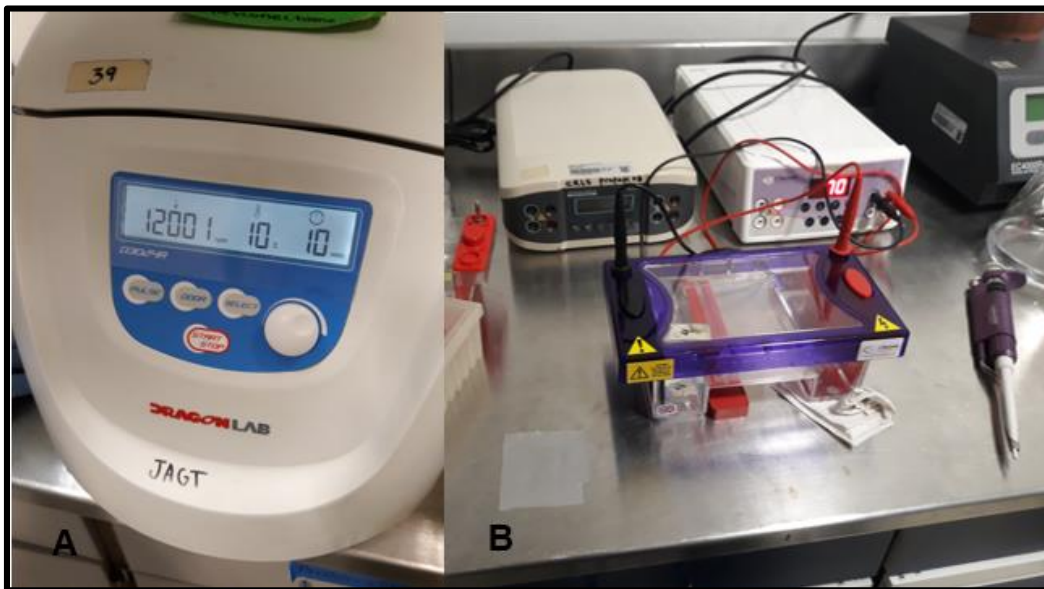


Figura 6. A) Termociclador utilizado para amplificar las cadenas de ADN; B) Cámara de electroforesis utilizada para analizar los productos de PCR en el gel de agarosa.

5.5 Ensayos de Resistencia

En este estudio se hicieron dos ensayos de resistencia a *B. tabaci*. El primer ensayo se hizo en septiembre de 2017. Se utilizó el método de infestación de libre elección de los insectos el cual consistió en liberar 100 adultos de *Bemisia tabaci* por planta a infestar de acuerdo con la metodología utilizada por Toscano *et al.*, 2002a con ligeras modificaciones. Se establecieron las plantas de tomate directamente en el suelo en surcos de 25 m de largo y 1.30 m entre surcos, con una separación entre plantas de 0.25 m. Se liberaron 100 adultos de *B. tabaci* por planta, cada planta se consideró como una repetición. La liberación se realizó a los 30 días después de la siembra. Los insectos se liberaron dispersándolos manualmente de una forma homogénea dentro del ensayo. Se utilizó un diseño de bloques completamente al azar generalizado (Steel y Torrie, 1988) con cuatro bloques. Cada bloque tuvo cinco repeticiones de una planta. Para analizar la resistencia al insecto se midieron las siguientes variables: número de adultos por planta, número de huevecillos por hoja, índice de atracción de adultos (IA), índice de preferencia de oviposición (IPO) y número de tricomas. Se contabilizaron adultos al 1er, 2do, 3er, 4to y 5to día posteriores a la infestación girando cuidadosamente las hojas de las plantas (Figura 7) y tomando los datos de adultos presentes en el envés (Rakha *et al.*, 2017)., esto en un horario de 6:00 am a 8:00 am que es cuando se encuentran más inactivos dichos insectos (Sánchez-Peña *et al.*, 2006). El número de huevecillos se contó al 1er, 2do, 3er, 4to y 5to día posteriores a la infestación con ayuda de una lupa manual (20X) tomando como muestra una hoja al azar, del tercio superior de la planta (Figura 7), se contabilizaron los huevecillos presentes en el envés de la hoja. Estudios previos indican que en el tercio superior de la planta de tomate, los adultos de mosca blanca prefieren ovipositar en los folíolos medios y apicales de las hojas (Toscano *et al.*, 2002b).

El IA se calculó de acuerdo a la fórmula propuesta por Baldini y Lara (2001):

$$IA = 2G / (G + P).$$

Donde: G= número de insectos atraídos en el genotipo silvestre o criollo; y P= número de insectos atraídos en el genotipo comercial susceptible.

El IA se obtuvo con las medias generales de insectos en cada genotipo. Los valores de IA varían entre 0 y 2, IA= 1 indica atracción semejante entre el genotipo silvestre o criollo y el comercial, IA>1 indica mayor atracción en el genotipo silvestre o criollo con relación al genotipo comercial, y un IA<1 indica menor atracción del genotipo silvestre o criollo con relación al genotipo comercial (susceptible).

El IPO se obtuvo como lo indican Oriani *et al.* (2005):

$$\text{IPO} = [(T-P)/(T+P)] \times 100.$$

Donde: T= número de huevecillos ovipositados en el genotipo silvestre o criollo; y P= número de huevecillos registrados en el genotipo comercial (susceptible). Los índices oscilan de +100 (preferencia total) a -100 (no preferencia).

Los tricomas fueron contabilizados por ambos lados de la hoja, usando un microscopio estereoscópico (100x) en un área de 0.025 mm². (Sánchez-Peña *et al.*, 2006).

El segundo ensayo se realizó en septiembre del 2018, utilizando la misma metodología, número de plantas y diseño experimental utilizado en el primer ensayo. Ambos experimentos se establecieron bajo condiciones de invernadero.



Figura 7. Conteo de adultos y huevecillos de mosca blanca en plantas y hojas de tomate criollos, silvestres y un cultivar comercial.

5.6 Análisis Estadístico

Los datos obtenidos se analizaron a través de la prueba de normalidad Kolmogorov-Smirnov y homogeneidad de varianzas de Levene. Debido a que no cumplieron los

supuestos de normalidad ni homogeneidad de varianzas, se hizo su respectivo análisis de varianza con la prueba de Kruskal-Wallis para determinar diferencias entre tratamientos. Posteriormente se realizó una prueba de medianas de Mood. Por último se hizo una correlación de Spearman entre el número de adultos por planta y el número de huevecillos (Steel y Torrie, 1988). Todos los análisis fueron desarrollados utilizando el paquete estadístico Minitab® 2017.

VI.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Identificación del insecto

El análisis por PCR con primers específicos mostró que los insectos utilizados en la infestación de los diferentes genotipos utilizados en este estudio pertenecen al complejo de especies crípticas *Bemisia tabaci* Mediterranean (biotipo Q) (Figura 8).

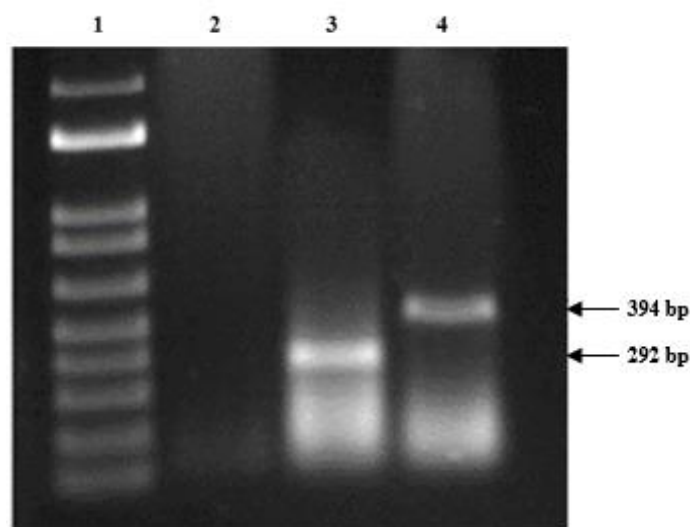


Fig. 8 Identificación de los biotipos B y Q de *Bemisia tabaci* Genn con el par de iniciadores Biotype F y Biotype R. 1:MTM 1Kb Plus ADN Ladder, 2: ADN de plantas de tomate sanas, 3: fragmento predicho para el biotipo B colectado en campo, 4: fragmento amplificado de 394bp esperado para el biotipo Q correspondiente a la colonia del ensayo de resistencia a *B. tabaci*.

Ensayos de resistencia

No hubo diferencia significativa entre la atracción del número de adultos y la preferencia de oviposición de huevecillos por planta entre los ensayos 1 y 2 durante los 5 días después de la infestación ($P > 0.05$), por tanto, los datos de estos dos ensayos fueron considerados como uno sólo.

El comportamiento de los insectos varió significativamente en la atracción de adultos y preferencia de oviposición por hoja entre los grupos con diferente grado de domesticación durante cada uno de los primeros 5 días post infestación (dpi) ($P > 0.05$) (Figura 9). Los genotipos criollos y silvestres de tomate mostraron significativamente una menor atracción de adultos y preferencia de oviposición de BtMED por hoja durante comparación con el cultivar comercial Bony Best en cada uno de los 5 dpi. Sin embargo, entre estos dos grupos de genotipos no mostraron diferencias significativas entre ellos respecto a la atracción de adultos y preferencia de oviposición de este insecto en cada uno de los 5 dpi evaluados ($P > 0.05$) (Fig. 9 A y B).

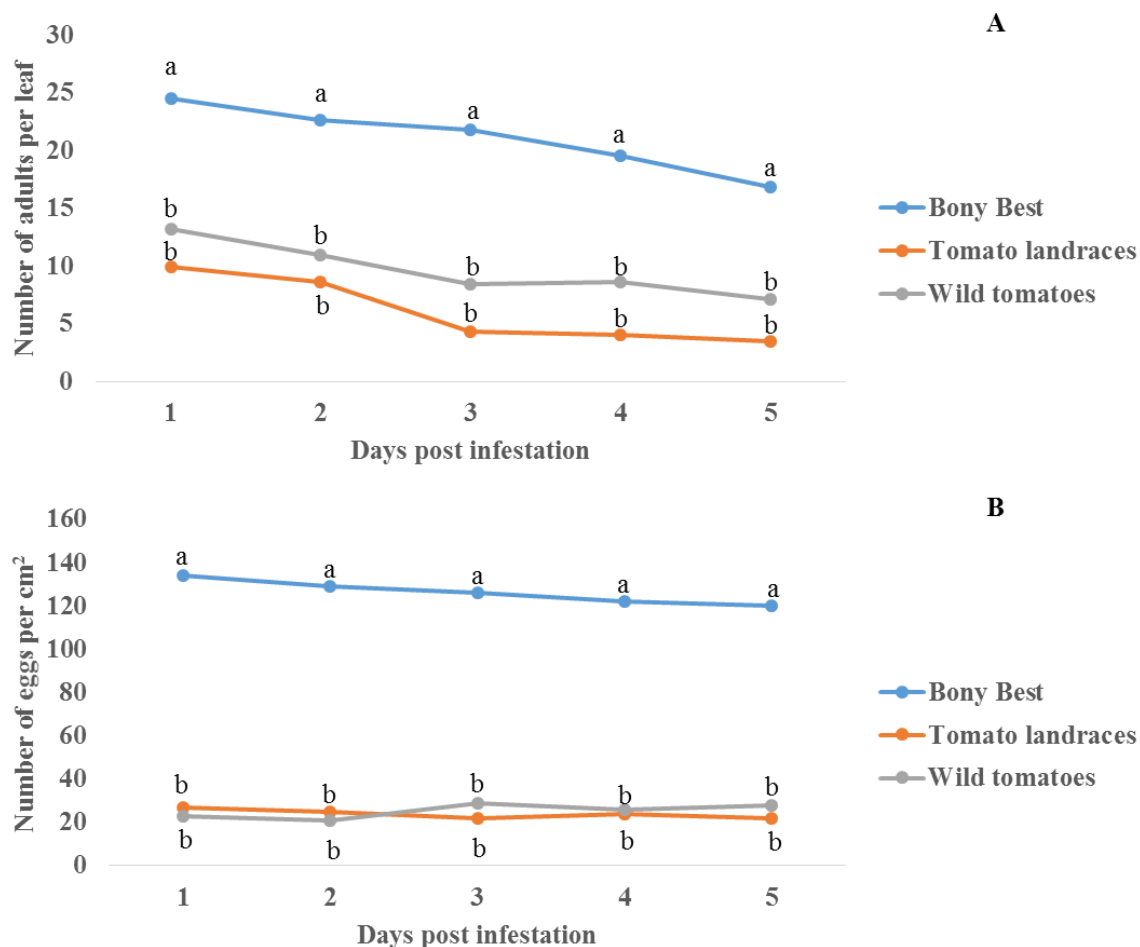


Fig. 9 Comportamiento de atracción y preferencia de oviposición de *B. tabaci* durante los primeros 5 días después de la infestación a través del método de libre elección de insectos en plantas de tomate criollos, silvestres y un cultivar comercial.

La mayoría de los genotipos mostraron atracción de adultos y preferencia de oviposición. Sin embargo, hubo diferencias significativas entre genotipos para estas variables ($P > 0.05$) (Cuadro 9). El genotipo que mostró significativamente el menor índice de atracción de adultos de BtMED fue el genotipo 19 seguido por los genotipos 18, 2, 23, 30, 17, 13, 1, que tuvieron un índice de atracción de promedio de adultos por planta de 0.0, 0.1, 0.3, 0.4, 0.4, 0.4, 0.5 y 0.05, y un índice de preferencia de oviposición de -100.0, -85.6, -82.2, -82.6, -88.5, -77.1, -78.4 y -85.6, respectivamente, en comparación con el resto de los genotipos (Cuadro 9). Los genotipos 21, 12, 15, 22, 16 y 20 mostraron una atracción de adultos intermedia pero significativamente menor que el control susceptible con una media de adultos por planta de 28.8, 30.3, 32.4, 34.9, 38.7 y 40.8, respectivamente (Cuadro 9). El resto de los otros ocho genotipos tuvieron un promedio significativamente menor respecto al índice de atracción de adultos e índice de preferencia de oviposición con un 0.6 y -46.8, respectivamente, en comparación con el cultivar comercial Bony Best (Cuadro 9). El resto de los genotipos no mostraron diferencias significativas en el índice de atracción de adultos y el índice de preferencia de oviposición en comparación con el cultivar Bony Best (Cuadro 9).

Las poblaciones de tomates criollos y silvestres de tomate tuvieron una amplia variación en los niveles de atracción de adultos y preferencia de oviposición de BtMED. Se contabilizaron valores promedio de atracción de adultos y preferencia de oviposición desde 0.0 a 100.7 y -100.0 a 1.9, respectivamente en los ensayos de preferencia de este insecto (Cuadro 9).

No hubo correlación entre la densidad de tricomas no glandulares y la atracción de adultos y la preferencia de oviposición de BtMED en los genotipos evaluados. Por otra parte, el número de adultos por planta se correlacionó positiva y significativamente con el número de huevecillos por planta en los genotipos estudiados ($r = 0.486$ $P = 0.001$).

Cuadro 9. Población de adultos y huevos de *Bemisia tabaci* biotipo Q presentes en plantas silvestres y criollas de tomate.

Grado de domesticación	Genotipo	Adultos/hoja	Índice de atracción	Huevecillos/ hoja	Índice de oviposición	Nivel de resistencia
Silvestre	3	100.7 A	1.2	160.7 A	-1.0	Susceptible
Silvestre	7	92.6 A	1.1	170.2 A	1.9	Susceptible
Silvestre	8	85.7 A	1.1	140.8 A	-7.6	Susceptible
Silvestre	10	75.9 AB	1.0	159.8 A	-1.3	Susceptible
Silvestre	6	72.3 ABC	1.0	180.3 A	4.8	Susceptible
Cultivado	Bony Best	70.4 ABC	1.0	163.9 A	0.0	Susceptible
Silvestre	5	51.3 BCD	0.8	118.9 B	-15.9	Moderadamente susceptible
Silvestre	14	49.3 CD	0.8	128.0 B	-12.3	Moderadamente susceptible
Silvestre	9	49.2 CD	0.8	107.1 BC	-21.0	Moderadamente susceptible
Criollo	20	40.8 DE	0.7	66.4 BC	-42.3	Moderadamente resistente
Criollo	16	38.7 DE	0.7	64.0 BC	-43.8	Moderadamente resistente
Silvestre	22	34.9 DEF	0.7	66.2 BC	-42.4	Moderadamente resistente
Criollo	15	32.4 DEFG	0.6	44.2 CD	-57.5	Moderadamente resistente

Criollo	12	30.3 DEFG	0.6	55.3 CD	-49.5	Moderadamente resistente
Criollo	21	28.8 DEFGH	0.6	62.2 BC	-45.0	Moderadamente resistente
Silvestre	1	25.1 DEFGH	0.5	12.8 EF	-85.6	Resistente
Criollo	13	24.3 DEFGH	0.5	19.8 E	-78.4	Resistente
Criollo	17	23.8 EFGH	0.4	21.2 E	-77.1	Resistente
Criollo	24	23.1 EFGH	0.4	10.0 EF	-88.5	Resistente
Silvestre	23	21.2 EFGH	0.4	15.6 E	-82.6	Resistente
Silvestre	2	13.5 FGHI	0.3	16.0 E	-82.2	Resistente
Silvestre	18	3.0 GHI	0.1	12.7 EF	-85.6	Resistente
Silvestre	19	0.0 I	0.0	0.0 F	-100.0	Resistente

Promedios que no comparten una misma letra por columna, son significativamente diferentes.

Discusión

El insecto *Bemisia tabaci* es una plaga de tomate y otros cultivos globalmente importante por la transmisión de virus y desordenes fisiológicos que causa a través de su alimentación principalmente (Oliveira *et al.*, 2001; Jones, 2003; Rakha *et al.*, 2017). El combate contra este insecto se ha basado históricamente en el control químico, el cual incrementa el costo de producción, contamina el medio ambiente y genera poblaciones de insecto resistentes a estos químicos. Por estas razones, la identificación de fuentes de resistencia y el desarrollo de cultivares de tomate con diferentes tipos de resistencia es una prioridad para los programas de mejoramiento genético de tomate y para los agricultores.

En los últimos 40 años se han encontrado diferentes fuentes y tipos de resistencia a *B. tabaci* en diferentes especies de tomate (Maliepaard *et al.*, 1995; Nombela *et al.*, 2000; Fancelli y Vendramim, 2002; Muigai *et al.*, 2002; Toscano *et al.*, 2002a; Maruthi *et al.*, 2003; Muigai *et al.*, 2003; Baldin *et al.*, 2005; Sánchez-Peña *et al.*, 2006; Rakha *et al.* 2017). Sin embargo, a la fecha, no se ha desarrollado ningún cultivar de tomate comercial con algún tipo de resistencia a este insecto. Esto puede ser debido a diversos aspectos como al complejo de especies crípticas de *B. tabaci*, la incompatibilidad de estas especies con los tomates cultivados, a la complejidad del carácter de resistencia y/o a la falta de estudios sobre la base genética de éste carácter.

México es reconocido como centro de domesticación del tomate cultivado (Peralta y Spooner, 2007; Rick & Holle, 1990). Los parientes silvestres del tomate son una fuente muy importante de diversidad genética y son considerados como fuentes de resistencia potencial a plagas y enfermedades. Con base en esto, se hipotetizó que los genotipos criollos y silvestres de México pueden tener diferentes niveles de resistencia a BtMED.

El enfoque de este estudio fue evaluar poblaciones silvestres y criollas de *Solanum lycopersicum* colectadas en México para analizar la resistencia tipo antixenosis en ensayos de preferencia de BtMED a estas poblaciones de tomate, ya que se es conocido que este tipo de resistencia es una opción para reducir las poblaciones de

BtMed y puede complementarse con otras estrategias de control en un manejo integrado de este insecto. Se espera que los ensayos de preferencia de este insecto identifiquen poblaciones de tomate con mecanismos de resistencia tipo antixenosis (Baldin y Beneduzzi, 2010).

Los resultados del presente estudio mostraron que las poblaciones de tomate criollos y silvestres difirieron significativamente con el cultivar comercial en la preferencia de atracción de adultos y preferencia de oviposición de BtMED durante cada uno de los 5 días post infestación (dpi), aunque no hubo diferencias significativas entre tomates criollos y silvestres en estos días que fueron evaluados (Figura 9). Estos resultados indican que los tomates criollos y silvestres de México son recursos genéticos invaluable que pueden ayudar a encontrar caracteres de interés agronómico como lo son las resistencias a plagas y enfermedades. Por tanto, ambos recursos genéticos de tomate deben continuar siendo estudiado para mejorar su uso, manejo y conservación.

Dado que las poblaciones criollas y silvestres de tomate han habitado diferentes áreas geográficas de México por varias décadas o siglos, es probable que estas poblaciones hayan estado expuestas a diferentes presiones de selección de este BtMED. Esto constituye una posible explicación por los diferentes niveles de resistencia a este insecto observados en las poblaciones de tomate utilizadas en este estudio. Las poblaciones de tomate criollos y silvestres de México han sido poco estudiadas respecto a la resistencia a mosca blanca (Sánchez-Peña *et al.* 2006). Por esta razón, las diferentes fuentes de resistencia encontradas en este estudio deben de ser aprovechadas por los programas de mejoramiento genético de tomate.

La metodología utilizada en este estudio nos permitió identificar dos grupos con diferentes niveles de resistencia a BtMED por su significativamente menor índice de atracción de adultos e índice de oviposición de BtMED. Un grupo de 8 genotipos (5 silvestres y 3 criollos) que mostró un nivel de resistencia alta y el otro grupo de 6 genotipos (5 criollos y 1 silvestre) mostró un nivel de resistencia moderada de acuerdo con los descrito por Baldin y Lara (2001) y Oriani *et al.* (2005) (Cuadro 9). Estos resultados indican que estos genotipos albergan un mecanismo de resistencia

tipo antixenosis el cual es perjudicial para este insecto. Estos resultados respaldan estudios previos que indican que las especies de tomate cultivadas tienen una mayor atracción de adultos y preferencia de oviposición de *B. tabaci* en comparación con las poblaciones silvestres y criollas de tomate (Martins *et al.* 2001; Freitas *et al.* 2002; Tripathi y Varma 2003; Sánchez-Peña *et al.* 2006; Rakha *et al.* 2017), quienes encontraron antixenosis a *Bemisia tabaci* en genotipos silvestres de tomate. Estos genotipos que mostraron un nivel de resistencia alta a BtMED son las fuentes de resistencia más prometedoras para los programas de mejoramiento genético de tomate, para estudios sobre la base genética de este carácter de resistencia y el desarrollo de marcadores moleculares que ayuden a acelerar el desarrollo de cultivares de tomate con este tipo de resistencia a BtMED. Sin embargo, los genotipos que mostraron un nivel de resistencia moderada también pueden ser fuentes de resistencia complementarias a las otras fuentes por albergar diferentes genes que confieren diferentes niveles de resistencia a este insecto, los cuales pueden ser complementarios para desarrollar cultivares con una resistencia más estable a este insecto a través de la piramidación de estos genes (Vidavski *et al.*, 2008).

Las poblaciones de tomates criollos y silvestres de tomate utilizadas en este estudio mostraron una amplia variación en los niveles de resistencia tipo antixenosis a BtMED. Esta variación en la resistencia permitió identificar y seleccionar genotipos con diferentes niveles de resistencia a BtMED. Esta elevada variación en la resistencia a este insecto coincide con la reportada por Nuez y Pico (1997), Sánchez-Peña *et al.* (2006) y Carrillo-Rodríguez y Chávez-Servia (2010).

El número de tricomas no glandulares no se correlacionó con la atracción de adultos y preferencia de oviposición de BtMED en este estudio, indicando que no existe relación entre estos parámetros. Resultados similares fueron encontrados por Butter y Vir (1989) y Firdaus *et al.* (2012) quienes reportaron que la resistencia observada en su estudio con genotipos de tomate silvestre no estaba relacionada con este tipo de tricomas. Sin embargo, otros autores como (Bleeker *et al.*, 2012) mencionan lo contrario respecto a que encontraron una relación alta respecto a que las plantas con mayor cantidad de tricomas mostraron un mayor grado de resistencia. Estas

diferencias entre estos estudio puede ser debida a diversos factores como a los diferentes genotipos utilizados en estos estudios, a las diferentes poblaciones de mosca blanca y a las diferentes condiciones donde se llevaron a cabo cada uno de estos estudios.

VII. CONCLUSIONES

Se concluye que la metodología fue óptima para seleccionar genotipos con resistencia tipo antixenosis debido a que el control susceptible fue altamente infestado. Finalmente, las poblaciones silvestres y criollas de tomate de México tuvieron la suficiente variabilidad genética para encontrar diferentes niveles de resistencia tipo antixenosis a BtMED. Estos resultados proveen fuentes de resistencia prometedoras para los programas de manejo integrado de este insecto, así como para los programas de mejoramiento genético de tomate, los cuales pueden utilizar estos genotipos para el desarrollo de cultivares con diferentes niveles de resistencia tipo antixenosis a este insecto.

VIII. LITERATURA CITADA

- Abd-Rabou, S., Simmons, A. M. 2012. Some cultural strategies to help manage *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) and whitefly-transmitted viruses in vegetable crops. *African Entomology*, 20(2): 371-380.
- Álvarez Gil, M. 2015. Resistencia a insectos en tomate (*Solanum* spp.). *Cultivos Tropicales*, 36(2): 100-110.
- Arnó, J., Castañé, C., Riudavets, J., Gabarra, R. 2010. Risk of damage to tomato crops by the generalist zoophytophagous predator *Nesidiocoris tenuis* (Reuter)(Hemiptera: Miridae). *Bulletin of entomological research*, 100(1): 105-115.
- Baldin E. L., Crotti A. E., Wakabayashi K. A., Silva J. P., Aguiar G. P., Souza E. S., Veneziani R. C., Groppo M. 2013. Plant-derived essential oils affecting settlement and oviposition of *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B on tomato. *Journal of pest science*, 86: 301-308.
- Baldin, E. L. L., Beneduzzi, R. A. 2010. Characterization of antibiosis and antixenosis to the whitefly silverleaf *Bemisia tabaci* B biotype (Hemiptera: Aleyrodidae) in several squash varieties. *Journal of Pest Science*, 83(3): 223-229.
- Baldin, E. L. L., Lara, F. M. 2001. Atratividade e consumo foliar por adultos de *Diabrotica speciosa* (Germ.)(Coleoptera: Chrysomelidae) em diferentes genótipos de abóbora. *Neotropical Entomology*, 675-679.
- Baldin, E. L., Vendramim, J. D., Lourenção, A. L. 2005. Resistência de genótipos de tomateiro à mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotropical Entomology*, 34(3): 435-441.
- Baldini, E. L. L., Lara, F. M. 2001. Atratividade e consumo foliar por adultos de *Diabrotica speciosa* (Germ.) (Coleoptera: Chrysomelidae) em diferentes genótipos de abóbora. *Neotropical Entomol.* 30(4):675-679.
- Bas, N., Mollema, C., Lindhout, P. 1992. Resistance in *Lycopersicon hirsutum* f. *glabratum* to the greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*) increases with plant age. *Euphytica*, 64(3): 189-195.
- Basit, M., Saeed, S., Saleem, M. A., Denholm, I., Shah, M. 2013. Detection of resistance, cross-resistance, and stability of resistance to new chemistry insecticides in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *Journal of economic entomology*, 106(3): 1414-1422.
- Bellows Jr, T. S., Perring, T. M., Gill, R. J., Headrick, D. H. 1994. Description of a species of *Bemisia* (Homoptera: Aleyrodidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 87(2): 195-206.
- Bleeker, P. M., Mirabella, R., Diergaarde, P. J., VanDoorn, A., Tissier, A., Kant, M. R., Schuurink, R. C. 2012. Improved herbivore resistance in cultivated tomato

- with the sesquiterpene biosynthetic pathway from a wild relative. Proceedings of the National Academy of Sciences, 109(49): 20124-20129.
- Boykin, L. M., Armstrong, K. F., Kubatko, L., De Barro, P. 2012. Species delimitation and global biosecurity. *Evolutionary Bioinformatics*, 8: 1-37.
- Butter, N. S., Vir, B. K. 1989. Morphological Basis of Resistance in Cotton to the Whitefly *Bemisia tabaci*. *Phytoparasitica*, 17(4): 251.
- CABI. 2019. Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International. www.cabi.org/isc. (Consulta, noviembre 2018).
- Cañedo, V., Alfaro, A., Kroschel, J. 2011. Manejo integrado de plagas de insectos en hortalizas. Principios y referencias técnicas para la Sierra Central de Perú. Centro Internacional de la Papa (CIP), Lima, Perú. 48p
- Carapia, R. V. E., Castillo-Gutiérrez, A. 2013. Estudio comparativo sobre la morfología de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) y *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae). *Acta zoológica mexicana*, 29(1): 178-193.
- Carrillo, R. J. C., Chávez Servia, J. L. 2010. Caracterización agromorfológica de muestras de tomate de Oaxaca. *Revista fitotecnia mexicana*, 33(SPE4): 1-6.
- Cerna-Chávez, E., Martínez-Martínez, Y., Landeros-Flores, J., Aguirre-Uribe, L., Sánchez-Valdes, V., Cepeda-Siller, M., Ochoa-Fuentes, Y. M. (2017). Variation in susceptibility to insecticides in *Bemisia tabaci* biotype B fed on different hosts. *Phyton, International Journal of Experimental Botany*, 85: 256-261.
- Channarayappa, C., Shivashankar, G., Muniyappa, V., Frist, R. H. 1992. Resistance of *Lycopersicon* species to *Bemisia tabaci*, a tomato leaf curl virus vector. *Canadian Journal of Botany*, 70(11): 2184-2192.
- Claridge, M. F., Dawah, H. A., Wilson, M. R. 1997. Species in insect herbivores and parasitoids sibling species, host races and biotypes. En: Claridge, M.F., Dawah, H.A., Wilson, M.R. (Eds.), *Species, the Units of Biodiversity*. Chapman & Hall, London, pp. 247–272.
- Cruz P. L., Baldin E. L., De Jesús P. M. 2014. Characterization of antibiosis to the silverleaf whitefly *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) in cowpea entries. *Journal of pest science*, 87: 639-645.
- Cuellar, M. E., Morales, F. J. 2006. La mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) como plaga y vectora de virus en frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.). *Revista Colombiana de Entomología*, 32(1): 1-9.
- Czosnek, H., Kheyr-Pour, A., Gronenborn, B., Remetz, E., Zeidan, M., Altman, A., Zamir, D. 1993. Replication of tomato yellow leaf curl virus (TYLCV) DNA in agroinoculated leaf discs from selected tomato genotypes. *Plant molecular biology*, 22(6): 995-1005.

- De Barro, P. J., Liu, S. S., Boykin, L. M., Dinsdale, A. B. 2011. *Bemisia tabaci*: a statement of species status. Annual review of entomology, 56: 1-19.
- De Barro, P., Ahmed, M. Z. 2011. Genetic networking of the *Bemisia tabaci* cryptic species complex reveals pattern of biological invasions. PLoS ONE, 6(10): e25579.
- Dinsdale, A., Cook, L., Riginos, C., Buckley, Y. M., De Barro, P. 2010. Refined global analysis of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Sternorrhyncha: Aleyrodidae: Aleyrodidae) mitochondrial cytochrome oxidase 1 to identify species level genetic boundaries. Annals of the Entomological Society of America, 103(2): 196-208.
- Doyle, J. J., Doyle, J. L. 1990. Isolation of plant DNA from fresh tissue. Focus, 12(13): 39-40.
- Eilenberg, J., Hajek, A., Lomer, C. 2001. Suggestions for unifying the terminology in biological control. BioControl, 46(4): 387-400.
- Elbaz, M., Lahav, N., Morin, S. 2010. Evidence for pre-zygotic reproductive barrier between the B and Q biotypes of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). Bulletin of entomological research, 100(5): 581-590.
- Elbert A., Nauen R. 2000. Resistance of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) to insecticides in southern Spain with special reference to neonicotinoids. Pest management science, 56: 60-64.
- Elisa de Sena Fernandes, M., Henriques da Silva, D. J., Picanço, M. C., Fernandes, F. L., Jham, G. N., Souza Carneiro, P. C. 2011. Resistance of tomato subsamples to *Bemisia tabaci* biotype B (Genn.)(Hemiptera: Aleyrodidae). Agronomy journal, 103(6): 1849-1861.
- Escobar-Bravo R., Alba J. M., Pons C., Granell A., Kant M. R., Moriones E., Fernández-Muñoz R. 2016. A jasmonate-inducible defense trait transferred from wild into cultivated tomato establishes increased whitefly resistance and reduced viral disease incidence. Frontiers in plant science, 7: 1732.
- FAOSTAT. 2016. Datos por cultivo. www.fao.org/faostat (Consulta, noviembre 2017).
- Fernández, C., Mariela, S. 2016. Evaluación de la eficacia biológica de los insecticidas sulfoxaflor e imidacloprid para el control de *Bemisia tabaci* en el cultivo de tomate.(Tesis). Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano, Honduras.
- Firdaus, S., van Heusden, A. W., Hidayati, N., Supena, E. D. J., Visser, R. G., Vosman, B. 2012. Resistance to *Bemisia tabaci* in tomato wild relatives. Euphytica, 187(1): 31-45.
- Flores-Alaña, L., Geraud-Pouey, F., Chirinos, D. T., Meléndez-Ramírez, L. 2015. Efectividad de algunos insecticidas para el control de *bemisia tabaci*

- (Gennadius) en tomate, *Solanum Lycopersicum* L. Interciencia, 40(2): 121-126.
- Freitas, J. A., Maluf, W. R., das Graças Cardoso, M., Gomes, L. A., Bearzotti, E. 2002. Inheritance of foliar zingiberene contents and their relationship to trichome densities and whitefly resistance in tomatoes. *Euphytica*, 127(2): 275-287.
- Gennadius, P. 1889. Disease of tobacco plantations in the Trikonía. The aleurodid of tobacco. *Ellenike Georgia*, 5: 1-3.
- Gill, R. J. 1990. The morphology of whiteflies. En: Gerling, D. (Ed.), *Whiteflies: their Bionomics, Pest Status and Management*. Intercept Ltd., Andover, Hants, UK, pp. 13–46.
- González-Maldonado, M. B., García-Gutiérrez, C. 2012. Uso de biorracionales para el control de plagas de hortalizas en el norte de Sinaloa. *Ra Ximhai*, 8(3): 31-45.
- He, Y., Zhao, J., Zheng, Y., Weng, Q., Biondi, A., Desneux, N., Wu, K. 2013. Assessment of potential sublethal effects of various insecticides on key biological traits of the tobacco whitefly, *Bemisia tabaci*. *International Journal of Biological Sciences*, 9(3): 246.
- Hernández-Verdugo S., Guevara-González R. G., Rivera-Bustamante R. F., Vázquez-Yanes C., Oyama K. 1998. Wild relatives of Chile (*Capsicum* spp.) as genetic resources. *Botanical Sciences*, 62: 171-181.
- Hilje, L., Stansly, P. A. 2008. Living ground covers for management of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) and tomato yellow mottle virus (ToYMoV) in Costa Rica. *Crop Protection*, 27(1): 10-16.
- Hilje, L., Costa, H. S., Stansly, P. A. 2001. Cultural practices for managing *Bemisia tabaci* and associated viral diseases. *Crop protection*, 20(9): 801-812.
- Hoyt, E. 1992. Conservando los parientes silvestres de las plantas cultivadas. Traducido al español por Forero, E. Addison-Wesley Iberoamericana. Delaware, Estados Unidos de América. 52 p.
- Jenkins, J. A. 1948. The origin of the cultivated tomato. *Economic Botany*, 2(4): 379-392.
- Jones D. R. 2003. Plant viruses transmitted by whiteflies. *European Journal of Plant Pathology*, 109: 195-219.
- Kang, S., Kim, Y.H., Lee, H.J., Kim, B.J., Lim, K.J., Lee, S.H. 2012 One-step identification of B and Q biotypes of *Bemisia tabaci* based on intron variation of carboxylesterase 2, *J. Asia Pac. Entomol*, 15(3): 383-388.
- Knapp, S., Peralta, I. E. 2016. The tomato (*Solanum lycopersicum* L., Solanaceae) and its botanical relatives. In the tomato genome. Springer, Berlin, Heidelberg: 7-21

- León G. H. M. 2001. Manual para el cultivo de tomate en invernadero. Gobierno del Estado de Chihuahua. Chihuahua, México. 233p.
- Liang, P., Tian, Y. A., Biondi, A., Desneux, N., Gao, X. W. 2012. Short-term and transgenerational effects of the neonicotinoid nitenpyram on susceptibility to insecticides in two whitefly species. *Ecotoxicology*, 21(7): 1889-1898.
- Liedl, B. E., Lawson, D. M., White, K. K., Shapiro, J. A., Cohen, D. E., Carson, W. G., Mutschler, M. A. 1995. Acylsugars of wild tomato *Lycopersicon pennellii* alters settling and reduces oviposition of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae). *Journal of Economic Entomology*, 88(3): 742-748.
- Liu, S. S., Colvin, J., De Barro, P. J. 2012. Species concepts as applied to the whitefly *Bemisia tabaci* systematics: how many species are there?. *Journal of Integrative Agriculture*, 11(2): 176-186.
- López, M. L. M. 2017. Manual técnico del cultivo de tomate (*Solanum lycopersicum*). San José, Costa Rica. Instituto Nacional de Innovación y Transferencia en Tecnología Agropecuaria (INTA). 126 p.
- Luo S., Naranjo S. E., Wu K. 2014. Biological control of cotton pests in China. *Biological control*, 68: 6-14.
- Maliepaar. 1995. Mapping of QTLs for glandular trichome densities and *Trialeurodes vaporariorum* (greenhouse whitefly) resistance in an F2 from *Lycopersicon esculentum* × *Lycopersicon hirsutum* f. *glabratum*.
- Marilene, F., Vendramim, J. D. 2002. Development of *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) biotype B on *Lycopersicon* spp. genotypes. *Scientia Agricola*, 59(4): 665-669.
- Martin, J., Mifsud, D., Rapisarda, C. 2000. The whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) of Europe and the Mediterranean basin. *Bulletin of entomological research*, 90: 407-448.
- Martins, S.F., Graca, R.S., Moita, A.W., Moreira, D.J., Brito, G.L. 2001. Sources of resistance in *Lycopersicon* spp. to bipartite whitefly-transmitted geminivirus from brazil. *Euphytica* 122: 45–51.
- Maruthi, M. N., Muniyappa, V., Green, S. K., Colvin, J., Hanson, P. 2003. Resistance of tomato and sweet-pepper genotypes to tomato leaf curl Bangalore virus and its vector *Bemisia tabaci*. *International journal of pest management*, 49(4): 297-303.
- Masuda, K., Kato, M., Saito, T. 2016. Reduction in carotenoid and chlorophyll content induced by the sweet potato whitefly, *Bemisia tabaci*. *Scientia Horticulturae*, 200: 102-104.
- Mazzucato, A., Papa, R., Bitocchi, E., Mosconi, P., Nanni, L., Negri, V., Veronesi, F. 2008. Genetic diversity, structure and marker-trait associations in a collection of Italian tomato (*Solanum lycopersicum* L.) landraces. *Theoretical and Applied Genetics*, 116(5): 657-669.

- Mckenzie, C. L., Kumar, V., Palmer, C. L., Oetting, R. D., Osborne, L. S. 2014. Chemical class rotations for control of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) on poinsettia and their effect on cryptic species population composition. *Pest management science*, 70: 1573-1587.
- Mound, L. A. 1963. Host-correlated variation in *Bemisia tabaci* (Gennadius)(Homoptera: Aleyrodidae). En *Proceedings of the Royal Entomological Society of London. Series A, General Entomology* (Vol. 38, No. 10-12, pp. 171-180). Oxford, UK: Blackwell Publishing Ltd.
- Mound, L. A., Halsey, S. H. 1978. Whitefly of the world. A systematic catalogue of the Aleyrodidae (Homoptera) with host plant and natural enemy data. John Wiley and Sons.
- Muigai, S. G., Bassett, M. J., Schuster, D. J., Scott, J. W. 2003. Greenhouse and field screening of wild *Lycopersicon* germplasm for resistance to the whitefly *Bemisia argentifolii*. *Phytoparasitica*, 31(1): 27.
- Muigai, S. G., Schuster, D. J., Snyder, J. C., Scott, J. W., Bassett, M. J., McAuslane, H. J. 2002. Mechanisms of resistance in *Lycopersicon* germplasm to the whitefly *Bemisia argentifolii*. *Phytoparasitica*, 30(4): 347.
- Nombela, G., Williamson, V. M., Muñiz, M. 2003. The root-knot nematode resistance gene Mi-1.2 of tomato is responsible for resistance against the whitefly *Bemisia tabaci*. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 16: 645-649.
- Nombela, G., Beitia, F., Muñiz, M. 2000. Variation in tomato host response to *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in relation to acyl sugar content and presence of the nematode and potato aphid resistance gene Mi. *Bulletin of Entomological Research*, 90(2): 161-167.
- Nuez, F., Pico, B. 1997. Germplasm of tomato and wild relatives from the genebank of the Polytechnic University of Valencia. En *Proceedings of the first international conference on the processing tomato and first international symposium on tropical tomato diseases* (No. RESEARCH). ASHS Press.
- Oliveira, M., Henneberry T., Anderson P. 2001. History, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. *Crop Protection*, 20: 709-723.
- Oriani, M. A. D. G., Vendramim, J. D. 2010. Influence of trichomes on attractiveness and ovipositional preference of *Bemisia tabaci* (Genn.) B biotype (Hemiptera: Aleyrodidae) on tomato genotypes. *Neotropical Entomology*, 39: 1002-1007.
- Oriani, M. A. D. G., Vendramim, J. D., Vasconcelos, C. J. 2011. Biology of *Bemisia tabaci* (Genn.) B biotype (Hemiptera, Aleyrodidae) on tomato genotypes. *Scientia Agricola*, 68: 37-41.
- Oriani, M. G.; Vendramim, J. D., Brunherotto, E. R. 2005. Atratividade e não-preferência para oviposição de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de feijoeiro. *Neotropical Entomol.* 34(1):105-111.

- Orozco, H., Quemé, J. L., Ovalle, W., Rosales, F. 2015. Mejoramiento genético de la caña de azúcar. *El Cultivo de la Caña de Azúcar en Guatemala*, 46-77.
- Painter, R. H. 1951. Insect resistance in crop plants. The Macmillan Company New York.
- Peláez-Arroyo, A., Vargas-Hernández, M., Díaz-Nájera, J. F., Ayvar-Serna, S., Alvarado-Gómez, O. G., Acosta-Ramos, M., Tejeda-Reyes, M. A. 2016. Alternativas de control de *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) en jitomate, en el trópico seco de Guerrero.
- Peralta, I. E., Spooner, D. M. 2007. History, origin and early cultivation of tomato (Solanaceae). *Genetic improvement of solanaceous crops*, 2: 1-27.
- Perring, T.M. 2001. The *Bemisia tabaci* species complex. *Crop Prot.* 20: 725-737.
- Perring, T., Cooper, A., Kazmer, D., Shields, C., Shields, J. 1991. New strain of sweetpotato whitefly invades California vegetables. *California Agriculture*, 45(6): 10-12.
- Pickersgill, B. 1997. Genetic resources and breeding of *Capsicum* spp. *Euphytica*, 96: 129-133.
- Quaintance, A.L., 1900. Contribution towards a monograph of the American Aleurodidae. US Department of Agriculture. Technica Series. Bur. Entomol. 8: 9-64.
- Quaintance, A.L., Baker, A.C., 1914. Classification of the Aleyrodidae Part II. US Department of Agriculture. Technica Series. Bur. Entomol. 27: 95-109.
- Rakha, M., Hanson, P., Ramasamy, S. 2017. Identification of resistance to *Bemisia tabaci* Genn. in closely related wild relatives of cultivated tomato based on trichome type analysis and choice and no-choice assays. *Genetic resources and crop evolution*, 64(2): 247-260.
- Retes-Manjarrez, J. E., Hernández-Verdugo, S., Pariaud, B., Melgoza-Villagómez, C. M., Pacheco-Olvera, A., Parra-Terraza, S., Garzón-Tiznado, J. A. 2016. Detección de resistencia al virus huasteco vena amarilla del chile y su heredabilidad en genotipos silvestres de *Capsicum annuum* L. *Interciencia*, 41(8): 541-547.
- Rick, C. M., Fobes, J. F. 1975. Allozyme variation in the cultivated tomato and closely related species. *Bulletin of the Torrey Botanical Club*, 376-384.
- Rick, C. M., Holle, M. 1990. Andean *Lycopersicon esculentum* var. *cerasiforme*: genetic variation and its evolutionary significance. *Economic Botany*, 44(3): 69.
- Rodríguez-López, M., Garzo, E., Bonani, J., Fereres, A., Fernández-Muñoz, R., Moriones, E. 2011. Whitefly resistance traits derived from the wild tomato *Solanum pimpinellifolium* affect the preference and feeding behavior of

- Bemisia tabaci* and reduce the spread of Tomato yellow leaf curl virus. *Phytopathology*, 101: 1191-1201.
- SAGARPA. 2016. Boletines- Exportaciones de tomate aumentan 22.7 por ciento en cinco meses. www.sagarpa.gob.mx (Consulta, noviembre 2017).
- SAGARPA. 2017. Boletines- Aumenta 35 por ciento producción de jitomate "Hecho en México". www.sagarpa.gob.mx (Consulta, noviembre 2017).
- Samuel, F. D., Olivier, G., Bassolé, I. H., Nébié, R. C. 2017. Susceptibility of MED-Q1 and MED-Q3 Biotypes of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) populations to essential and seed oils. *Journal of economic entomology*, 110(3): 1031-1038.
- Sánchez-Peña, P., Oyama, K., Núñez-Farfán, J., Fornoni, J., Hernández-Verdugo, S., Márquez-Guzmán, J., Garzón-Tiznado, J. A. 2006. Sources of resistance to whitefly (*Bemisia* spp.) in wild populations of *Solanum lycopersicum* var. *cerasiforme* (Dunal) spooner GJ Anderson et RK Jansen in Northwestern Mexico. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 53: 711-719.
- SIAP. 2018. Boletín mensual de producción tomate rojo (Jitomate). www.infosiap.siap.gob.mx (Consulta, febrero 2019).
- Silva, B. L., Guimarães, H. O., de Oliveira, T. C., Carvalhais, J., Czepak, C., Carvalho, M. M., Castro, W. A. 2017. Efficiency of chemical control of *Bemisia tabaci* biotype "B" (Hemiptera: Aleyrodidae) in cucumber crop. *Global science and technology*, 10(1).
- Simmons, A. M., Harrison, H. F., Ling, K. S. 2008. Forty-nine new host plant species for *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Entomological Science*, 11(4): 385-390.
- Simon, B., Cenis, J.L., Demichelis, S., Rapisarda, C., Caciagli, P., Bosco, D. 2003. Survey of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biotypes in Italy with the description of a new biotype (T) from *Euphorbia characias*. *B Entomol Res.* 93: 259–264.
- Smith, C. M., Clement, S. L. 2012. Molecular bases of plant resistance to arthropods. *Annual review of entomology*, 57: 309-328.
- Snyder, J. C., Simmons, A. M., Thacker, R. R. 1998. Attractancy and ovipositional response of adult *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) to type IV trichome density on leaves of *Lycopersicon hirsutum* grown in three day-length regimes. *Journal of Entomological Science*, 33(3): 270-281.
- Sparks, T. C., Nauen, R. 2015. IRAC: Mode of action classification and insecticide resistance management. *Pesticide biochemistry and physiology*, 121: 122-128.
- Steel, R., Torrie, J. B. 1988. Bioestadística: Principios y fundamentos. Mc Graw Hill Interamericana. Edo. de México, México.

- Tay, W. T., Evans, G. A., Boykin, L. M., De Barro, P. J. 2012. Will the real *Bemisia tabaci* please stand up?. PLoS One, 7(11): e50550.
- Toscano, L. C., Boiça, J., A. L., Maruyama, W. I. 2002a. Nonpreference of whitefly for oviposition in tomato genotypes. Scientia Agricola, 59: 677-681.
- Toscano, L. C., Boiça, J., A. L., Maruyama, W. I. 2002b. Fatores que afetam a oviposição de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em tomateiro. Neotropical Entomology, 631-634.
- Tripathi, S., Varma, A. 2003. Identification of sources of resistance in *Lycopersicon* species to Tomato leaf curl geminivirus (ToLCV) by agroinoculation. Euphytica, 129(1): 43-52.
- Vidavski, F., Czosnek, H., Gazit, S., Levy, D., Lapidot, M. 2008. Pyramiding of genes conferring resistance to Tomato yellow leaf curl virus from different wild tomato species. Plant Breeding, 127(6): 625-631.
- Walling, L. L. 2009. Adaptive defense responses to pathogens and insects. Advances in botanical research, 51: 551-612.
- Walters, D. 2011. Plant defense: warding off attack by pathogens, herbivores and parasitic plants. John Wiley & Sons.
- Wang, P., Ruan, Y. M., Liu, S. S. 2010. Crossing experiments and behavioral observations reveal reproductive incompatibility among three putative species of the whitefly *Bemisia tabaci*. Insect Science, 17(6): 508-516.
- Xu, J., De Barro, P. J., Liu, S. S. 2010. Reproductive incompatibility among genetic groups of *Bemisia tabaci* supports the proposition that the whitefly is a cryptic species complex. Bulletin of entomological research, 100(3): 359-366.
- Zaidi, S. S. E. A., Briddon, R. W., Mansoor, S. 2017. Engineering dual begomovirus-*Bemisia tabaci* resistance in plants. Trends in plant science, 22(1): 6-8.
- Zeven, A. C. 1998. Landraces: a review of definitions and classifications. Euphytica, 104(2): 127-139.