

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



TESIS

**“DETECCIÓN DE RESISTENCIA A *Anthonomus eugenii* EN
GENOTIPOS SILVESTRES Y CRIOLLOS DE *Capsicum* spp.
DE MÉXICO”**

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

**PRESENTA:
WALTER ARTURO RUBIO ARAGÓN**

**DIRECTOR DE TESIS:
DR. CARLOS ALFONSO LÓPEZ ORONA**

**CO-DIRECTOR DE TESIS:
DR. JESÚS ENRIQUE RETES MANJARREZ**

CULIACÁN, SINALOA, MÉXICO, ENERO DE 2020

La presente tesis titulada “**DETECCIÓN DE RESISTENCIA A *Anthonomus eugenii* EN GENOTIPOS SILVESTRES Y CRIOLLOS DE *Capsicum* spp. DE MÉXICO**” fue realizada por **WALTER ARTURO RUBIO ARAGÓN**, bajo la dirección del consejo particular que se indica, ha sido **APROBADA** por el mismo, y **ACEPTADA** como requisito parcial para obtener el título de:

MAESTRO EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

CONSEJO PARTICULAR

DIRECTOR: _____
DR. CARLOS ALFONSO LÓPEZ ORONA

CO-DIRECTOR: _____
DR. JESÚS ENRIQUE RETES MANJARREZ

ASESOR: _____
DR. MIGUEL LÓPEZ MEZA

ASESOR: _____
DR. FABIÁN AVENDAÑO MEZA

ASESOR: _____
DRA. SILVIA ALICIA FÉLIX CAMACHO

CULIACÁN, SINALOA, ENERO DE 2020



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA
COLEGIO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
FACULTAD DE AGRONOMÍA CULIACÁN
FACULTAD DE AGRONOMÍA VALLE DEL FUERTE
FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR
FACULTAD DE AGRONOMÍA VALLE DEL CARRIZO

En la Ciudad de Culiacán Rosales, Sinaloa, el día 20 de enero del año 2020, el que suscribe Walter Arturo Rubio Aragón, alumno del Programa de Maestría en Ciencias Agropecuarias, con número de cuenta 11571128, de la Unidad Académica Facultad de Agronomía Culiacán, del Colegio de Ciencias Agropecuarias de la UAS, manifiesta que es autor intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección del Dr. Carlos Alfonso López Orona cede los derechos del trabajo titulado “Detección de resistencia a *Anthonomus eugenii* en genotipos silvestres y criollos de *Capsicum* spp. de México”, a la Facultad de Agronomía Culiacán, del Colegio de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma de Sinaloa, para su difusión, con fines académicos y de investigación por medios impresos y digitales, todo esto en apego al artículo 27 de la Ley Federal de Derechos de Autor.

La Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México) protege el contenido de la presente tesis. Los usuarios de la información contenida en ella deberán citar obligatoriamente la tesis como fuente, dónde la obtuvo y mencionar al autor intelectual. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

ATENTAMENTE


Walter Arturo Rubio Aragón

CORREO ELECTRÓNICO: walter_rubio30@hotmail.com
CURP: RUAW930830HSLBRL06

AGRADECIMIENTOS

En este apartado quiero agradecer a todas las personas e instituciones involucradas en la elaboración de este estudio, especialmente a mis compañeros de generación, profesores, consejo particular, amigos, padres y hermanos.

En primer lugar, quiero agradecerle a las instituciones que hicieron posible la satisfactoria culminación del presente estudio; al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el apoyo financiero otorgado, a la Universidad Autónoma de Sinaloa (UAS) por haberme abierto sus puertas educativas, a la Facultad de Agronomía-UAS por permitirme ser participe en su programa de posgrado, al Instituto Tecnológico de Conkal por ser sede de mi estancia académica, por último, a la empresa FitoCiencia por todo el apoyo brindado durante la realización del estudio. Gracias por toda su buena voluntad y confianza.

A cada uno de los miembros de mi consejo particular le agradezco todo el tiempo, conocimiento, dedicación y consejos enfocados en mi formación académica y personal. En particular, me gustaría agradecer al Dr. Carlos Alfonso López Orona y al Dr. Jesús Enrique Retes Manjarrez por toda la disposición, paciencia, comprensión y confianza dispuesta en mi persona.

A todos los profesores y personal administrativo involucrados en el programa de Maestría en Ciencias Agropecuarias les agradezco todas y cada una de sus atenciones.

Agradezco al Dr. Esaú Ruiz Sánchez jefe de la división de posgrado e investigación del Instituto Tecnológico de Conkal por tener la mejor disposición en la realización de mi estancia académica en su honorable institución.

A mis compañeros de generación, les agradezco el compartir experiencias únicas, en especial, me gustaría agradecer a Ana, Anahí, Alan, Jonathan y Jorge. A mis amigos y familiares les agradezco enormemente todos los buenos deseos, interés y cariño que han mostrado continuamente en mí; en específico me gustaría agradecer a mis padres y hermanos por toda lo que han hecho hoy y siempre.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA
COLEGIO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
FACULTAD DE AGRONOMÍA CULIACÁN
FACULTAD DE AGRONOMÍA VALLE DEL FUERTE
FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR
FACULTAD DE AGRONOMÍA VALLE DEL CARRIZO

En la Ciudad de Culiacán Rosales, Sinaloa, el día 20 de enero del año 2020, el que suscribe Walter Arturo Rubio Aragón, alumno del Programa de Maestría en Ciencias Agropecuarias, con número de cuenta 11571128, de la Unidad Académica Facultad de Agronomía Culiacán, del Colegio de Ciencias Agropecuarias de la UAS, manifiesta que es autor intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección del Dr. Carlos Alfonso López Orona cede los derechos del trabajo titulado “Detección de resistencia a *Anthonomus eugenii* en genotipos silvestres y criollos de *Capsicum* spp. de México”, a la Facultad de Agronomía Culiacán, del Colegio de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma de Sinaloa, para su difusión, con fines académicos y de investigación por medios impresos y digitales, todo esto en apego al artículo 27 de la Ley Federal de Derechos de Autor.

La Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México) protege el contenido de la presente tesis. Los usuarios de la información contenida en ella deberán citar obligatoriamente la tesis como fuente, dónde la obtuvo y mencionar al autor intelectual. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

ATENTAMENTE


Walter Arturo Rubio Aragón

DOMICILIO: Calle sin nombre s/n, localidad Ejido Independencia, Angostura, Sinaloa.
TELÉFONO: 673 101 0685
CORREO ELECTRÓNICO: walter_rubio30@hotmail.com
CURP: RUAW930830HSLBRL06

Por último, agradezco a Wendy Aracely Gallardo López, por siempre demostrar apoyo y paciencia, además, de ser un soporte para continuar avanzando, mejorando continuamente.

CONTENIDO

ABREVIACIONES.....	vi
ÍNDICE DE CUADROS.....	vii
ÍNDICE DE FIGURAS.....	viii
RESUMEN	x
ABSTRACT	xi
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. ANTECEDENTES	3
2.1 Cultivo de chile.....	3
2.1.1 Origen del chile	3
2.1.2 Domesticación del chile.....	4
2.1.3 Especies de chile presentes en México	4
2.1.4 Ubicación taxonómica del chile.....	5
2.1.5 Importancia económica del cultivo de chile.....	5
2.1.6 Limitantes del cultivo de chile en México.....	6
2.1.6.1. Fitopatógenos asociados al cultivo de chile.....	7
2.1.6.2. Insectos fitófagos asociados al cultivo de chile	8
2.2 Picudo del chile.....	8
2.2.1 Origen	8
2.2.2 Ubicación taxonómica.....	9
2.2.3 Distribución.....	9
2.2.4 Hospederos	10
2.2.5 Ciclo biológico	11
2.2.6 Morfología.....	12
2.2.6.1 Diferenciación de sexo	13
2.2.7 Hábitos y comportamiento.....	14
2.2.7.1 Oviposición	14
2.2.7.2 Alimentación.....	14
2.2.7.3 Reproducción.....	16
2.2.7.5 Producción de feromonas	17
2.2.7.6 Atracción compuestos volátiles de plantas.....	17
2.2.8 Daños y síntomas.....	18
2.2.8.1 Daños y síntomas del estado de larva	18
2.2.8.2 Daños y síntomas del estado adulto.....	19

2.2.9 Umbral de acción.....	19
2.2.11 Signos de infestación.....	20
2.2.12 Diseminación.....	21
2.2.13 Manejo.....	21
2.2.13.1 Control cultural.....	22
2.2.13.2 Prácticas legales.....	22
2.2.13.3 Prácticas mecánicas.....	22
2.2.13.4 Prácticas etológicas.....	22
2.2.13.5 Control biológico.....	23
2.2.13.6 Control químico.....	23
2.2.13.7 Control genético.....	24
2.3 Resistencia vegetal a insectos.....	24
2.3.1 Plantas resistentes a insectos.....	25
2.3.2 Mecanismos de resistencia vegetal hacia los insectos.....	25
2.3.3 Pasos a seguir para el desarrollo de cultivares resistentes.....	25
2.3.4 Genotipos silvestres y criollos como fuentes de resistencia.....	26
2.3.5 Fuentes de resistencia a Curculiónidos.....	26
2.3.5.1 Fuentes de resistencia a <i>Anthonomus</i> spp.....	27
2.3.5.1 Fuentes de resistencia a <i>Anthonomus eugenii</i>	28
III. HIPÓTESIS.....	29
IV. OBJETIVOS.....	30
4.1 Objetivo general.....	30
4.2 Objetivos específicos.....	30
V. MATERIALES Y MÉTODOS.....	31
5.1 Material vegetal.....	31
5.2 Colecta de adultos de picudo del chile.....	32
5.3 Lugar donde se realizó el trabajo.....	33
5.4 Características del lugar de trabajo.....	34
5.5 Características de las unidades experimentales.....	34
5.6 Ensayos de resistencia en frutos de chile hacia el picudo del chile.....	35
5.7 Análisis estadístico.....	36
5.7.1 Modelo experimental de los ensayos de resistencia en frutos de chile hacia el picudo del chile.....	36
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	37
6.1 Resultados.....	37

6.1.1 Ensayos de resistencia entre poblaciones con diferente grado de domesticación	37
6.1.2 Ensayos de resistencia entre genotipos	40
6.1.3 Correlaciones entre las variables de resistencia y las características morfológicas de los frutos.....	41
6.2 Discusión	43
6.2.1 Ensayos de resistencia entre poblaciones con diferente grado de domesticación	44
6.1.2 Ensayos de resistencia entre genotipos	45
6.2.3 Correlaciones entre las variables de resistencia y las características morfológicas de los frutos.....	45
VII. CONCLUSIONES	47
VIII. LITERATURA CITADA	48

ABREVIACIONES

<i>Ae</i>	<i>Anthonomus eugenii</i>
AF	anchura de fruto
ddi	días después de la infestación
ha	hectáreas
GPF	grosor de la pared del fruto
l	litros
LF	longitud de fruto
MIP	manejo integrado de plagas
ml	mililitros
NIE	número de insectos emergidos
NIM	número de insectos muertos
NMA	número de marcas por alimentación
sp.	especie
spp.	especies
t	toneladas

ÍNDICE DE CUADROS

CUADRO		PÁGINA
1.-	Listado de los genotipos utilizados en los ensayos de resistencia en frutos de chile al picudo del chile.....	31
2.-	Resultados de los ensayos de resistencia en frutos de chile al picudo del chile en 25 genotipos de <i>Capsicum</i> spp.....	41
3.-	Correlaciones entre las variables de resistencia y las características morfológicas de los frutos.....	43

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA		PÁGINA
1.-	Área considerada centro de origen del Género <i>Capsicum</i>	3
2.-	Centros de domesticación de las especies cultivadas de chile...	4
3.-	Especies de chile cultivadas en México.....	5
4.-	Guanajuato, México, lugar donde fue descrito <i>Anthonomus eugenii</i> por primera vez.....	9
5.-	Distribución actual de <i>Anthonomus eugenii</i>	10
6.-	Duración del ciclo biológico de <i>Anthonomus eugenii</i>	11
7.-	Estados biológicos de <i>Anthonomus eugenii</i>	12
8.-	Característica morfológica distintiva entre sexos del picudo del chile.....	13
9.-	Larva del picudo del chile alimentándose de los tejidos interiores de un fruto de chile.....	15
10.-	Frutos de chile con agujeros de emergencia del estado adulto....	15
11.-	Adultos del picudo de chile alimentándose de botones florales y flores de chile.....	16
12.-	Adulto del picudo del chile alimentándose del follaje tierno de una planta de chile.....	16
13.-	Copulación de adultos del picudo de chile.....	17
14.-	Frutos de chile con síntomas típicos de daños causados por la alimentación de larvas del picudo del chile.....	18
15.-	Desprendimiento de frutos con síntomas típicos de daños causados por el picudo del chile.....	21
16.-	Siembra de las accesiones utilizadas en el presente estudio en charolas de germinación de 200 capacidades.....	32
17.-	Frutos de chile jalapeños comerciales con síntomas típicos de daño por el picudo de chile recolectados y confinados.....	33
18.-	Ubicación de las instalaciones donde se realizó el presente estudio.....	33

19.-	Micro-jaulas entomológicas utilizadas para confinar a <i>A. eugenii</i> con frutos inmaduros de chile.....	34
20.-	Micro-jaulas mantenidas bajo condiciones semi-controladas en una estructura tipo casa sombra.....	35
21.-	Valores promedio diarios del número de insectos muertos por micro-jaula, agrupados por grados de domesticación durante 7 días.....	38
22.-	Valores promedio del número de marcas por alimentación (A) y número de insectos emergidos (B) por micro-jaula agrupados por grados de domesticación a los 7 y 30 días después de la infestación, respectivamente.....	39

RESUMEN

Detección de Resistencia a *Anthonomus eugenii* en Genotipos Silvestres y Criollos de *Capsicum* spp. de México

Walter Arturo Rubio Aragón

El cultivo de chile es uno de los más importantes a nivel mundial. Este cultivo tiene distintas limitantes que reducen drásticamente su productividad, el insecto *Anthonomus eugenii* Cano (*Ae*) destaca como una de las principales limitantes. El manejo de este insecto se ha basado principalmente en aplicaciones químicas. Un tipo de control sustentable y no bio-peligroso es el uso de cultivares resistentes. Sin embargo, actualmente no existen cultivares y/o fuentes de resistencia hacia este insecto. El objetivo del presente estudio fue identificar fuentes de resistencia a *Ae* en genotipos silvestres y criollos de *Capsicum* spp. Se efectuaron dos ensayos de resistencia a *Ae* bajo condiciones controladas con 23 poblaciones silvestres y criollas de *Capsicum* spp. Ambos ensayos se hicieron infestando 2 frutos de ocho plantas individualmente de cada población con 5 *Ae* en micro-jaulas. Todos los genotipos evaluados en estos ensayos tuvieron significativamente un menor número de marcas de alimentación e insectos emergidos en comparación con los testigos susceptibles. Los genotipos UTC15, UTC06, UTC04, UTC23, UTC12, UTC16, UTC01, UTC17, UTC03, UTC08, UTC22, UTC02, UTC21, UTC05 y UTC14 tuvieron significativamente un mayor número de insectos muertos 7 días después de la infestación, lo cual sugiere que estos genotipos cuentan con algún mecanismo de resistencia tipo antibiosis.

Palabras Claves: Picudo del chile, resistencia vegetal, antibiosis, escrutinio.

ABSTRACT

Detection of Resistance to *Anthonomus eugenii* in Wild and Landrace Genotypes of *Capsicum* spp. from Mexico

Walter Arturo Rubio Aragón

Pepper is one of the most important crops worldwide. This crop has different limitations that reduce drastically its productivity, highlighting the insect pest *Anthonomus eugenii* Cano (*Ae*) as one of the main limitations. The management of this pest has been based on chemical practices. A sustainable control tool without bio-risk is the use of resistant cultivars. Nevertheless, there are no available resistant cultivars and/or resistance sources to this pest. The objective of the current study was to identify resistance sources to *Ae* in wild and landrace *Capsicum* spp. genotypes. Two assays were conducted under greenhouse conditions in 23 wild and landraces populations of *Capsicum* spp. Both assays were performed by infesting 2 pepper fruits of 8 plants individuality of each population with 5 *Ae* in micro-cages. Every genotype tested on these assays had significantly lower number of feeding punctures and emerged insects than the susceptible controls. Genotypes UTC15, UTC06, UTC04, UTC23, UTC12, UTC16, UTC01, UTC17, UTC03, UTC08, UTC22, UTC02, UTC21, UTC05 and UTC14 had significantly a higher number of death insects 7 days after infestation, suggesting that these genotypes count with some antibiosis resistance mechanisms.

Key words: Pepper weevil, plant resistance, antibiosis, screening.

I. INTRODUCCIÓN

El chile (*Capsicum* spp.) es uno de los cultivos más importantes en el mundo. México es el segundo productor de chile a nivel mundial (FAO, 2019). Existen diversas limitantes que reducen los rendimientos de este cultivo, una de la más importantes es el picudo del chile *Anthonomus eugenii* Cano, el cual ataca chiles dulces y picosos.

El picudo del chile es un insecto holometábolo y olífacto, distribuido en las principales zonas productoras de chile en las regiones Centro y Norte de América, el Caribe, el Mediterráneo y la Polinesia Francesa (Cano, 1894; Walker, 1905; McGuire y Crandall, 1967; Abreu y Cruz, 1985; Hammes y Putoa, 1986; Costello y Gillespie, 1993; Speranza *et al.*, 2014). La absición y malformación de botones florales y frutos prematuros consecuencia de los hábitos alimenticios son los principales daños ocasionados por este insecto, los cuales pueden conducir a pérdidas de la producción superiores del 50% (Elmore *et al.*, 1934; Riley y Sparks 1995). Rodríguez-Leyva *et al.* (2012) calculan pérdidas económicas causadas por el picudo de chile en México aproximadamente de 70 a 80 millones de dólares anualmente.

El control de este insecto se ha basado en un manejo integrado de plagas (MIP) enfocado al uso de prácticas culturales y químicas, las cuales han demostrado ser parcialmente eficientes (Riley y Sparks 1995; Avendaño-Meza *et al.*, 2016). Además de su control parcial, el uso de pesticidas provoca numerosos efectos negativos en el sector económico, ambiental y público, problemas de comercialización de los productos, brotes de plagas secundarias y desarrollo de resistencia hacia los productos por parte de los insectos (Doutt y Smith 1971; Riley y Sparks 1995).

Painter (1951) y Smith (2005) mencionan que una herramienta fundamental y sostenible sin bio-riesgo, aceptada por el MIP es el uso de cultivares resistentes a insectos plaga.

Se han realizado algunos intentos para detectar fuentes de resistencia al picudo del chile en diferentes tipologías de chile cultivados y accesiones de programas de mejoramiento. Seal y Bondari (1999), Berny-Mier y Teran *et al.* (2013), Seal y Martin (2016) y Wu *et al.* (2019) encontraron diferencia significativa ($P \leq 0.05$) en la

preferencia del picudo del chile a los cultivares Hot Cherry y a diferentes genotipos de Habanero. Sin embargo, hasta la fecha no se han reportado cultivares resistentes al picudo del chile. Esto podría deberse a la falta de fuentes de resistencia y estudios sobre la base genética de este rasgo. Por tanto, la búsqueda de nuevas fuentes de resistencia a este insecto podría ser útil para los programas de mejoramiento en el desarrollo de cultivares de chile con diferentes niveles de resistencia a este insecto.

De acuerdo con Pickersgill (1997), el primer paso para el desarrollo de cultivares resistentes a enfermedades y plagas es el escrutinio de recursos genéticos silvestres y/o domesticados, los cuales serán utilizados posteriormente en los programas de mejoramiento genético de cultivos agrícolas.

Se ha informado una amplia variación genética de chile en diferentes regiones del país (Hernández-Verdugo *et al.*, 1998, 1999, 2001; González-Jara *et al.*, 2011; Pacheco-Olvera *et al.*, 2012; Retes-Manjarrez *et al.*, 2016, 2017, 2018). Los parientes silvestres y criollos del chile han demostrado ser fuentes de resistencia a importantes plagas insectiles como *Frankliniella occidentalis*, *Bemisia tabaci* y *Liriomyza trifolii* (Ferry y Schalk, 1991; Ballina-Gómez *et al.*, 2013a, 2013b; Berny-Mier y Teran *et al.*, 2013; Abdala-Roberts *et al.*, 2015).

El objetivo del presente estudio fue detectar fuentes de resistencia hacia el picudo del chile en genotipos silvestres y criollos de diferentes estados de México, especies y tipologías de chile.

II. ANTECEDENTES

2.1 Cultivo de chile

El chile es uno de los cultivos más importantes en el planeta. En este apartado se describe el centro origen del género *Capsicum* y los centros de domesticación de las distintas especies de chile cultivadas en México y el mundo, además, se resalta la importancia económica de este cultivo y las limitantes que afectan su producción.

2.1.1 Origen del chile

La región oeste del Amazonas, comprendida por Bolivia, el norte de Argentina y el sur de Brasil (Figura 1) es considerada centro de origen del género *Capsicum*, debido a que esta zona presenta el mayor número de especies silvestres pertenecientes a dicho género y disminuyen al alejarse de esta misma región, se pueden encontrar 11 especies en Brasil, 8 en Bolivia y Argentina, 7 en Perú y Ecuador, 6 en Colombia y 4 en México; actualmente el género *Capsicum* está formado por aproximadamente 31 especies (Pickersgill, 1984; Hernández-Verdugo *et al.*, 1999).



Figura 1. Área considerada centro de origen del Género *Capsicum*. Fuente: elaboración propia basada en la información de Pickersgill (1984) y Hernández-Verdugo *et al.* (1999).

2.1.2 Domesticación del chile

El chile es considerado como una de las primeras plantas domesticadas en el continente americano, durante su dispersión por el mismo ocurrieron múltiples e independientes procesos de domesticación de diferentes especies en distintos lugares: *C. chinense* en las tierras del río Amazonas; *C. baccatum* en Bolivia, *C. pubescens* en los Andes, *C. frutescens* en Costa Rica y posiblemente también en México y *C. annuum* en México (Figura 2) (Pickersgill, 1984; Hernández-Verdugo *et al.* 1999).

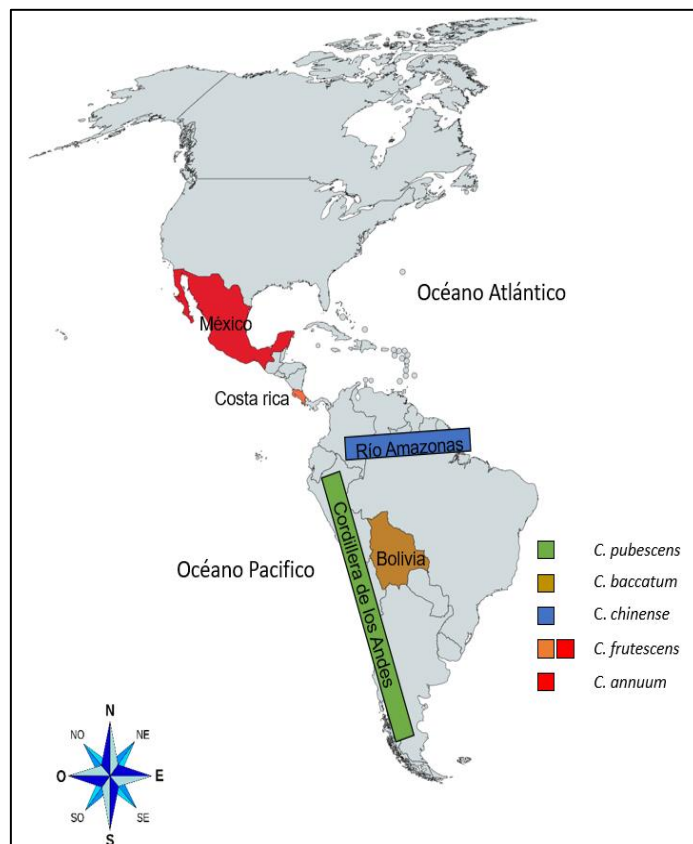


Figura 2. Centros de domesticación de las especies cultivadas de chile. Fuente: elaboración propia basada en la información de Pickersgill (1984) y Hernández-Verdugo *et al.* (1999).

2.1.3 Especies de chile presentes en México

En México se encuentran múltiples especies del género *Capsicum*. En condiciones silvestres se encuentran las especies *C. ciliatum*, *C. lanceolatum*, *C.*

annuum y *C. frutescens*; en condiciones de cultivo las especies *C. chinense*, *C. pubescens*, *C. frutescens* y *C. annum* (Figura 3), de estas *C. annum* es considerada económicamente la especie más importante ya que se cultiva en todas las zonas agrícolas del país, mientras que, el cultivo de las especies restantes se limita a la región sureste del país (Hernández-Verdugo *et al.*, 1999; Hernández-Verdugo, 2018).



Figura 3. Especies de chile cultivadas en México. a) *C. chinense*, b) *C. pubescens*, c) *C. frutescens* y d) *C. annum*. Fuente: elaboración propia.

2.1.4 Ubicación taxonómica del chile

De acuerdo con Hunziker (1979) el chile se clasifica taxonómicamente de la siguiente manera: reino: Plantae, división: Magnoliophyta, clase: Magnoliopsida, orden: Solanales, familia: Solanaceae, subfamilia: Solanoideae, tribu: Solanae, subtribu: Capsicinae, género: *Capsicum*.

2.1.5 Importancia económica del cultivo de chile

De acuerdo con la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación (FAO, por sus siglas en inglés), el cultivo del chile es uno de los más importantes a

nivel mundial. De acuerdo con la FAO (2019) en el año 2016 hubo a nivel mundial superficie cosechada de 1,930,818 ha, con una producción de 34,592,680 t y un rendimiento promedio de 17.91 t ha⁻¹, lo cual equivalió a un valor bruto de la producción aproximado de \$498,341,084,184.78.

América se ubica como el tercer continente con mayor superficie cosechada de chile, segundo continente con mayor producción en el mundo y valor bruto en la producción. En el año 2016 se cosecharon 257,565 ha, obteniendo una producción de 4,534,596 t, un rendimiento promedio de 17.60 t ha⁻¹ y un valor bruto de la producción aproximado de \$46,058,615,843.24; lo cual equivalió al 13.33% de la superficie sembrada, 13.10% de la producción y 9.24% del valor bruto de la producción del planeta (FAO, 2019).

México se encuentra posicionado como el segundo productor del cultivo de chile en el mundo y el primero en el continente americano. En el año 2016 se cosecharon 170,135 ha, obteniendo una producción de 3,279,909 t, un rendimiento promedio de 19.28 t ha⁻¹ y un valor bruto de la producción de \$24,141,737,240.00, lo cual representó el 66.05% del área total cosechada del cultivo, el 72.33% de la producción total y el 52.00% del valor bruto de la producción del continente americano; lo cual a su vez equivalió al 8.81% del área total cosechada del cultivo, 9.48 de la producción total y el 4.84% del valor bruto de la producción del planeta (FAO, 2019; SIAP, 2019).

Sinaloa es uno de los principales estados productores del cultivo de chile en México. En el año 2016 ocupó el cuarto lugar en superficie sembrada de este cultivo con 15,105 ha. En el mismo año, Sinaloa se posicionó como el segundo estado con mayor producción a nivel nacional con 637, 923 t y valor bruto de la producción con aproximadamente \$4,007,775,740.00, además, como el estado con mayor rendimiento por hectárea con un valor promedio de 45.20 t ha⁻¹ (SIAP, 2019).

2.1.6 Limitantes del cultivo de chile en México

El cultivo de chile a nivel nacional presenta diversas limitantes que reducen drásticamente la producción de este cultivo, dentro de estas limitantes destacan los factores bióticos debido a la gran afectación que ocasionan en el mismo; dentro de

estos factores sobresalen dos grandes grupos: los microorganismos fitopatógenos y los insectos fitófagos (Bravo-Lozano *et al.*, 2006; Velásquez-Valle *et al.*, 2013a, 2013b).

2.1.6.1. Fitopatógenos asociados al cultivo de chile

La productividad del cultivo de chile se ve afectada por diversas enfermedades ocasionadas por diferentes microorganismos fitopatógenos los cuales disminuyen drásticamente la población de plantas, el rendimiento y calidad del producto; los hongos, las bacterias, los nematodos y los virus son los microorganismos más importantes y frecuentemente observados atacando las plantas de este cultivo (Bravo-Lozano *et al.*, 2006; Velásquez-Valle *et al.*, 2013b).

En México el cultivo de chile se ve afectado por diversas enfermedades fúngicas ocasionadas por distintos agentes causales, destacando las siguientes: pudrición de la raíz, asociada a los patógenos *Phytophthora capsici*, *Rhizoctonia* spp., *Fusarium* spp. y *Verticillium* spp., ahogamiento o damping-off, asocia a los patógenos *Fusarium* spp., *Rhizoctonia* spp., *Pythium* spp. y *Alternaria* spp., y cenicilla polvorienta, provocada por el hongo *Oidiopsis* spp. (Bravo-Lozano *et al.*, 2006; Velásquez-Valle *et al.*, 2013b).

De igual manera, el cultivo de chile se ve limitado por diferentes enfermedades bacterianas, destacando las enfermedades: mancha bacteriana ocasionada por la bacteria fitopatógena *Xanthomonas campestris* pv. *Vesicatoria* y la enfermedad conocida como brotes cloróticos causada por la bacteria fitopatógena *Candidatus liberibacter* (Velásquez-Valle *et al.*, 2013b; Munyaneza *et al.*, 2009).

El cultivo de chile es atacado por diferentes géneros de nematodos, destacando los nematodos formadores de agallas de las raíces pertenecientes al género *Meloidogyne*, otros nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de chile son *Aphelenchoides* spp., *Pratylenchus* spp., *Aphelenchus* spp., *Ditylenchus* spp. y *Heterodera* spp. (Bravo-Lozano *et al.*, 2006; Velásquez-Valle *et al.*, 2013b).

Velásquez-Valle *et al.* (2013a, 2013b) reportan que el cultivo de chile es afectado en diferente grado por diversos virus, destacando los siguientes: virus del mosaico de la alfalfa (AMV), virus mosaico del tabaco (TMV) virus jaspeado del tabaco

(TEV), virus mosaico del pepino (CMV), virus “Y” de la papa (PVY), virus moteado del chile (PepMoV), virus de la marchitez manchada del jitomate (TSWV), virus huasteco del chile (PHYVV), virus mosaico dorado del chile (PepGMV) y virus moderado y severo de las puntas rizadas del betabel (BMCTV).

2.1.6.2. Insectos fitófagos asociados al cultivo de chile

De igual manera que los microorganismos fitopatógenos, los insectos fitófagos también disminuyen de una manera considerable la productividad del cultivo de chile al reducir drásticamente la población de plantas, el rendimiento y calidad del producto; existe un gran número de insectos que se alimentan de los diferentes órganos vegetales de las plantas de chile, entre los más importantes se encuentran los siguientes: grillo *Achaeta assimilis*, conchilla prieta *Blapstinus* spp., pulga saltona *Epitrix* spp., diabroticas *Diabrotica* spp., minador de la hoja *Liriomiza* spp., trips *Frankliniella* spp., pulgón verde *Myzus persicae*, gusanos *Spodoptera* spp., *Heliothis* spp. y *Manduca* spp., mosquita blanca *Bemisia tabaci* y, por último, el picudo del chile *Anthonomus eugenii* el cual, es considerado como uno de los insectos más importante asociados a este cultivo en las diversas regiones donde se encuentra establecido (Garza-Urbina, 2001; Bravo-Lozano *et al.*, 2006).

2.2 Picudo del chile

El picudo del chile es una de las principales limitantes del cultivo de chile en México y Sinaloa. Este apartado hace mención del origen y distribución de este, así mismo, describe múltiples parámetros biológicos y morfológicos, así como, el manejo actual que se le da a este insecto en la agricultura comercial.

2.2.1 Origen

El picudo del chile fue descrito por primera vez en el año de 1894 por el Dr. Donaciano Cano y Alcacio en el estado de Guanajuato, México (Figura 4), a partir de especímenes colectados en cultivos de chile (Cano, 1894).



Figura 4. Guanajuato, México lugar donde fue descrito *Anthonomus eugenii* por primera vez. Fuente: elaboración propia basada en la información de Cano (1894).

2.2.2 Ubicación taxonómica

De acuerdo con Arnett (1973) el picudo del chile se clasifica taxonómicamente de la siguiente manera: filum: Artropoda, subfilum: Mandibulata, clase: Insecta, orden: Coleóptera, suborden: Polífaga, superfamilia: Curculionoidea, familia: Curculionidae, subfamilia: Anthonominae, tribu: Anthonomini, género: *Anthonomus* y especie: *eugenii*.

2.2.3 Distribución

A. eugenii es originario de México, actualmente se ha extendido a numerosas áreas productivas del cultivo de chile en los Estados Unidos de América, América Central, las islas del Caribe, la Polinesia Francesa, Canadá y la región del Mediterráneo (Figura 5), donde se ha encontrado dañando múltiples cultivos de chile en condiciones de invernaderos y campo abierto, comportándose como una plaga clave en los mismos (Walker, 1905; McGuire y Crandall, 1967; Abreu y Cruz, 1985; Hammes y Putoa, 1986; Costello y Gillespie, 1993; Speranza *et al.*, 2014).

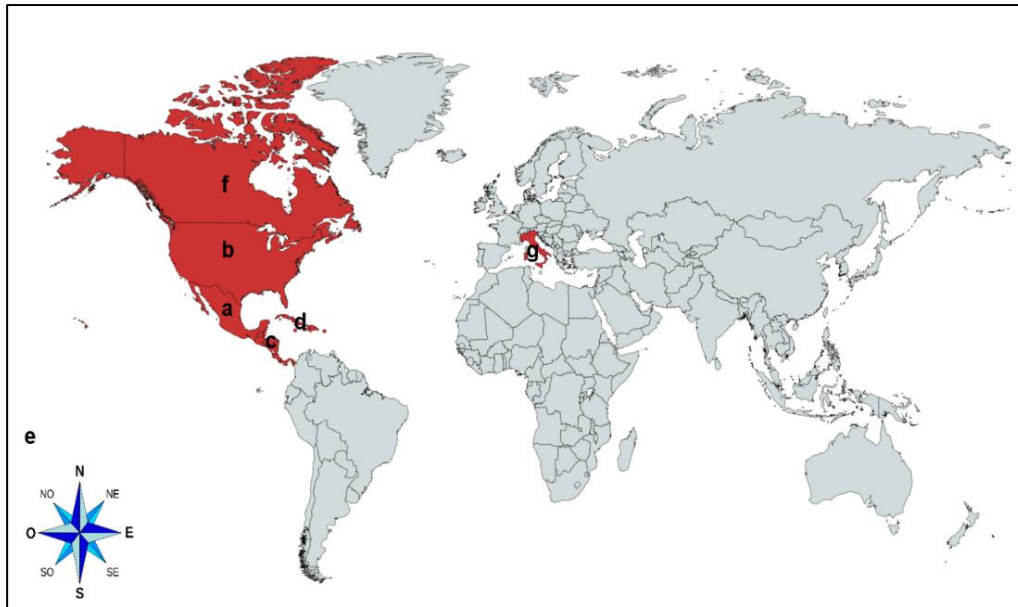


Figura 5. Distribución actual de *Anthonomus eugenii*. a) México, (b) Estados Unidos de América, (c) América Central, (d) islas del Caribe, (e) Polinesia Francesa, (f) Canadá y (g) la región del Mediterráneo. Fuente: elaboración propia basada en la información de Walker (1905), Berry (1959), McGuire y Crandall (1967), Abreu y Cruz (1985), Hammes y Putoa (1986), Costello y Gillespie (1993), y Speranza *et al.* (2014).

2.2.4 Hospederos

A. eugenii es un insecto oligófago, únicamente se alimenta de plantas de la familia Solanácea, posee una notable preferencia por todas las especies del género *Capsicum* (Cortez-Mondaca, 2008). Capinera (2002) señala a los géneros *Solanum*, *Physalis*, *Datura*, *Petunia* y *Nicotiana* como fuentes de alimentación alterna para el estado adulta. La reproducción del picudo del chile, sin embargo, es sumamente específica, la cual se limita a las especies del género *Capsicum* y a escasas del género *Solanum* (Addesso *et al.*, 2007). Patrock y Schuster (1992) señalan a las especies *Solanum americanum*, *S. pseudogracile*, *S. eleagnifolium* y *S. carolinense* como hospederos alternos de *A. eugenii*, donde completa su ciclo de vida tanto en flores como en frutos, con excepción de *S. americanum* donde no observaron oviposición en flores.

2.2.5 Ciclo biológico

El apareamiento y oviposición del picudo del chile inician 2-3 días después de la emergencia del estado adulto de los órganos fructíferos donde fueron confinados para su desarrollo; los huevos son depositados por las hembras en botones florales y frutos, su período de incubación varía de 3-5 días, las larvas emergidas de los huevos se alimentan de los mismos órganos, el estado de larva tiene 3 instares con una duración promedio de 1.7, 2.2 y 8.4 días, respectivamente, en el último instar se incluye el periodo pre-pupal el cual consta de 4.9 días donde la larva crea la celda pupal a partir de secreciones anales, el período de desarrollo promedio del estado de pupa es de 4.7 días con un rango de 3-6, por último, el estado adulto emerge de la pupa después de 2-3 días, la longevidad de este estado es variable pudiendo llegar hasta 3 meses con alimento disponible y 1-3 semanas sin el mismo (Figura 6) (Elmore *et al.*, 1934; Riley y Sparks, 1995; Capinera, 2002). *Anthonomus eugenii* puede llegar a tener hasta 8 generaciones al año, la duración de cada una va a depender de las condiciones climáticas (2 semanas en climas calurosos, 3 en climas templados y 6 en climas fríos) (Riley y Sparks, 1995).

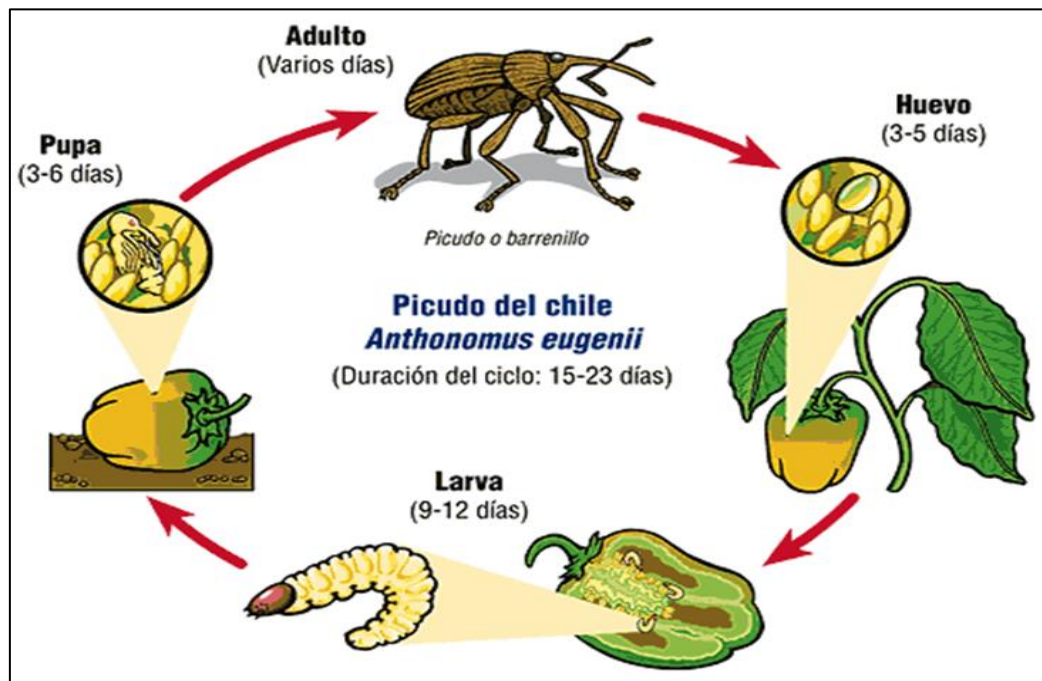


Figura 6. Duración del ciclo biológico de *Anthonomus eugenii*. Fuente: Sistema de Alerta Fitosanitaria del Estado de Guanajuato (SIAFEG) (2018).

2.2.6 Morfología

El picudo del chile es un insecto con metamorfosis holometábola, es decir, su desarrollo comprende los estados de huevo, larva, pupa y adulto (Figura 7); los huevos son inicialmente de coloración blanquecina, al poco tiempo de ser depositados adquieren un tono amarillento, son de forma ovalada, miden 0.53 mm de largo y 0.39 mm de ancho (Elmore *et al.*, 1934; Riley y Sparks, 1995; Capinera, 2002).

El cuerpo de las larvas es blanco-grisáceo, mientras que la cabeza posee una coloración café-amarillenta. Carecen de patas y poseen pocas setas corporales. El estado larval tiene instares, el primero mide 0.8-1.5 mm, el segundo 1.3-2.6 mm y el último 2.2-5.0 mm (Elmore *et al.*, 1934; Riley y Sparks, 1995; Capinera, 2002).

Las pupas recién formadas son de color blanco, al desarrollarse su coloración cambia a un tono amarillo, poseen ojos color café. La pupa resalta la forma del adulto con la excepción de que las alas no están completamente desarrolladas, posee largas sedas en el protórax y abdomen (Elmore *et al.*, 1934; Riley y Sparks, 1995; Capinera, 2002).

Los adultos recién emergidos de la pupa poseen una coloración café claro, 2-3 días de después de emergidos su coloración cambia a un tono más oscuro, su tamaño varía entre 2.0-3.5 mm de longitud y 1.5-1.8 mm de ancho, la forma de su cuerpo es ovalada y está fuertemente arqueada, posee un pico o rostro típico de su género, el tórax y los élitros están cubiertos con pequeñas escamas, las antenas son largas y se expanden notoriamente en la punta, y cada uno de los fémures anteriores posee una espina pronunciada (Elmore *et al.*, 1934; Riley y Sparks, 1995; Capinera, 2002).



Figura 7. Estados biológicos de *Anthonomus eugenii*. a) huevo, b) larva, c) pupa y d) adulto. Fuente: elaboración propia.

2.2.6.1 Diferenciación de sexo

De manera general para diferenciar sexo en las diferentes especies de insectos pertenecientes al género *Anthonomus* se utilizan los siguientes caracteres propuestos por Dietz (1891): las hembras poseen un pico más delgado y ligeramente más largo que el macho, pero usualmente menos pinchado (marcado) y más brillante, además, las antenas de las hembras se encuentran posicionadas más cerca de la base del mismo, por último, en el abdomen de los machos visto de manera dorsal se distinguen claramente 8 segmentos, el segmento terminal (pigidio) no está totalmente cubierto por el propigidio como en hembras. Sin embargo, diversos autores difieren sobre la veracidad de estos caracteres para determinar con precisión el sexo del picudo del chile (Elmore *et al.*, 1934; Patrock, 1986).

Son pocos los trabajos que se han realizado con el objetivo de determinar caracteres particulares que permitan diferenciar con precisión el sexo de los adultos del picudo del chile. Eller (1995) utilizando un microscopio estereoscópico con un aumento de 80x, determinó que un carácter distintivo para sexar a *A. eugenii* es el tamaño del mucrón (espolón) de la metatibia, señalando que los mucrones de los machos son más largos, curvos y gruesos que los de la hembra (Figura 8).

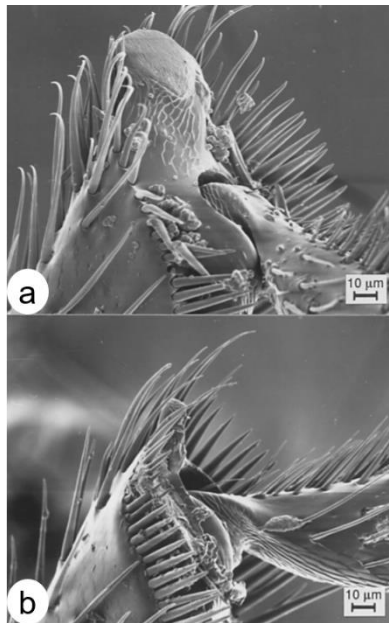


Figura 8. Característica morfológica distintiva entre sexos del picudo del chile. a) macho y b) hembra. Fuente: Eller (1995).

2.2.7 Hábitos y comportamiento

El picudo del chile es la principal limitante del cultivo de chile durante sus etapas fisiológicas de floración y fructificación, características biológicas tales como alta fecundidad, longevidad, capacidad de sobrevivencia incluso sin alimentación, capacidad de vuelo, largo periodo de oviposición, y capacidad de alimentarse de hospederas alternas, hacen al picudo una plaga extremadamente dañina y difícil de controlar (Torres-Ruíz y Rodríguez-Leyva, 2012).

2.2.7.1 Oviposición

Las hembras del picudo de chile depositan sus huevos en las paredes de botones florales, flores y frutos de manera individual, prefiriendo estos últimos, además, evitan depositar sus huevos en los órganos vegetativos que han sido previamente ovipositados (Addesso *et al.*, 2007). El número promedio diario de oviposiciones por hembra es de 5-7, alcanzado durante toda su vida reproductiva un promedio de 341, sin embargo, pueden llegar a depositar hasta 600 huevos (Capinera, 2002).

2.2.7.2 Alimentación

La alimentación de las larvas del picudo del chile se encuentra confinada al órgano vegetal donde fue previamente depositado su estado anterior; las larvas inmediatamente después de emerger del huevo comienzan a alimentarse de los tejidos aledaños al sitio de oviposición. Las larvas pueden alimentarse y desarrollarse en la pared del fruto, sin embargo, a menudo se encuentran alimentándose de las semillas y/o la placenta de los frutos (Figura 9) (Elmore *et al.*, 1934; Riley y Sparks, 1995; Capinera, 2002). Sí la cantidad de alimento es insuficiente la larva muere o se transforma en un adulto enano; los adultos que emergen de los botones florales son de menor tamaño que los adultos normales (Elmore *et al.*, 1934).



Figura 9. Larva de picudo del chile alimentándose de los tejidos interiores de un fruto de chile. Fuente: elaboración propia.

Los adultos del picudo del chile recién emergidos de la pupa se encuentran confinados al órgano vegetal (botón floral o fruto) donde fueron ovipositados y posteriormente se alimentaron, desarrollándose sus estados inmaduros hasta llegar al estado adulto; utiliza su aparato bucal tipo masticador para formar un agujero de emergencia en la pared del órgano vegetal, iniciando la alimentación justo después de la emergencia (Figura 10) (Riley y Sparks, 1995; Capinera, 2002). Los adultos prefieren alimentarse de los botones florales, flores y frutos, en las flores y botones florales se alimentan de los tejidos que forman los estambres y anteras (Figura 11), en el caso de los frutos se alimentan directamente de la pared de éste (Torres-Ruíz y Rodríguez-Leyva, 2012). Sin embargo, en ausencia de estos órganos vegetativos, los adultos se alimentan directamente del follaje tierno de las plantas de chile (Figura 12) (Elmore *et al.*, 1934).



Figura 10. Frutos de chile con agujeros de emergencia del estado adulto. Fuente: elaboración propia.



Figura 11. Adultos del picudo de chile alimentándose de botones florales y flores de chile. Fuente: elaboración propia.



Figura 12. Adulto del picudo del chile alimentándose del follaje tierno de una planta de chile. Fuente: elaboración propia.

2.2.7.3 Reproducción

La copulación inicia 2-3 días después de la emergencia de los adultos (Figura 13) (Riley y Sparks, 1995). Los machos son muy activos, un macho es capaz de fecundar a varias hembras; una copulación es suficiente para asegurar la fertilidad de la hembra durante toda su vida; el periodo entre la copulación y el inicio de la postura de los huevos varía de acuerdo con las condiciones climatológicas y/o épocas del año, en verano el intervalo es no más de 2 días, en el caso de las épocas otoño, invierno e inicios de primavera puede tardar hasta 8 días (Elmore *et al.*, 1934).



Figura 13. Copulación de adultos del picudo del chile. Fuente: elaboración propia.

2.2.7.4 Supervivencia

El picudo de chile sobrevive a la ausencia de cultivos de chile alimentándose y reproduciéndose plantas hospederas específicas (2.2.4 Hospederos), hasta la fecha no se ha observado estado de hibernación en este artrópodo (Patrock y Schuster, 1992).

2.2.7.5 Producción de feromonas

Los estudios realizados por Patrock (1986) y Eller *et al.* (1994) indican que los adultos machos del picudo del chile producen feromona de tipo agregación, la cual tiene la particularidad de atraer adultos independientemente de su sexo.

2.2.7.6 Atracción compuestos volátiles de plantas

Los insectos fitófagos utilizan diferentes señales para ubicar sus plantas hospederas, dentro de estas señales destaca la atracción hacia los compuestos volátiles de las plantas. Adesso *et al.* (2009) demostraron en un ensayo bajo condiciones controladas que el picudo del chile es atraído por los compuestos volátiles de sus plantas hospederas aún en la ausencia de estímulos visuales y de feromonas.

Adesso *et al.* (2011) determinaron en múltiples ensayos que el comportamiento del picudo del chile se ve modificado por los volátiles liberados por las plantas dañadas,

encontrando una significativa preferencia hacia las plantas dañadas en etapas fenológicas de floración, también determinaron que el insecto prefiriere plantas con daños recientes sobre plantas con daños viejos; en estos estudios no encontraron diferencia significativa entre sexos.

2.2.8 Daños y síntomas

Las pérdidas causadas por el picudo del chile en la producción de este cultivo pueden ser superiores al 50% en escenarios de infestaciones tempranas, severas y/o en ausencia de un control adecuado para este insecto fitófago (Elmore *et al.*, 1934; Riley y Sparks, 1995). Rodríguez-Leyva *et al.* (2012) determinaron que las pérdidas económicas en México debido al picudo del chile ascienden aproximadamente entre 70 a 80 millones de dólares anuales.

2.2.8.1 Daños y síntomas del estado de larva

La abscisión y/o malformación de los botones florales y frutos prematuros como consecuencia de los hábitos larvales son el daño principal que conduce a grandes pérdidas en la producción (Figura 14) (Elmore *et al.*, 1934; Riley y Sparks, 1995). El daño producido por la alimentación de larvas en el interior de botones florales y frutos provoca un amarillamiento en el cáliz y pedúnculo de estos órganos, a medida que las larvas continúan desarrollándose, la unión del pedúnculo con el resto de la planta se marchita provocando su caída prematura (Capinera, 2002; Torres-Ruíz y Rodríguez-Leyva, 2012).



Figura 14. Frutos de chile con síntomas típicos de daños causados por la alimentación de larvas del picudo del chile. Fuente: elaboración propia.

2.2.8.2 Daños y síntomas del estado adulto

El estado adulto del picudo del chile del chile se alimenta de hojas tiernas, botones florales, flores y frutos; la alimentación en botones y frutos muy pequeños regularmente ocasiona su caída. Cuando la densidad poblacional del insecto es alta, la alimentación en frutos medianos y grandes puede formar cicatrices que pueden restar valor estético en el mercado (Elmore *et al.*, 1934; Torres-Ruíz y Rodríguez-Leyva, 2012).

Las marcas por oviposición ocasionadas por las hembras adulto del picudo del chile en botones florales y frutos son pequeñas y profundas, posteriormente de al depósito del huevo, los sitios de ovipostura son cubiertos por un líquido claro-amarillento, el cual se endurece, sellando el agujero, cambiando de coloración hasta llegar a una tonalidad oscura, dejando una cicatriz en la pared del órgano vegetal; para el caso de las marcas por alimentación ocasionadas por el estado adulto del picudo del chile en botones florales y frutos son superficiales, adquiriendo una coloración oscura, son de mayor tamaño que las marcas por oviposición (Elmore *et al.*, 1934). Las marcas por alimentación en el follaje tierno de plantas de chile ocasionadas por el estado adulto del picudo son pequeñas e irregulares.

2.2.9 Umbral de acción

El manejo del picudo del chile se ha basado en gran medida en la constante aplicación de productos químicos, por tanto, es fundamental conocer el momento idóneo para realizar estas aplicaciones químicas y así reducir los daños ocasionados por este insecto. Andrews *et al.* (1986) determinaron con base en 2 experimentos consecutivos que el mejor umbral de acción o momento idóneo para para iniciar las aplicaciones químicas para reducir las poblaciones del picudo del chile fue cuando se encontrara de 1 a 2 adultos en 100 brotes terminales. Cartwright *et al.* (1990) compararon resultados de múltiples umbrales de acción en 3 estudios, concluyeron que el mejor momento para iniciar el control químico es cuando se tiene el 5 % de botones con daños. Riley *et al.* (1992a) indicaron que el mejor y más conservador umbral de acción para realizar aplicaciones de plaguicidas bajo un esquema comercial

contra el picudo del chile es al encontrar 1 adulto por 400 plantas, inspeccionando 2 botones por planta.

2.2.10 Muestreo

El muestreo de adultos de picudo del chile es una herramienta fundamental que permite conocer el umbral de acción contra este insecto, es decir, determinar el momento indicado de iniciar un control sobre este insecto. Riley *et al.* (1992b) realizaron diversos estudios de muestreo de adultos de picudo del chile en diferentes partes de la planta, observando significativamente un número mayor de adultos en los frutos inmaduros, además, determinaron que el número de adultos varía durante el día, encontrándose un mayor número de insectos por la mañana. Andrews *et al.* (1986) determinaron que el horario óptimo para realizar el muestreo del picudo del chile es de 8-11 a. m. Riley y Sparks (1995) recomiendan realizar un muestreo dirigido a los márgenes exteriores de los cultivos de chile debido a que en estas zonas se encuentra un mayor número de picudos que en el centro de estos, por tanto, se obtiene un mejor panorama de la densidad y distribución del insecto, reduciendo el tiempo de exploración. Riley y Schuster (1994) determinaron que el uso de trampas pegajosas, especialmente las de color amarillo, son una herramienta útil para capturar adultos de picudo del chile, calcularon que una trampa (375 cm²) equivale a muestrear 50 brotes terminales.

2.2.11 Signos de infestación

Diversos autores concuerdan que el principal signo de infestación que identifica y alerta en mayoría de los casos al productor es el desprendimiento de botones florales y/o frutos inmaduros con la sintomatología característica (2.2.8.1 daños y síntomas del estado de larva y 2.2.8.2 daños y síntomas del estado adulto) de haber sido dañados el picudo del chile (Figura 15) (Elmore *et al.*, 1934; Capinera, 2002; Torres-Ruíz y Rodríguez-Leyva 2012).



Figura 15. Desprendimiento de frutos con síntomas típicos de daños causados por el picudo del chile. Fuente: elaboración propia.

2.2.12 Diseminación

Durante el ciclo productivo del cultivo de chile la diseminación del insecto entre cultivos aledaños ocurre principalmente debido a su capacidad de vuelo, otras acciones que diseminan en mayor distancia el insecto es el transporte de botones florales, frutos e inclusive plantas jóvenes infestadas por el mismo (Elmore *et al.*, 1934).

2.2.13 Manejo

El control del picudo del chile se ha basado en un manejo integrado de plagas (MIP) enfocado principalmente en el control cultura y químico, los cuales han demostrado ser parcialmente efectivos (Riley y Sparks 1995; Avendaño-Meza *et al.*, 2016). Torres-Ruíz y Rodríguez-Leyva (2012) definen el MIP como un sistema que manipula las poblaciones de organismos plaga, aplicando diversas estrategias compatibles entre sí para prevenir poblaciones que causen daño de importancia en el cultivo, siempre basado en datos obtenidos de monitoreos, muestreos, conocimiento de biología de las plagas, información ambiental, y de la tecnología disponible para prevenir niveles inaceptables de daño.

2.2.13.1 Control cultural

Con el empleo de prácticas culturales previamente meditadas el productor tiene la oportunidad de reducir las poblaciones de los insectos plagas. Múltiples autores recomiendan implementar diversas prácticas tales como la destrucción inmediata del cultivo de chile después de la última cosecha, la oportuna eliminación de los hospederos alternos del insecto dentro, y fuera del predio, así como, evitar las localidades con historial de fuerte daños debido al picudo del chile y realizar rotación de cultivos con aquellos no susceptibles al insecto, esto con el objetivo de disminuir las poblaciones del mismo (Elmore *et al.*, 1934; Riley y Sparks 1995; Torres-Ruíz y Rodríguez-Leyva, 2012).

2.2.13.2 Prácticas legales

De acuerdo con la Norma Oficial Mexicana PROY-NOM-081-FITO-2001 el picudo del chile es considerado un insecto plaga de importancia cuarentenaria en la nación, por tanto, ésta norma exige a los productores se apeguen a las fechas de siembra, cosecha y destrucción de residuos del cultivo de chile (DOF, 2002).

2.2.13.3 Prácticas mecánicas

La recolección, remoción y posterior destrucción de órganos vegetales infestados por el picudo del chile en una escala apropiada es una importante manera de destruir principalmente los estados inmaduros del insecto (Capinera, 2002). Torres-Ruíz y Rodríguez-Leyva (2012) sugieren en condiciones protegidas mantener la hermeticidad de los invernaderos.

2.2.13.4 Prácticas etológicas

El uso de trampas pegajosas y/o con feromonas de agregación, es una valiosa herramienta de muestreo. Eller *et al.* (1994) mencionan que el uso de estas trampas es un buen método de control cuando las poblaciones del picudo del chile son bajas. Riley y Schuster (1994) determinaron que el picudo del chile es significativamente más atraído por trampas de color amarillo (300 cm²) suspendidas a 10-60 cm sobre el suelo.

2.2.13.5 Control biológico

El control es considerado como una piedra angular en el MIP. Palma y Serrano (1997) evaluaron en condiciones de laboratorio el efecto de extractos vegetales sobre el picudo del chile, encontrando diferencia en la reducción del consumo foliar del insecto y mortalidad de este, siendo los tratamientos extracto de semilla de madrecacao, higuerillo, chile chiltepe, cascara de fruto de chile chiltepe y chile var. cola de gallo los mejores. Carballo *et al.* (2001) realizaron un estudio en condiciones de laboratorio con el objetivo de evaluar diferentes aislamientos de *Beauveria bassiana* sobre el picudo del chile, encontrando a los aislamientos 447, RL9-1,113, 9205, 9218, 9006, 35 y 290 como los de mayor potencia para el control del insecto. Rodríguez-Leyva *et al.* (2007; 2012) describen a los siguientes parasitoides atacando al picudo del chile: *Triaspis eugenii*, *Urosigalphus* sp., *Bracon* spp., *Catolaccus hunteri*, *Eurytoma* spp., *Eupelmus* sp. y *Ceratoneura* sp.

2.2.13.6 Control químico

El uso de control químico es el principal método de control actual empleado para reducir las poblaciones del picudo del chile. El estado adulto es el único vulnerable a este tipo de control debido a que el resto de los estados del picudo de chile se desarrollan dentro de los órganos vegetativos, evitando así el contacto de los insecticidas (Addesso *et al.*, 2014). Los insecticidas autorizados para el combate del picudo del chile en México son: azinfos metil, cyflutrin, betacyflutrin, carbaril, paratión metil, clorpirifós etil, diflubenzuron, fenvalerato, lambda-cihalotrina, malatión, cipermetrina, metomilo, oxamil, thiacloprid y thiametoxam (COFEPRIS, 2016). Sin embargo, se ha demostrado que el picudo del chile ha desarrollado resistencia a estos productos sintéticos debido al empleo excesivo de los mismos, así como al no respetar dosis recomendadas por los fabricantes; múltiples bioensayos en distintos lugares y ciclos de siembra determinaron que en el estado de Sinaloa existen poblaciones de picudo del chile con altos niveles de resistencia a los diversos insecticidas tales como malatión, oxamil y thiametoxam (Avendaño-Meza *et al.* 2015, 2016, 2017).

2.2.13.7 Control genético

A nivel mundial, el uso de genotipos resistentes a insectos plaga en la agricultura ha sido una herramienta de control efectiva y complementaria con el manejo integrado de plagas (MIP), la cual ha permitido reducir las poblaciones de insectos sin afectar el medio ambiente, permitiendo a los productores tener una mayor rentabilidad en los cultivos (Painter, 1951; Smith, 2005). Múltiples autores mencionan en sus investigaciones que la elección del cultivar de chile a emplearse es una decisión importante en el manejo cultural de MIP diseñado a combatir al picudo del chile al reducir la susceptibilidad o a sincronizar la caída de frutos infestados (Seal y Martin 2016; Wu *et al.*, 2019).

Sin embargo, a la fecha es reducido el número de trabajos que se han realizado con el objetivo de buscar o detectar fuentes de resistencia a picudo del chile, aunado a eso, la totalidad de las escasas investigaciones realizadas se han enfocado en detectar resistencia de tipo antixenosis en diferentes tipologías de cultivares comerciales y accesiones de programas de mejoramiento de las especies *C. annuum* y *C. chinense*, dejando a un lado el escrutinio en genotipos silvestres y criollos en las diferentes especies de chile domesticadas y el estudio de los mecanismos de resistencia vegetal restantes que poseen las plantas para combatir a los insectos que las dañan. Por lo anterior, es importante continuar e incrementar los estudios de nuevas fuentes de resistencia al picudo del chile que ayuden al diseño de futuros programas de mejoramiento genético enfocados en desarrollar cultivares resistentes a este insecto.

2.3 Resistencia vegetal a insectos

A nivel mundial, el uso de plantas resistentes en la agricultura ha sido una alternativa de manejo a distintos insectos fitófagos. Este apartado hace una compilación de la limitada información generada en los escasos estudios enfocados en detectar fuentes de resistencia en distintos genotipos cultivados de chile resistentes al picudo del chile. A la vez, el objetivo de este apartado es resaltar el uso genotipos silvestres y criollos como potenciales fuentes de resistencia a este insecto.

2.3.1 Plantas resistentes a insectos

Expertos en el área de la resistencia vegetal a insectos fitófagos en la agricultura describen a una planta resistente como aquella que, debido a la suma de sus características heredadas, es menos dañada que otra planta en igualdad de condiciones; a su vez, los mismos autores señalan que existen 3 mecanismos de defensa que poseen las plantas para defenderse de los insectos, los tipos de resistencia son: tolerancia, antixenosis (preferencia) y antibiosis (Painter, 1951; Smith, 2005).

2.3.2 Mecanismos de resistencia vegetal hacia los insectos

A la fecha, se han descrito 3 mecanismos de resistencia vegetal que poseen y utilizan las plantas para combatir a los insectos que se alimentan de ellas; se dice que una planta posee resistencia tipo tolerancia cuando las plantas tienen la habilidad de resistir o recuperarse de daños causados por los insectos; las plantas presentan resistencia tipo antixenosis cuando las diferentes características de las plantas afectan negativamente el comportamiento de los insectos durante los procesos de colonización, llevando a que estos elijan a otra planta como hospedero; finalmente, las plantas poseedoras de resistencia tipo antibiosis afectan negativamente la biología de los insectos que usan a dicha planta como hospedero, interfiriendo en sus ciclos biológicos, reproducción, supervivencia, entre otros parámetros (Painter, 1951; Smith, 2005).

2.3.3 Pasos a seguir para el desarrollo de cultivares resistentes

El primer paso para el desarrollo de cultivares resistentes a enfermedades e insectos es la búsqueda de fuentes de resistencia a estas limitantes en recursos genéticos silvestres y/o domesticados, con la finalidad de ser utilizados en los programas de mejoramiento genético de cultivos agrícolas (Pickersgill, 1997). De acuerdo con Retes-Manjarrez et al. (2017) el segundo paso deseable es analizar la base genética de las características deseables para diseñar el mejor modelo de mejora genética para la introgresión de ellos los genotipos deseados, y el tercer paso sería llevar a cabo el plan.

2.3.4 Genotipos silvestres y criollos como fuentes de resistencia

Genotipos silvestres y domesticados han sido exitosamente utilizados en programas de mejoramiento genético de cultivos con la finalidad de mejorar sus características agronómicas deseables y resolver distintas limitantes en los mismos, como lo son, las condiciones climáticas, enfermedades e insectos plaga (Allard, 1999; Blum, 2018). Una extensa variación genética ha sido descrita en los centros de origen de las distintas plantas cultivables (Harlan, 1971; Vavilov, 1992). México es considerado el centro de origen de la especie domesticada *C. annuum*, la cual es la especie mayormente cultivada en este país y en el mundo, también es considerada a nivel mundial la especie con mayor variación genética (Pickersgill, 1997; Kraft et al. 2014). Una amplia variación genética ha sido reportada en diferentes regiones del país (Hernández-Verdugo *et al.*, 1998, 1999, 2001; González-Jara *et al.*, 2011; Pacheco-Olvera *et al.*, 2012; Retes-Manjarrez *et al.*, 2016, 2017, 2018). Los parientes silvestres y criollos de los chiles cultivados han demostrado ser importantes fuentes de resistencia a diferentes insectos clave en este cultivo, como lo son *Frankliniella occidentalis*, *Bemisia tabaci* y *Liriomyza trifolii* (Ferry y Schalk, 1991; Ballina-Gómez *et al.*, 2013a, 2013b; Berny-Mier y Teran *et al.*, 2013).

2.3.5 Fuentes de resistencia a Curculiónidos.

Múltiples y diversos estudios se han realizado con el objetivo de detectar genotipos resistentes a insectos claves en la agricultura pertenecientes al Orden Coleóptera y específicamente a la familia Curculionidae. Dembilio *et al.* (2009) realizaron un estudio con el fin de evaluar la resistencia vegetal de las palmas *Washingtonia filifera* y *Chamaerops humilis* hacia el picudo rojo de las palmas *Rhynchophorus ferrugineus* Olivier, determinaron que la especie *W. filifera* tuvo significativamente un menor porcentaje de infestación por el picudo que la especie control *Phoenix canariensis* y que este resultado se basa en que esta especie tiene resistencia tipo antibiosis a este insecto. da Silva *et al.* (2016) evaluaron la resistencia de 22 variedades de arroz hacia el picudo de granos almacenados *Sitophilus oryzae* L., detectaron que las variedades Bonança, Esmeralda y Rio Verde poseen mecanismos de resistencia tipo antixenosis y antibiosis ya que tuvieron

significativamente un mayor rango de mortalidad, un menor rango de adultos emergidos y un menor consumo del grano. Por su parte, Adetunji (1987) evaluó la resistencia de 20 cultivares de sorgo hacia el picudo *S. oryzae*, encontrando que el cultivar más resistente Tanzano 303 tuvo un menor número de huevos depositados, un mayor tiempo de desarrollo del insecto y la mayor mortalidad de larvas en el interior de las semillas, indicando que mecanismos de resistencia tipo antixenosis y antibiosis están presentes en este cultivar de sorgo almacenado.

2.3.5.1 Fuentes de resistencia a *Anthonomus* spp.

Con respecto al género *Anthonomus*, Mody et al. (2015) evaluaron 6 cultivares de manzana con la finalidad de evaluar la preferencia y el desarrollo biológico del picudo de las flores del manzano *A. pomorum*, señalaron al genotipo Julia como el cultivar con el menor nivel de flores infestadas por el insecto y a Rewan como el genotipo con mayor tiempo requerido por el picudo para completar su ciclo biológico.

A su vez se han desarrollado trabajos con la finalidad de identificar genotipos resistentes al picudo del algodón *A. grandis*, Douglas (1966) evaluó 45 líneas experimentales de algodón y 2 cultivares comerciales con la finalidad de detectar resistencia tipo antibiosis, determinó que la línea de algodón 136-2 fue la que expresó significativamente el mayor nivel de resistencia a este insecto. Por su parte, Bailey et al. (1967a) utilizando implante de huevos del picudo del algodón estudiaron la resistencia tipo antibiosis a los estados inmaduros de este insecto en 12 líneas de distintas especies del género *Gossypium*, determinaron que las líneas *G. arboreum*, *G. thurberi*, *G. davidsonii* y *G. hirsutum* SA 13 mostraron el mayor nivel de resistencia y son dignas de seguir siendo estudiadas. Bailey et al. (1967b) estudiaron la mortalidad de los diferentes estados biológicos del picudo del algodón en 2 diferentes estudios, en invernadero y en jaulas entomológicas, con 6 y 8 líneas, respectivamente; encontraron en ambos ensayos una alta mortalidad en el estado de larva, sin embargo, la mortalidad del estado adulto varió entre estudios encontrando un mayor nivel en las jaulas, concluyeron que las líneas SA 13 (*G. hirsutum*), Pima S-2 (*G. barbadense*), *G. davidsonii*, *G. thurberi*, y *G. arboreum* tuvieron un buen nivel de antibiosis en los estados inmaduros del insecto, por tanto, merecen seguir siendo estudiadas.

2.3.5.1 Fuentes de resistencia a *Anthonomus eugenii*

Berdegue *et al.* (1994) buscaron resistencia a *A. eugenii* en 23 líneas resistentes a virus y 12 cultivares comerciales de Chile de diferentes tipologías establecidas en condiciones de campo abierto, encontrando que el daño por el insecto en los frutos se debía a la disponibilidad de estos y no a caracteres de resistencia de las plantas, señalaron a los cultivares Hot Cherry y Habanero como resistentes. Seal y Bondari (1999), estudiaron 11 variedades de Chile en condiciones de campo, concluyeron que existe una correlación positiva entre el número de frutos infestados por *A. eugenii* por planta con el número total de frutos en la misma, señalaron a los cultivares Hot Cherry y Habanero como resistentes. Berny-Mier y Teran *et al.* (2013) evaluaron 5 líneas de Chile habanero en condiciones de campo, plantearon la posibilidad de que la selección de frutos atacados por el picudo esté determinada por caracteres morfológicos de la planta como tamaño de fruto, encontrando que la línea G36 tuvo el mayor número de frutos, pero de menor tamaño fue significativamente menos infestada por el picudo. Seal y Martin (2016) evaluaron en múltiples ensayos bajo condiciones de laboratorio un variado número de accesiones, encontraron que el insecto fue atraído en mayor medida por frutos de >1.5 cm, sin embargo, determinaron en base a los resultados de marcas de oviposición y alimentación que el genotipo Habanero fue el menos susceptible. Wu *et al.* (2019) basándose en la investigación realizada por Seal y Martin (2016) evaluaron en condiciones de laboratorio los cultivares Jalapeño y Habanero, en los cuales se evaluaron las características de consumo, la respuesta funcional, la competencia intraespecífica y la preferencia del picudo del Chile, determinando que el Chile habanero fue significativamente menos susceptible a *A. eugenii* mostrando un menor consumo y una menor tasa de búsqueda del insecto hacia el mismo; los mismos autores señalan que los caracteres morfológicos del fruto como grosor de la pared, peso y tamaño fueron negativamente correlacionadas con el número de marcas de alimentación por fruto.

III. HIPÓTESIS

Existen genotipos silvestres y criollos de *Capsicum* spp. con diferentes niveles de resistencia a *Anthonomus eugenii*.

IV. OBJETIVOS

4.1 Objetivo general

Detectar fuentes de resistencia en genotipos silvestres y criollos de *Capsicum* spp. de México para *Anthonomus eugenii*.

4.2 Objetivos específicos

- 1.- Desarrollar un método de infestación de *Anthonomus eugenii* en frutos de *Capsicum* spp.
- 2.- Analizar la resistencia a *Anthonomus eugenii* en frutos de genotipos silvestres y criollos de *Capsicum* spp. de México.
- 3.- Conservar las accesiones de *Capsicum* spp. que muestren algún grado de resistencia a *Anthonomus eugenii*.

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Material vegetal

Se recolectaron frutos maduros de 10 plantas de 13 poblaciones silvestres y 10 criollas durante la temporada primavera-verano del año 2016 en los estados de Guerrero, Chiapas, Veracruz, Tabasco, Campeche, Yucatán y Quintana Roo (Cuadro 1). Los cultivares comerciales Fascinato (Morrón-Syngenta) y Maccabi (Lamuyo-Hazera) fueron utilizados como controles susceptibles debido a su alta susceptibilidad al picudo del chile. Las semillas fueron germinadas en charolas de 200 cavidades de poliestireno a 25°C (Figura 16).

Cuadro 1.- Listado de los genotipos de chile utilizados en los ensayos de resistencia en frutos de chile hacia el picudo del chile.

Genotipo	Especie	Tipología	Genealogía	Origen
UTC01	<i>Capsicum annuum</i>	Chiltepín	Población silvestre	Campeche
UTC02	<i>Capsicum annuum</i>	Chiltepín	Población silvestre	Oaxaca
UTC03	<i>Capsicum annuum</i>	Chiltepín	Población silvestre	Yucatán
UTC04	<i>Capsicum annuum</i>	Chiltepín	Población silvestre	Chiapas
UTC05	<i>Capsicum annuum</i>	Chiltepín	Población silvestre	Chiapas
UTC06	<i>Capsicum annuum</i>	Chiltepín	Población silvestre	Tabasco
UTC14	<i>Capsicum annuum</i>	Chiltepín	Población silvestre	Oaxaca
UTC15	<i>Capsicum annuum</i>	Chiltepín	Población silvestre	Guerrero
UTC16	<i>Capsicum annuum</i>	Chiltepín	Población silvestre	Chiapas
UTC17	<i>Capsicum annuum</i>	Chiltepín	Población silvestre	Tabasco
UTC21	<i>Capsicum annuum</i>	Chiltepín	Población silvestre	Yucatán
UTC22	<i>Capsicum annuum</i>	Chiltepín	Población silvestre	Quintana Roo
UTC10	<i>Capsicum chinense</i>	Habanero	Población Silvestre	Quintana Roo

UTC07	<i>Capsicum annuum</i>	Pico Paloma	Población criolla	Yucatán
UTC08	<i>Capsicum annuum</i>	Pico Paloma	Población criolla	Campeche
UTC09	<i>Capsicum annuum</i>	Jalapeño	Población criolla	Oaxaca
UTC18	<i>Capsicum annuum</i>	Serrano	Población criolla	Guerrero
UTC19	<i>Capsicum annuum</i>	Chiltepín	Población Criollo	Veracruz
UTC12	<i>Capsicum chinense</i>	Habanero	Población criolla	Yucatán
UTC13	<i>Capsicum chinense</i>	Habanero	Población criolla	Tabasco
UTC11	<i>Capsicum frutescens</i>	Tabasco	Población criolla	Veracruz
UTC20	<i>Capsicum pubescens</i>	Manzano	Población criolla	Veracruz
UTC23	<i>Capsicum baccatum</i>	Desconocido	Población criolla	Chiapas
UTC24	<i>Capsicum annuum</i>	Morrón	Cultivar comercial	No aplica
UTC25	<i>Capsicum annuum</i>	Lamuyo	Cultivar comercial	No aplica



Figura 16.- Siembra de las accesiones utilizadas en el presente estudio en charolas de germinación con 200 cavidades.

5.2 Colecta de adultos de picudo del chile

Para realizar el presente estudio, se recolectó un número suficiente de frutos de chile tipo “jalapeño” (aproximadamente 3000) de campos comerciales con síntomas

de daño típicos del picudo del chile; los frutos fueron confinados en contenedores de plástico de una capacidad de 1 l cubiertos con tela de organza (Figura 17). La identificación del insecto se corroboró con base en las características morfológicas descritas por Elmore *et al.* (1934), además, de las claves taxonómicas de Soto-Hernández *et al.* (2013).



Figura 17. Frutos de chile jalapeños comerciales con síntomas típicos de daño por el picudo de chile recolectados y confinados. Fuente: elaboración propia.

5.3 Lugar donde se realizó el trabajo

El trabajo se llevó a cabo en las instalaciones de la empresa FitoCiencia, ubicada en la sindicatura de Culiacancito, Culiacán, Sinaloa (Figura 18).



Figura 18. Ubicación de las instalaciones donde se realizó el presente estudio. Fuente: elaboración propia.

5.4 Características del lugar de trabajo

El trabajo se realizó en condiciones semi-controladas bajo un esquema de agricultura protegida en una estructura tipo casa sombra.

5.5 Características de las unidades experimentales

Los ensayos de resistencia genética de no libre elección del insecto se llevaron a cabo basándose en la metodología de infestación propuesta por Porter *et al.* (2007) con modificaciones. Se utilizaron micro-jaulas entomológicas elaboradas a partir de recipientes de plástico de una capacidad de 118 ml cubiertas con tela de organza que se confinaron de manera individual en cada una de ellas 5 especímenes adultos de *A. eugenii* (4-7 días de emergidos) con 2 frutos inmaduros de chile (Figura 19).



Figura 19. Micro-jaulas entomológicas utilizadas para confinar a *A. eugenii* con frutos inmaduros de chile. Fuente: elaboración propia.

5.6 Ensayos de resistencia en frutos de chile hacia el picudo del chile

En este estudio se realizaron 2 ensayos de no libre elección del insecto hacia frutos de chile, con la finalidad de evaluar la resistencia tipo antibiosis de 23 genotipos de chile silvestres y criollos hacia el picudo del chile (Cuadro 1). Frutos de 8 plantas de cada uno de estos genotipos fueron utilizados en los mismos. Los ensayos se realizaron en marzo de 2018 y 2019, respectivamente, con temperaturas que oscilaban entre los 22 y 35 °C.

Los ensayos de no libre elección del insecto en frutos de chile se basaron en la exposición de 2 frutos inmaduros (< 3.0 cm) de cada una de las plantas (100 días después de la siembra) de cada genotipo utilizadas para este estudio (1 planta= 1 microjaula) hacia 5 individuos adultos de *A. eugenii* confinados en micro-jaulas. Los ensayos se realizaron bajo un diseño completamente al azar con 8 repeticiones donde cada micro-jaula fue considerada una repetición. Las micro-jaulas se mantuvieron bajo condiciones protegidas, como se describió anteriormente (Figura 20). Para analizar los efectos de la antibiosis de los frutos hacia el picudo del chile, se contabilizaron las variables número de insectos muertos 1, 2, 3, 4, 5, 6, y 7 días después de la infestación (ddi), número de marcas por alimentación 7 ddi y el número de insectos emergidos 30 ddi. Las variables longitud y anchura de los frutos y el espesor de la pared de los frutos se midieron para determinar las correlaciones.



Figura 20.- Micro-jaulas mantenidas bajo condiciones semi-controladas en una estructura tipo casa sombra. Fuente: elaboración propia.

5.7 Análisis estadístico

Los datos obtenidos de ambos ensayos de resistencia en frutos de chile al picudo del chile fueron sometidos a un análisis de varianza no paramétrico con la prueba de Kruskal-Wallis y la prueba de medianas de Mood para determinar diferencia estadística entre genotipos ($P \leq 0.05$). Se utilizó la prueba de correlaciones de Spearman para determinar correlación entre variables. Todos los análisis estadísticos se realizaron con el software estadístico Minitab 17 (Minitab, 2014).

5.7.1 Modelo experimental de los ensayos de resistencia en frutos de chile hacia el picudo del chile

$$x_{ij} = \mu + \tau_j + e_{ij}$$

μ = Gran media.

τ_j = Efecto del tratamiento (frutos de los diferentes genotipos de chile utilizados).

e_{ij} = Error experimental.

(Daniel, 2002).

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Resultados

Los resultados de los análisis estadísticos de los ensayos en frutos de Chile realizados en diferentes ciclos productivos no mostraron diferencia significativa entre ellos, por tanto, ambos ensayos se consideraron como uno sólo.

6.1.1 Ensayos de resistencia entre poblaciones con diferente grado de domesticación

En ambos ensayos, todos los genotipos tuvieron insectos muertos y marcas por alimentación, sin embargo, los niveles de mortalidad y daño por alimentación variaron significativamente entre grupos con diferentes grados de domesticación ($P \leq 0.001$). 3 días después de la infestación (ddi) los genotipos silvestres tuvieron significativamente un mayor número de insectos muertos que los genotipos criollos y comerciales, sin embargo, después de 4, 5, 6 y 7 ddi los genotipos silvestres y criollos fueron significativamente diferentes entre ellos, pero también de los genotipos comerciales (Figura 21). 7 ddi las accesiones silvestres mostraron significativamente el menor número de marcas por alimentación seguidas por los genotipos criollos, ambos grupos fueron significativamente diferentes de los genotipos testigo (Figura 22A). Por otro lado, 30 ddi las accesiones comerciales tuvieron significativamente el mayor número de insectos emergidos (Figura 22B).

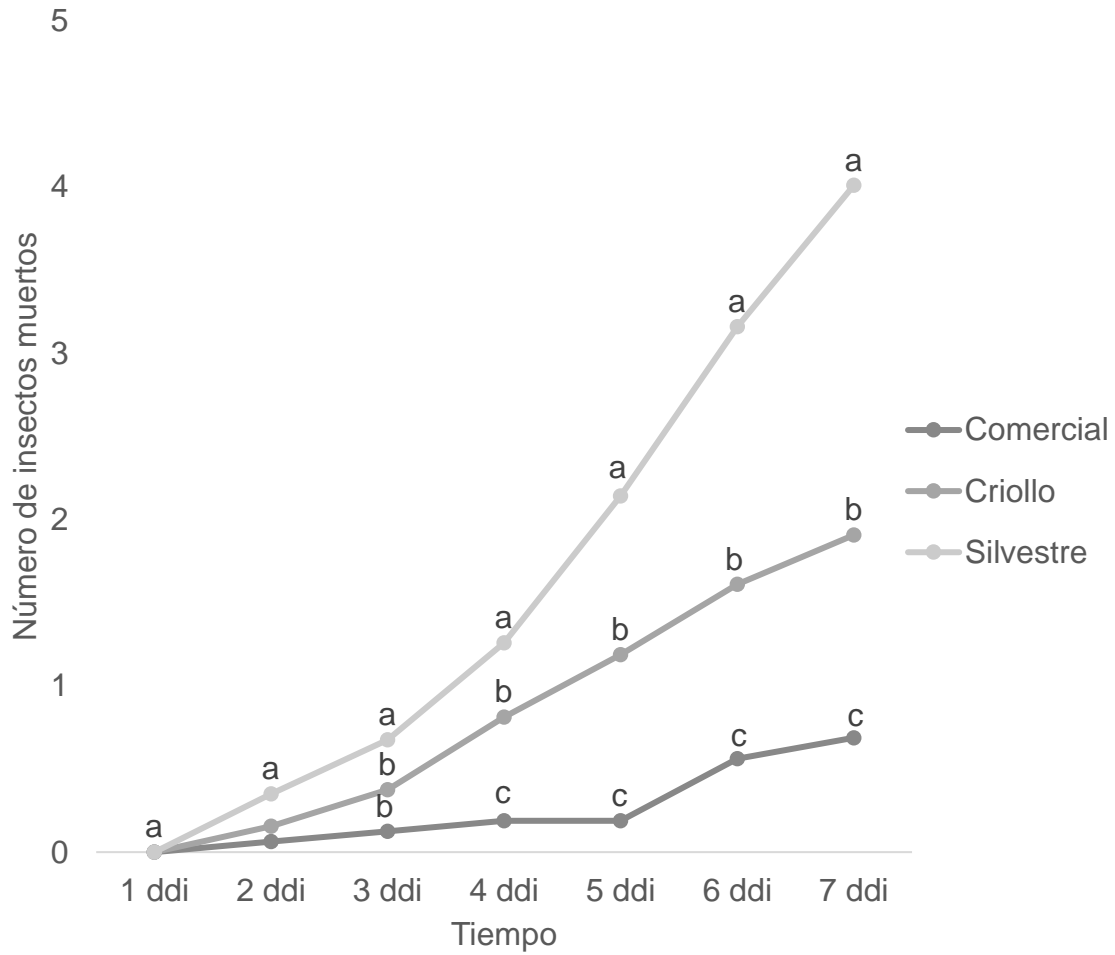


Figura 21. Valores promedio diarios del número de insectos muertos por micro-jaula, agrupados por grados de domesticación durante 7 días. Comparación de medianas realizada con la prueba de Mood ($P \leq 0.05$). Medias con letras diferentes indican diferencia estadística significativa.

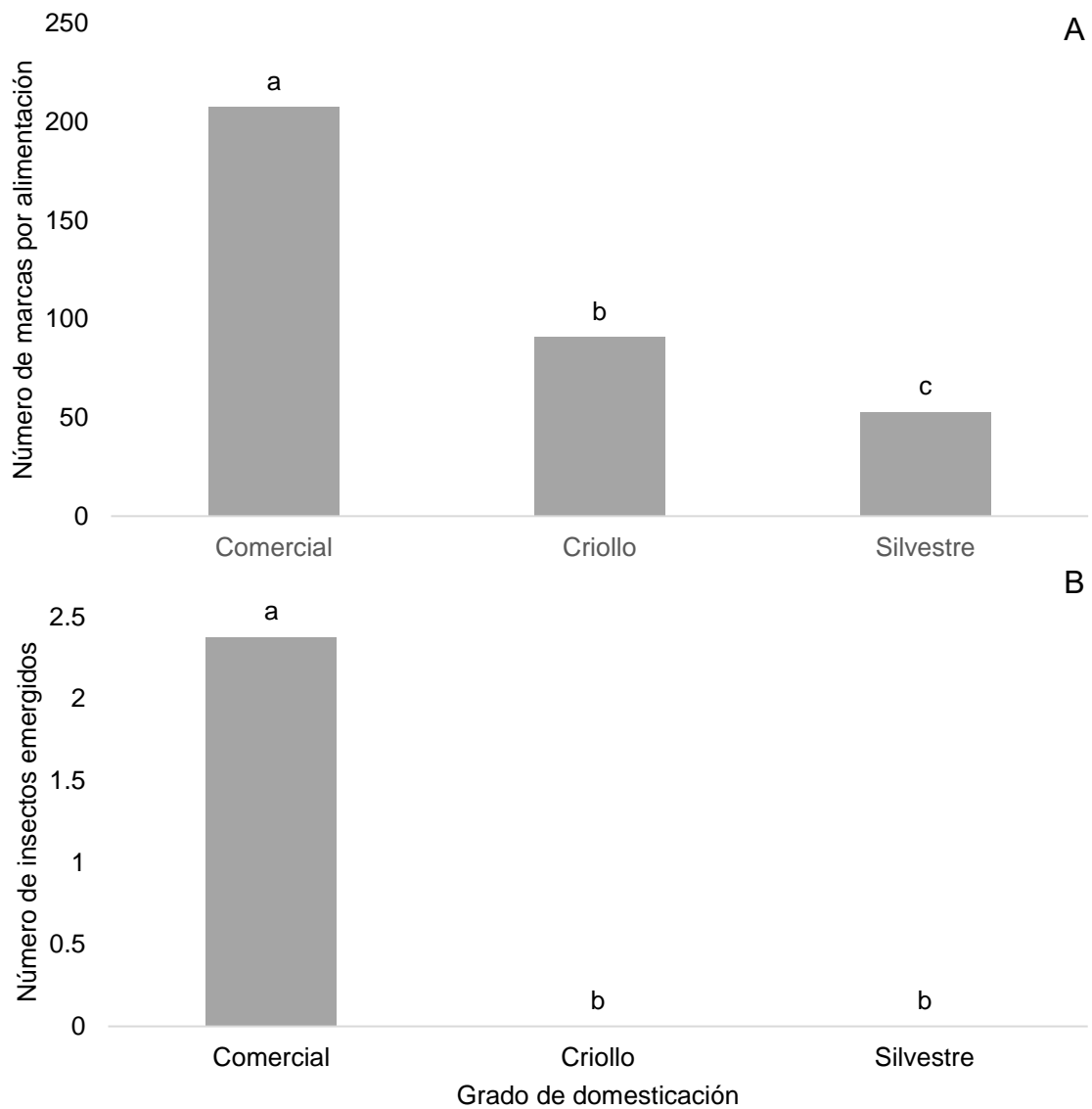


Figura 22. Valores promedio del número de marcas por alimentación (A) y número de insectos emergidos (B) por micro-jaula agrupados por grados de domesticación a los 7 y 30 días después de la infestación, respectivamente. Comparación de medianas realizada con la prueba de Mood ($P \leq 0.05$). Medias con diferente letra indican diferencia estadística significativa.

6.1.2 Ensayos de resistencia entre genotipos

En los ensayos de resistencia en frutos de chile hacia el picudo del chile, todos los frutos infestados de los distintos genotipos evaluados presentaron marcas por alimentación, sin embargo, hubo diferencia significativa entre tratamientos 7 ddi ($H = 134.50$; $gl = 24$ $P \leq 0.001$) (Cuadro 2). Los genotipos UTC15, UTC01, UTC06, UTC17, UTC21, UTC03, UTC12 y UTC16 tuvieron significativamente el menor número de marcas por alimentación seguidos por los genotipos UTC05, UTC04, UTC02, UTC14, UTC10, UTC08, UTC07, UTC22, UTC09, UTC18, UTC13, UTC19, UTC11, UTC23 y UTC20 con valores promedio de 33.9, 39.6, 40.0, 45.9, 46.1, 47.1, 49.5, 50.0, 54.4, 60.0, 61.4, 63.1, 64.3, 65.6, 68.4, 71.8, 82.3, 84.6, 87.6, 91.1, 100.0, 103.3 y 109.0, respectivamente, comparados con los testigos susceptibles con una media de 207.5 marcas.

Todos los genotipos tuvieron insectos muertos, sin embargo, los niveles de mortalidad variaron entre tratamientos 7 ddi ($H = 134.06$; $gl = 24$ $P \leq 0.001$) (Cuadro 2). Los genotipos UTC15, UTC06, UTC04, UTC23, UTC12, UTC16, UTC01, UTC17, UTC03, UTC08, UTC22, UTC02, UTC21, UTC05 y UTC14 tuvieron significativamente el mayor número de insectos muertos seguidos por el genotipo UTC13 con valores promedio de 4.9, 4.6, 4.5, 4.5, 4.4, 4.4, 4.3, 4.3, 4.3, 4.3, 4.3, 3.9, 3.8, 3.6, 3.5 y 3.0, respectivamente (Cuadro 2). El resto de los genotipos tuvieron un valor medio de 1.6 insectos muertos el cual no difirió estadísticamente de los testigos susceptibles con un valor promedio de 0.6.

Con respecto al número de insectos emergidos (NIE) hubo diferencia significativa entre tratamientos 30 ddi ($H = 38.74$; $gl = 24$; $P = 0.029$) (Cuadro 2). Los genotipos silvestres y criollos tuvieron un valor medio de 0.0 insectos emergidos, el cual difirió estadísticamente de los testigos comerciales con un valor promedio de 2.1.

Cuadro 2.- Resultados de los ensayos de resistencia en frutos de chile el picudo del chile en 25 genotipos de *Capsicum* spp.

Genotipo	NMA	NIM	NIE	Genotipo	NMA	NIM	NIE
UTC15	33.9 h	4.9 a	0.0 a	UTC08	65.6 defgh	4.3 ab	0.0 a
UTC01	39.6 gh	4.3 ab	0.0 a	UTC07	68.4 cdefgh	1.8 cde	0.0 a
UTC06	40.0 gh	4.6 ab	0.0 a	UTC22	71.8 cdefgh	4.3 ab	0.0 a
UTC17	45.9 fgh	4.3 ab	0.0 a	UTC09	82.3 bcdef	2.0 cde	0.0 a
UTC21	46.1 fgh	3.8 ab	0.0 a	UTC18	84.6 bcdef	2.0 cde	0.0 a
UTC03	47.1 fgh	4.3 ab	0.0 a	UTC13	87.6 bcdef	3.0 bcd	0.0 a
UTC12	49.5 efgh	4.4 ab	0.0 a	UTC19	91.1 bcde	1.0 e	0.0 a
UTC16	50.0 efgh	4.4 ab	0.0 a	UTC11	100.0 bcd	0.9. e	0.0 a
UTC05	54.4 efgh	3.6 abc	0.0 a	UTC23	103.3 bcd	4.5 abc	0.0 a
UTC04	60.0 efgh	4.5 ab	0.0 a	UTC20	109.0 b	1.3 e	0.0 a
UTC02	61.4 defgh	3.9 ab	0.0 a	UTC24	197.4 a	0.6 e	2.3 b
UTC14	63.1 defgh	3.5 abc	0.0 a	UTC25	217.6 a	0.5 e	2.0 b
UTC10	64.3 defgh	2.0 cde	0.0a				

NMA: número de marcas por alimentación, NIM: número de insectos muertos y NIE: número de insectos emergidos. Comparación de medianas realizada con la prueba de Mood ($P \leq 0.05$). Medias con diferentes letras indican diferencia estadística significativa.

6.1.3 Correlaciones entre las variables de resistencia y las características morfológicas de los frutos.

Las variables medidas para evaluar la resistencia de los genotipos de chile al picudo del chile, número de insectos muertos, número de marcas por alimentación y número de insectos emergidos fueron correlacionadas entre ellas y, además, con las

características de los frutos, largo, ancho y grosor de la pared del fruto, con la finalidad de determinar relaciones entre ellas ($P \leq 0.05$) (Cuadro 3).

El número de insectos muertos fue negativa y significativamente correlacionada con las variables número de marcas por alimentación ($r = -0.560$; $P \leq 0.001$) y número de insectos emergidos ($r = -0.401$; $P \leq 0.001$), además, se correlacionó con las características morfológicas longitud de frutos ($r = -0.167$; $P = 0.018$), anchura de frutos ($r = -0.299$; $P \leq 0.001$) y grosor de la pared de frutos ($r = -0.452$; $P \leq 0.001$) (Cuadro 3). El número de marcas por alimentación fue positiva y significativamente correlacionada con la variable número de insectos emergidos ($r = 0.499$; $P \leq 0.001$) y con las características morfológicas anchura de frutos ($r = 0.175$; $P \leq 0.001$) y grosor de la pared de frutos ($r = 0.402$; $P \leq 0.001$) (Cuadro 3). El número de insectos emergidos fue positiva y significativamente correlacionada con las características morfológicas anchura de frutos ($r = 0.310$; $P \leq 0.001$) y grosor de la pared de frutos ($r = 0.420$; $P \leq 0.001$) (Cuadro 3).

Con respecto a las características morfológicas de los frutos, longitud de frutos fue correlacionada positiva y significativamente con anchura de frutos ($r = 0.437$; $P \leq 0.001$) y grosor de la pared de frutos ($r = 0.500$; $P \leq 0.001$). Finalmente, grosor de la pared de frutos fue correlacionada positiva y significativamente con grosor de la pared de frutos ($r = 0.763$; $P \leq 0.001$) (Cuadro 3).

Cuadro 3. Correlaciones entre las variables de resistencia y las características morfológicas de los frutos.

	NIM	NMA	NIE	LF	AF
NMA	-0.560 0.000				
NIE	-0.401 0.000	0.499 0.000			
LF	-0.167 0.018	0.118 0.096	0.053 0.458		
AF	-0.299 0.000	0.175 0.013	0.310 0.000	0.437 0.000	
GPF	-0.452 0.000	0.402 0.000	0.420 0.000	0.500 0.000	0.763 0.000

NMA: número de marcas por alimentación, NIM: número de insectos muertos, NIE: número de insectos emergidos, LF: longitud de frutos, AF: anchura de frutos y GPF: grosor de la pared de frutos. Correlaciones realizadas con la prueba de Spearman.

6.2 Discusión

Anthonomus eugenii es una de las principales limitantes en el cultivo de chile (Elmore *et al.*, 1934; Riley y Sparks, 1995; Avendaño-Meza *et al.*, 2016). A la fecha el picudo del chile está distribuido en numerosas áreas productoras de este cultivo en distintos países en diferentes continentes (Cano, 1894; Walker, 1905; McGuire y Crandall, 1967; Abreu y Cruz, 1985; Hammes y Putuo, 1986; Costello y Gillespie, 1993; Speranza *et al.*, 2014). Para los productores en estos países, el manejo de este insecto se ha enfocado en prácticas culturales y químicas, las cuales han sido parcialmente eficientes, además de ser, complicadas de realizar y tienen diversos efectos negativos, especialmente estas últimas (Riley y Sparks, 1995; Avendaño-Meza *et al.*, 2016). Una alternativa eficiente, fácil de adoptar, carente de efectos negativos y aceptada en el MIP es el uso de genotipos resistentes (Painter, 1951; Smith, 2005). Sin embargo, a la fecha es conocido que no hay disponibles cultivares comerciales resistentes al picudo

del chile, por tanto, es necesario considerar implementar programas de mejoramiento genético para ayudar a reducir las pérdidas causadas por este insecto.

El primer paso para el desarrollo de cultivares resistentes es el escrutinio de recursos genéticos silvestres y/o domesticados, para ser utilizados posteriormente en programas de mejoramiento genético (Pickersgill, 1997). México es considerado ser el potencial centro de origen de la especie de chile domesticada más importante en el mundo, *C. annuum* (Pickersgill, 1997; Kraft *et al.*, 2014). Se ha informado que los parientes silvestres y criollos de las plantas cultivadas originados en sus centros de origen poseen una amplia diversidad genética y son considerados potenciales fuentes de resistencia contra enfermedades e insectos plaga de las plantas (Harlan, 1971; Vavilov, 1992).

Por tanto, se hipotetiza que las poblaciones de chile silvestres y domesticadas en este país tienen diferentes niveles de resistencia al picudo del chile.

6.2.1 Ensayos de resistencia entre poblaciones con diferente grado de domesticación

Los genotipos silvestres y criollos tuvieron significativamente un mayor número de insectos muertos, menor número de marcas por alimentación y ausencia de insectos emergidos en comparación con los cultivares comerciales, indicando un mayor nivel de resistencia a *A. eugenii* en ambos ensayos (Figura 21 y 22). Estos resultados indican que la amplia variabilidad genética de los genotipos de chile silvestres y domesticados es un recurso valioso para detectar fuentes de resistencia al picudo del chile y todos los esfuerzos para obtener esta característica deseable deben dirigirse a explorar tal variación. Nuestros resultados concuerdan con Pickersgill (1997) y Allard (1999) quienes reportan que los parientes silvestres y domesticados de las plantas cultivadas son una fuente esencial de características agronómicas deseables y que tal variabilidad debe ser aprovechada para resolver las limitantes de los cultivos, como lo son los insectos plaga. Nuestros resultados también concuerdan con Ferry y Schalk (1991), Berny-Mier y Teran *et al.* (2013) y Ballina-Gómez *et al.* (2013a, 2013b) quienes han demostrado que accesiones silvestres y domesticadas son importantes fuentes de resistencia a insectos clave en la producción de chile a nivel mundial como

Frankliniella occidentalis, *Liriomyza trifolii* y *Bemisia tabaci*. De acuerdo con la literatura, este es el primer estudio de búsqueda de fuentes de resistencia tipo antibiosis al picudo de chile en genotipos de chile silvestres y criollos.

6.1.2 Ensayos de resistencia entre genotipos

Los resultados del presente estudio mostraron que de los 23 genotipos silvestres y domesticados de chile *Capsicum* spp. evaluados, 15 accesiones muestran los mayores niveles de resistencia al picudo del chile de acuerdo con el alto número de insectos muertos, bajo número de marcas por alimentación y la ausencia de insectos emergidos durante 2 ensayos consecutivos en diferentes años en comparación con los controles comerciales (Cuadro 2). Estos resultados sugieren que estas accesiones silvestres y domesticadas poseen mecanismos de resistencia tipo antibiosis y son prometedoras fuentes de resistencia al picudo del chile que pueden ser utilizadas en el desarrollo de cultivares altamente resistentes a este insecto. Dado que las poblaciones silvestres y criollas de chile han evolucionado y adaptado en diferentes regiones de México, es posible que estas poblaciones hayan desarrollado una elevada variabilidad genética al estar expuestas a distintas presiones de selección por parte del picudo del chile. Esto constituye una posible explicación por los diferentes niveles de resistencia a este insecto observados en las poblaciones de chile utilizadas en este estudio. Esta elevada variación en los niveles de resistencia en los insectos pertenecientes al género *Anthonomus* concuerda con Bailey *et al.* (1967a, 1967b), Stephens y Lee (1961) y Douglas (1966) quienes, respectivamente, determinaron que los niveles de mortalidad de adultos, marcas por alimentación e insectos emergidos en el pariente cercano de *A. eugenii*, el picudo del algodón *A. grandis* varía significativamente entre genotipos debido a los diferentes mecanismos de resistencia presentes en cada accesión.

6.2.3 Correlaciones entre las variables de resistencia y las características morfológicas de los frutos.

El número de insectos se correlacionó negativamente con el número de marcas por alimentación, indicando que los genotipos con mayor número de adultos muertos

tuvieron un menor nivel de daño por alimentación en sus frutos (Cuadro 3). Este parámetro a su vez también mostró tener una relación negativa con el número de adultos emergidos, indicando que los genotipos con mayor número de adultos muertos tuvieron una menor descendencia (Cuadro 3). Resultados similares fueron encontrados por Adesso *et al.* (2014) quienes reportaron que el número de marcas por alimentación y la descendencia de este insecto disminuyeron notablemente en los tratamientos que tuvieron un mayor número de adultos muertos.

Las accesiones del presente estudio con algún nivel significativo de resistencia al picudo del chile tienen el potencial de reducir los daños y poblaciones de este insecto, por tanto, requieren una menor cantidad de pesticidas para lograr una producción redituable para los productores de este cultivo; estos genotipos son una excelente alternativa de manejo compatible con un MIP diseñado para combatir al picudo del chile.

VII. CONCLUSIONES

Se concluye que la metodología empleada en el presente estudio fue óptima para seleccionar genotipos de chile con mecanismos de resistencia tipo antibiosis al picudo de chile debido a que los controles susceptibles tuvieron un bajo número de insectos muertos, un alto daño por alimentación y un alto número de insectos emergidos.

Las poblaciones silvestres y criollas de chile de México tuvieron la suficiente variabilidad genética para detectar diferentes niveles de resistencia tipo antibiosis a *A. eugenii*.

Estos resultados proveen prometedoras fuentes de resistencia para los programas de manejo integrado diseñados a combatir a este insecto, así como para los programas de mejoramiento genético de chile los cuales pueden usar estos genotipos para el desarrollo de cultivares con diferentes niveles de resistencia tipo antibiosis a este insecto.

Adicionalmente, con base en una extensa revisión de literatura, estos resultados son el primer reporte de búsqueda de resistencia al picudo del chile en genotipos silvestres y domesticados, así mismo, el primer reporte de resistencia tipo antibiosis a *A. eugenii* y el primer intento de estandarizar un método para seleccionar genotipos con esta categoría de resistencia que se tenga noción a nivel mundial.

VIII. LITERATURA CITADA

- Abdala-Roberts, L., Berny-Mier y Terán, J. C., Moreira, X., Durán-Yáñez, A. y Tut-Pech, F. 2015. Effects of pepper (*Capsicum chinense*) genotypic diversity on insect herbivores. *Agr. Forest Entomol.* 17(4):433-438.
- Abreu, E. y Cruz, C. 1985. Occurrence of pepper weevil, *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera; Curculionidae). *J. Agric. Univ. P. R.* 59(2):223-24.
- Addesso, K. M., y McAuslane, H. J. 2009. Pepper weevil attraction to volatiles from host and nonhost plants. *Environ. Entomol.* 38(1):216-224.
- Addesso, K. M., McAuslane, H. J., y Alborn, H. T. 2011. Attraction of pepper weevil to volatiles from damaged pepper plants. *Entomol. Exp. Appl.* 138(1):1-11.
- Addesso, K. M., McAuslane, H. J., Stansly, P. A., y Schuster, D. J. 2007. Host-marking by female pepper weevils, *Anthonomus eugenii*. *Entomol. Exp. Appl.* 125(3):269-276.
- Addesso, K. M., Stansly, P. A., Kostyk, B. C., y McAuslane, H. J. 2014. Organic treatments for control of pepper weevil (Coleoptera: Curculionidae). *Fla. Entomol.* 97(3):1148-1157.
- Adetunji, J. F. 1988. A study of the resistance of some sorghum seed cultivars to *Sitophilus oryzae* (L.) (Coleoptera: Curculionidae). *J. Stored Prod. Res.* 24(2):67-71.
- Allard, R. W. 1999. Principles of plant breeding. Segunda Edición. John Wiley & Sons. Estados Unidos de América.
- Andrews, K. L., Rueda, A., Gandini, G., Evans, S., Arango, A., y Avedillo, M. 1986. A supervised control programme for the pepper weevil, *Anthonomus eugenii* Cano, in Honduras, Central America. *Int. J. Pest Manage.* 32(1):1-4.
- Arnett, R. H. 1973. The beetles of the United States. The American Entomological Institute. Estados Unidos de América.
- Avendaño-Meza, F. 2017. Efectividad biológica de insecticidas para el manejo de la resistencia del picudo del chile. *Revista Iberoamericana de las Ciencias Biológicas y Agropecuarias* 6(11):23-38.

- Avendaño-Meza, F., Parra-Terraza, S., Corrales-Madrid, J. L., y Sánchez-Peña, P. 2015. Resistencia a insecticidas en tres poblaciones de picudo del chile (*Anthonomus eugenii* Cano) en el estado de Sinaloa, México. *Fitosanidad* 19(3):193-199.
- Avendaño-Meza, F., Corrales-Madrid, J. L., Parra-Terraza, S., Medina-López, R., Gaspar-Aguilar, S. S. y Avendaño-Jatomea, F. D. 2016. Líneas base de susceptibilidad a tres insecticidas en poblaciones de picudos del chile *Anthonomus eugenii* Cano, 1894 (Coleoptera: Curculionidae) del estado de Sinaloa. *Entomología Mexicana* 3:775-780.
- Bailey, J. C., Maxwell, F. G. y Jenkins, J. N. 1967a. Boll weevil antibiosis studies with selected cotton lines utilizing egg-implantation techniques. *J. Econ. Entomol.* 60(5):1275-1279.
- Bailey, J. C., Maxwell, F. G. y Jenkins, J. N. 1967b. Mortality of boll weevils in squares of genotypically different lines of cotton. *J. Econ. Entomol.* 60(5):1279-1280.
- Ballina-Gómez, H., Ruiz-Sánchez, E., Chan-Cupul, W., Latournerie-Moreno, L., Hernández-Alvarado, L., Islas-Flores, I., y Zuñiga-Aguilar, J. J. 2013a. Response of *Bemisia tabaci* Genn. (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype B to genotypes of pepper *Capsicum annuum* (Solanales: Solanaceae). *Neotrop. Entomol.* 42(2): 205-210.
- Ballina-Gómez, H., Latournerie-Moreno, L., Ruiz-Sánchez, E., Pérez-Gutiérrez, A., y Rosado-Lugo, G. 2013b. Morphological characterization of *Capsicum annuum* L. accessions from southern Mexico and their response to the *Bemisia tabaci*-Begomovirus complex. *Chil. J. Agr. Res.* 73(4):329-338.
- Berdegue, M., Harris, M. K., Riley, D. W. y Villalon, B. 1994. Host plant resistance on pepper to the pepper weevil, *Anthonomus eugenii* Cano. *Southwest. Entomol.* 19(3):265-271.
- Berny-Mier y Teran, J. C., Abdala-Roberts, L., Durán-Yáñez, A. y Tut-Pech, F. 2013. Variation in insect pest and virus resistance habanero peppers (*Capsicum chinense* Jacq.) in Yucatán México. *Agrociencia* 47(5):471-482.
- Berry, P. A. 1959. *Entomología Económica de El Salvador*. Servicio Cooperativo Agrícola Salvadoreño Americano. El Salvador.

- Blum, A. 1988. Plant Breeding for Stress Environments. Editorial CRC Press. Estados Unidos de América.
- Bravo-Lozano, A. G., Galindo-González, G. y Amador-Ramírez, D. M. 2006. Tecnología de producción de chile seco. Libro técnico No. 5 CIRNOC – INIFAP. Campo experimental Zacatecas. México.
- Cano A. D. 1894. El barrenillo. *La Naturaleza* 2:377-379.
- Capinera, J. L. 2002. Pepper weevil, *Anthonomus eugenii* Cano (Insecta: Coleoptera: Curculionidae). Document EENY-278. Florida. Cooperative Extensión Service. Institute of Food and Agricultural Science. University of Florida, EU.
- Carballo, V., Rodríguez, L., y Durán, J. 2001. Evaluación de *Beauveria bassiana* para el control del picudo del chile en laboratorio. *Manejo Integrado de Plagas*. 62:54-59.
- Cartwright, B., Teague, T. G., Chandler, L. D., Edelson, J. V., y Bentsen, G. 1990. An action threshold for management of the pepper weevil (Coleoptera: Curculionidae) on bell peppers. *J. Econ. Entomol.* 83(5):2003-2007.
- Comisión Federal para la Protección contra Riesgos Sanitarios (COFREPRIS). 2016. Catálogo de plaguicidas. Disponible en <http://www.cofepris.gob.mx/AZ/Paginas/Plaguicidas%20y%20Fertilizantes/CatalogoPlaguicidas.aspx>. Accedido en diciembre de 2017.
- Cortez-Mondaca, E. 2008. Picudo del chile, *Anthonomus eugenii* (Coleoptera: Curculionidae). En Arredondo-Bernal, H. C. y Rodríguez-del Bosque, L. A (Eds). *Casos de control biológico en México*. Editorial Mundi Prensa México, S. A de C. V. México.
- Costello, R. A. y Gillespie, D. R. 1993. The pepper weevil, *Anthonomus eugenii* as a greenhouse pest in Canada. *Bull. SROP*. 16:31–34.
- Daniel, W. 2002. *Bioestadística base para el análisis de las ciencias de la salud*. Editorial Limusa Wiley. México.
- da Silva, C. D., de Sousa, A., A., da Silva, A. M., Arden, H. E., Chrisley, L. M., Freitas, B, J. y Gonçalves, d J. F. 2016. Resistance of rice varieties to *Sitophilus oryzae* (Coleoptera: Curculionidae). *Fla. Entomol.* 769-773.

- Dembilio, Ó., Jacas, J. A. y Llácer, E. 2009. Are the palms *Washingtonia filifera* and *Chamaerops humilis* suitable hosts for the red palm weevil, *Rhynchophorus ferrugineus* (Col. Curculionidae)?. *J. Appl. Entomol.* 133(7):565-567.
- Diario Oficial de la Federación (DOF). 2002. Norma Oficial Mexicana NOM-081-FITO-2002. Manejo y eliminación de focos de infestación de plagas, mediante el establecimiento o reordenamiento de fechas de siembra, cosecha y destrucción de residuos. Disponible en <http://legismex.mty.itesm.mx/normas/fito/fito081-02.pdf>. Accedido en septiembre de 2019.
- Dietz, W. G. 1891. Revision of the genera and species of Anthonomini inhabiting North America. *Trans. America Entomol. Soc.* 18:177-276.
- Douglas, A. G. 1966. Selection in cotton for antibiosis to the boll weevil, *Anthonomus grandis*. *J. Econ. Entomol.* 59(1):32-34.
- Doutt, R. L. y Smith, R. F. 1971. The pesticide syndrome: diagnosis and suggested prophylaxis. Editorial Plenum. Inglaterra.
- Eller, F. J. 1995. A previously unknown sexual character for the pepper weevil (Coleoptera: Curculionidae). *Fla. Entomol.* 78(1):180-183.
- Eller, F. J., Bartelt, R. J., Shasha, B. S., Schuster, D. J., Riley, D. G., Stansly, P. A., Mueller, T. F., Shuler K. D., Johnson, B., Davis J. H. y Sutherland, C. A. 1994. Aggregation pheromone for the pepper weevil, *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera: Curculionidae): identification and field activity. *J. Chem. Ecol.* 20(7):1537-1555.
- Elmore, J. C., Davis, A. C. y Campbell, R. E. 1934. The pepper weevil. U. S. Dept. Agr. Bull. 447.
- Fery, R. L., y Schalk, J. M. 1991. Resistance in pepper (*Capsicum annuum* L.) to western flower thrips [*Frankliniella occidentalis* (Pergande)]. *HortScience* 26(8):1073-1074.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). 2019. Statistics Division. Disponible en <http://www.fao.org/faostat/es/#data>. Accedido en junio de 2019.

- Garza-Urbina, E. 2001. El barrenillo del chile *Anthonomus eugenii* y su manejo en la Planicie Huasteca. Folleto Técnico No. 4 INIFAP-CIRNE. Campo experimental Ébano, San Luis Potosí. México.
- González-Jara, P., Moreno-Letelier, A., Fraile, A., Piñero, D. y García-Arenal, F. 2011. Impact of human management on the genetic variation of wild pepper, *Capsicum annuum* var. *glabriusculum*. PLoS ONE 6(12):e28715.
- Hammes, C. y Putoa, R. 1986. Catalogue des insectes et acariens d'interet agricole de Polynesie Francaise. Entomologie Agricole Notes et Documents 2.
- Harlan, J. R. 1971. Agricultural origins: centers and noncenters. *Science* 174: 468-474.
- Soto-Hernández, M., Jones, R. W. y Reyes-Castillo, P. 2013. A key to the Mexican and Central America genera of Anthonomini (Curculionidae, Curculioninae). ZooKeys 260:31-47.
- Hernández-Verdugo, S., Davila-Aranda, P. y Oyama, K. 1999. Síntesis del conocimiento taxonómico, origen y domesticación del género *Capsicum*. Bol. Soc. Bot. Mex. 64:65-84.
- Hernández-Verdugo, S., Guevara-González, R. G., Rivera-Bustamante, R. F. y Oyama, K. 1988. Los parientes silvestres del chile (*Capsicum* spp.) como recursos genéticos. Bol. Soc. Bot. Mex. 62:197-181.
- Hernández-Verdugo, S., Luna-Retes R. y Oyama, K. 2001. Genetic structure and differentiation of wild and domesticated populations of *Capsicum annuum* (Solanaceae) from Mexico. Plant Syst. Evol. 266(3-4):129-142.
- Hernández, V. S. 2018. El chile silvestre: ecología, evolución y genética. Editorial Colegio de Postgraduados. México.
- Hunziker, A.T. 1979. South American Solanaceae: a synoptic survey. En: Hawkes J.K., Les ter R.L. y Skeleling A.D. Edrs. Biology and taxonomy of Solanaceae. Academic Press. Estados Unidos de America.
- Krafta K. H., Brown C. H., Nabhan G. P., Luedeling E., Luna R. J. J., d'Eeckenbrugge G. C., Hijmans R. J. y Gepts P. 2014. Multiple lines of evidence for the origin of domesticated chili pepper, *Capsicum annuum*, in Mexico. Proc. Nat. Acad. Sci. 111(17):6165-6170.

- McGuire, J., U. y Crandall, B., S. 1967. Survey of Insect Pests and Plant Diseases of Selected Food Crops of Mexico, Central America and Panama. International Agricultural Development Service, U.S. Department of Agriculture.
- Minitab 17. 2014. Introducción a Minitab 17. Disponible en https://www.minitab.com/uploadedFiles/Documents/getting-started/Minitab17_GettingStarted-en.pdf. Accedido en abril de 2018.
- Mody, K., Collatz, J. y Dorn, S. 2015. Plant genotype and the preference and performance of herbivores: cultivar affects apple resistance to the florivorous weevil *Anthonomus pomorum*. Agr. Forest Entomol. 17(4):337-346.
- Munyanenza, J. E., Sengoda, V.G., Crosslin, J. M., Garzón, J. A. y Cárdenas, O. G. 2009. First report of *Candidatus Liberibacter solanacearum* in pepper plants in México. Plant Dis. 93(10):1076-1076.
- Pacheco-Olvera, A., Hernández-Verdugo, S., Rocha-Ramírez, V., González-Rodríguez, A., y Oyama, K. 2012. Genetic diversity and structure of pepper (*Capsicum annuum* L.) from Northwestern Mexico analyzed by microsatellite markers. Crop Sci. 52(1):231-241.
- Painter, R., H. 1951. Insect resistance in crop plants. Editorial The Macmillan Company. Estados Unidos.
- Palma, R. M y Serrano L. 1997. Efecto de extractos botánicos sobre el picudo del chile (*Anthonomus eugenii* Cano). Resultados preliminares. Agronomía Mesoamericana 99-107.
- Patrock, R. J. 1986. Observations on the behavior and host relations of the pepper weevil *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera: Curculionidae) in Florida. MScthesis, Univ. Fla., Gainesville, Fla.
- Patrock, R. J. y Schuster D. J. 1992. Feeding, oviposition and development of the pepper weevil, (*Anthonomus eugenii* Cano), on selected species of Solanaceae. Trop. Pest. Manage. 38(1):65-69.
- Pickersgill, B. 1984. Migration of chili pepper, *Capsicum* spp. in the Americas. En: Stone D. Ed. Papers of the Peabody Museum of Archeology and Ethnology, vol. 76. Harvard University Press. Estados Unidos de America.

- Pickersgill, B. 1997. Genetic resources and breeding of *Capsicum* spp. *Euphytica* 96:129-133.
- Porter, P., Lewis, B. E., Scanlon, R., y Murrays, L. 2007. Pepper Weevil Infestation of Cv. Early Jalapeno Peppers of Different Size Classes. *Southwest. Entomol.* 32(1):1-7.
- Retes-Manjarrez, J. E., Hernández-Verdugo, S., Evrard, A., y Garzón-Tiznado, J. A. 2017. Heritability of the resistance to pepper huasteco yellow vein virus in wild genotypes of *Capsicum annuum*. *Euphytica* 213(12):275.
- Retes-Manjarrez, J. E., Hernández-Verdugo, S., Pariaud, B., Hernández-Espinal, L. A., Parra-Terraza, S., Trejo-Saavedra, D. L., Rivera-Bustamante, R.F. y Garzón-Tiznado, J. A. 2018. Resistance to Pepper huasteco yellow vein virus and its heritability in wild genotypes of *Capsicum annuum*. *Bot. Sci.* 96(1):52-62.
- Retes-Manjarrez, J. E., Hernández-Verdugo, S., Pariaud, B., Melgoza-Villagómez, C. M., Pacheco-Olvera, A., Parra-Terrazas, S., y Garzón-Tiznado, J. A. 2016. Detección de resistencia al virus huasteco vena amarilla del chile y su heredabilidad en genotipos silvestres de *Capsicum annuum* L. *Interciencia* 41(8):541-547.
- Riley, D. G., y Schuster, D. J. 1994. Pepper weevil adult response to colored sticky traps in pepper fields. *Southwest. Entomol.* 19(2):93-107.
- Riley D. G, Schuster D. J y Barfeld C. S. 1992a. Refined action threshold for pepper weevil adults (Coleoptera: Curculionidae) on bell peppers. *J. Econ. Entomol.* 85:1919–1925.
- Riley D. G, Schuster D. J y Barfeld C. S. 1992b. Sampling and dispersion of pepper weevil (Coleoptera: Curculionidae) adults. *Environ. Entomol.* 21:1013–1021.
- Riley, D. y Sparks, A. N. 1995. The pepper weevil and its management. USDA, Texas AgriLife Extension Service, The Texas A&M University System. L-5069.
- Rodríguez-Leyva, E., Lomeli-Flores, J. R., Valdez-Carrasco, J. M., Jones, R. W. y Stansly, P. A. 2012. New Records of species and locations of parasitoids of the pepper weevil in Mexico. *Southwest. Entomol.* 37(1):73-83.
- Rodríguez-Leyva, E., Stansly, P. A., Schuster D. J. y Bravo-Mosqueda, E. 2007. Diversity and distribution of parasitoids of *Anthonomus eugenii* (Coleoptera:

- Curculionidae) from Mexico and prospects for biological control. Fla. Entomol. 90:693-703.
- Seal, D. R. y Bondari, K. 1999. Evaluation of various cultivars of pepper for resistance against pepper weevil (Coleoptera: Curculionidae). Proc. Fla. State Hort. Soc. 112:342-345.
- Seal, D. R. y Martin, C. G. 2016. Pepper weevil (Coleoptera: Curculionidae) preferences for specific pepper cultivars, plant parts, fruit colors, fruit sizes, and timing. Insects 7(1):9.
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). 2019. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola. Disponible en <https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/>. Accedido en diciembre de 2017.
- Sistema de Alerta Fitosanitaria del Estado de Guanajuato (SIAFEG). 2018. Boletín Picudo de Chile (*Anthonomus eugenii*). Disponible en <http://www.siafeg.org.mx/boletinplagas?idproblema=27>. Accedido en octubre de 2019.
- Smith, C. M. 2005. Plant resistance to arthropods: molecular and conventional approaches. Editorial Springer. Alemania.
- Speranza, S., Colonnelli, E., Garonna, A. P. y Laudonia, S. 2014. First record of *Anthonomus eugenii* (Coleoptera: Curculionidae) in Italy. Fla. Entomolo. 97(2):844-845.
- Stephens, S. G. y Lee, H. S. 1961. Further studies on the feeding and oviposition preferences of the boll weevil (*Anthonomus grandis*). J. Econo. Entomolo. 54(6):1085-1090.
- Torres-Ruíz, A. y E. Rodríguez-Leyva. 2012. Guía para el manejo integrado de plagas del pimiento bajo invernadero, con énfasis en el picudo del chile. Koppert México S.A. de C.V.
- Velásquez-Valle, R., Reveles-Torres, L. R., Chew-Madinaveitia, Y. I. y Mauricio-Castillo, J. A. 2013a. Virus y fitoplasmas asociados con el cultivo de chile para secado en el norte centro de México. Folleto Técnico No. 49 CIRNOC – INIFAP. Campo Experimental Zacatecas. México.

- Velásquez-Valle, R., Reveles-Torres, L. R. y Reveles-Hernández, M. 2013b. Manejo de las principales enfermedades del chile para secado en el norte centro de México. Folleto Técnico No. 50 CIRNOC – INIFAP. Campo Experimental Zacatecas. México.
- Vavilov, N. I. 1992. Origin and geography of cultivated plants. Primera edición inglesa. Editorial Cambridge University press. Inglaterra.
- Walker, C. M. 1905. Miscellaneous results of the work of the Bureau of Entomology. VIII. The pepper weevil. (*Anthonomus aeneotinctus* Champ.) U.S. Dept. Agr. Bur. Ent. Bull. 54:43-48.
- Wu, P., Haseeb, M., Zhang, R., Kanga, L. H. B., y Legaspi, J. C. 2019. In vitro consumption patterns of pepper weevil, *Anthonomus eugenii* (Coleoptera: Curculionidae) on two commercial pepper cultivars in Florida. Appl. Entomol. Zool. 1-7.