



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

MAESTRÍA EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN
VEGETAL

DIAGNÓSTICO Y MANEJO DE *Tomato chino La Paz virus* (ToChLPV) Y SU VECTOR *Bemisia tabaci* (Genn.) EN EL CULTIVO DE JITOMATE EN COCULA, GUERRERO

TESIS

QUE COMO REQUISITO PARCIAL PARA
OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

PRESENTA:

ARTURO PELÁEZ ARROYO

Bajo la supervisión de: Dr. Mateo Vargas Hernández



DIRECCIÓN GENERAL ACADÉMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXAMENES Y TÍTULOS

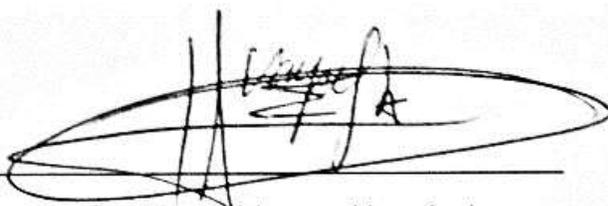


**DIAGNÓSTICO Y MANEJO DE *Tomato chino La Paz virus* (ToChLPV) Y SU
VECTOR *Bemisia tabaci* (Genn.) EN EL CULTIVO DE JITOMATE EN
COCULA, GUERRERO**

Tesis realizada por **ARTURO PELÁEZ ARROYO** bajo la supervisión del Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

Director: _____



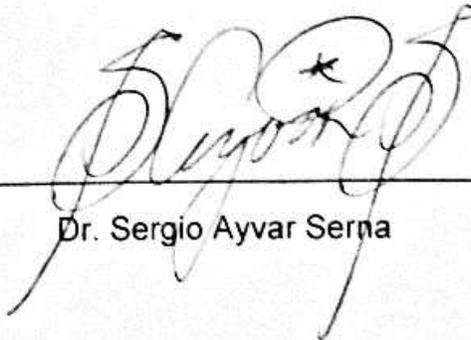
Dr. Mateo Vargas Hernández

Asesor: _____



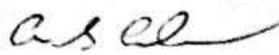
Dr. Marcelo Acosta Ramos

Asesor: _____



Dr. Sergio Ayvar Serna

Asesor: _____



Dr. Omar Guadalupe Alvarado Gómez

CONTENIDO

CONTENIDO	iii
LISTA DE CUADROS	vi
LISTA DE FIGURAS	ix
LISTA DE ÁPENDICES	xiii
DEDICATORIAS	xiv
AGRADECIMIENTOS	xv
DATOS BIOGRÁFICOS.....	xvii
RESUMEN GENERAL.....	xviii
GENERAL ABSTRACT.....	xix
1. CAPITULO I. INTRODUCCIÓN GENERAL.....	1
2. CAPITULO II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1 Aspectos generales del cultivo de jitomate (<i>Solanum lycopersicum</i> L.).	3
2.1.1 Importancia	3
2.1.2 Usos	3
2.1.3 Clasificación taxonómica.....	3
2.1.4 Origen y distribución.....	4
2.1.5 Producción mundial.....	4
2.1.6 Producción nacional	4
2.1.7 Producción estatal.....	5
2.2 Plagas del cultivo	5
2.3 Mosca blanca (<i>Bemisia tabaci</i> Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae).....	6
2.3.1 Biología y hábitos	6
2.3.2 Ecología	7
2.3.3 Rango de hospederos	7
2.3.4 Daños	7
2.3.5 Resistencia a insecticidas de <i>Bemisa tabaci</i>	8

2.3.6	Criterios para la identificación morfológica de moscas blancas	8
2.4	Virus en el cultivo de jitomate	8
2.4.1	Geminivirus	9
2.4.2	Begomovirus	10
2.4.3	Técnicas de identificación y caracterización de los begomovirus .	11
2.5	Métodos de control de virus-vector	12
2.6	Literatura citada	13
3.	CAPITULO III. DIAGNÓSTICO Y MANEJO DE <i>Bemisia tabaci</i> (GENN.) (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) Y DE <i>Tomato chino La Paz virus</i> , EN JITOMATE EN GUERRERO, MÉXICO	18
3.1	Resumen	18
3.2	Abstract.....	19
3.3	Introducción	20
3.4	Materiales y métodos.....	21
3.4.1	Sitio experimental.....	21
3.4.2	Colecta e identificación morfológica de <i>Bemisia tabaci</i>	21
3.4.3	Pruebas de transmisión de begomovirus	22
3.4.4	Identificación molecular de begomovirus	24
3.4.5	Factores evaluados y tratamientos.....	25
3.4.6	Diseño experimental.....	27
3.4.7	Variables evaluadas	27
3.4.8	Análisis estadístico.....	28
3.5	Resultados.....	29
3.5.1	Identificación morfológica de <i>B. tabaci</i>	29
3.5.2	Detección de ToChLPV	30
3.5.3	Manejo integral de <i>Bemisia tabaci</i> y ToChLPV	31
3.6	Conclusiones	71
3.7	Agradecimientos	72
3.8	Literatura citada	72

4. CAPITULO IV. EFECTIVIDAD RESIDUAL DE INSECTICIDAS NATURALES Y SINTÉTICOS CONTRA <i>Bemisia tabaci</i> (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)	77
4.1 Resumen	77
4.2 Abstract.....	78
4.3 Introducción	79
4.4 Materiales y métodos.....	80
4.4.1 Obtención de insectos.....	80
4.4.2 Factores y tratamientos en estudio	81
4.4.3 Aplicación de tratamientos	81
4.4.4 Evaluación.....	82
4.4.5 Análisis estadístico.....	83
4.5 Resultados y discusión	84
4.5.1 Densidad de huevos y porcentaje de efectividad en general	84
4.5.2 Densidad de huevos y porcentaje de efectividad en los DDT (0, 5 y 10 DDT)	85
4.6 Conclusiones	95
4.7 Agradecimientos	95
4.8 Literatura citada	95
APÉNDICE.....	100

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Productos químicos y orgánicos evaluados en el manejo de <i>B. tabaci</i> y ToChLPV en el cultivo jitomate, en Guerrero, México.....	26
Cuadro 2. Tratamientos (rotaciones) evaluados en el manejo de <i>B. tabaci</i> y ToChLPV en el cultivo jitomate, en Guerrero, México.	26
Cuadro 3. Escala de severidad para plantas afectadas por virus.	28
Cuadro 4. Prueba de comparación múltiple de medias utilizado el método de diferencia mínima significativa ($P = 0.05$) de los tratamientos de insecticidas y genotipos evaluados en el promedio de adultos de mosca blanca (<i>Bemisia tabaci</i>) por planta (pulg ²), realizado en cada muestreo, en la primera fecha de siembra en Guerrero, México.	32
Cuadro 5. Análisis de varianza a través de los muestreos, evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en el número promedio de adultos de mosca blanca (<i>Bemisia tabaci</i>) por planta (pulg ²), en la primera fecha de siembra.	33
Cuadro 6. Prueba de comparación múltiple de medias utilizado el método de diferencia mínima significativa ($P = 0.05$) de los tratamientos de insecticidas y genotipos evaluados en el promedio de adultos de mosca blanca (<i>Bemisia tabaci</i>) por planta (pulg ²), realizado en cada muestreo, en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México.	35
Cuadro 7. Análisis de varianza a través de los muestreos, evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en el número promedio de adultos de mosca blanca (<i>Bemisia tabaci</i>) por planta (pulg ²), en la primera fecha de siembra.	36

Cuadro 8. Análisis de varianza a través de los muestreos, evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en las variables de crecimiento, en la primera fecha de siembra.	39
Cuadro 9. Prueba de comparación múltiple de medias utilizado el método de diferencia mínima significativa ($P = 0.05$) de los tratamientos de insecticidas y genotipos evaluados en el diámetro del cuello (mm), altura de la planta (cm) y el número de hojas de la planta por planta de jitomate, realizado en cada muestreo, en la primera fecha de siembra en Guerrero, México.	42
Cuadro 10. Análisis de varianza a través de los muestreos, evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en las variables de crecimiento, en la segunda fecha de siembra.	45
Cuadro 11. Prueba de comparación múltiple de medias utilizado el método de diferencia mínima significativa ($P = 0.05$) de los tratamientos de insecticidas y genotipos evaluados en el diámetro del cuello (mm), altura de la planta (cm) y el número de hojas de la planta por planta de jitomate, realizado en cada muestreo, en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México.	48
Cuadro 12. Análisis de varianza evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en el rendimiento de frutos de primera, segunda y tercera calidad.	50
Cuadro 13. Prueba de comparación múltiple de medias utilizado el método de diferencia mínima significativa ($P = 0.05$) de los tratamientos de insecticidas y de su interacción en el rendimiento de frutos de primera, segunda y tercera calidad.	51
Cuadro 14. Análisis de varianza evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en el rendimiento total, en la primera fecha de siembra en Guerrero, México.	52
Cuadro 16. Análisis de varianza a través de los muestreos evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en el porcentaje	

de incidencia y severidad de virosis, en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México.	55
Cuadro 15. Prueba de comparación múltiple de medias utilizando el método de diferencia mínima significativa ($P = 0.05$) de los tratamientos de insecticidas y genotipos evaluados en el porcentaje de incidencia y severidad de virosis, en la primera fecha de siembra en Guerrero, México.....	56
Cuadro 18. Análisis de varianza evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en el porcentaje de incidencia y severidad de virosis, en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México.	61
Cuadro 19. Análisis de varianza por ensayo, evaluando el efecto del tratamiento con insecticida, infestación en diferentes días después del tratamiento con insecticida (0, 5 y 10) y la interacción entre ambos factores en el promedio de densidades de huevos de mosca blanca (<i>Bemisia tabaci</i>) por plántulas de jitomate.	84
Cuadro 20. Prueba de comparación múltiple de medias utilizando el método de diferencia mínima significativa ($P = 0.01$) de los tratamientos insecticidas en el promedio conjunto de la densidad de huevos de mosca blanca (<i>Bemisia tabaci</i>) por plántula de jitomate en cada ensayo.	85
Cuadro 21. Porcentaje de efectividad y prueba de comparación múltiple de medias utilizando el método de diferencia mínima significativa ($P = 0.01$) de los tratamientos insecticidas en el promedio de la densidad de huevos de mosca blanca (<i>Bemisia tabaci</i>) por plántula de jitomate a los 0, 5 y 10 DDT en el primer ensayo.	87
Cuadro 22. Porcentaje de efectividad y prueba de comparación múltiple de medias utilizando el método de diferencia mínima significativa ($P = 0.01$) de los tratamientos insecticidas en el promedio de la densidad de huevos de mosca blanca (<i>Bemisia tabaci</i>) por plántula de jitomate a los 0, 5 y 10 DDT en el segundo ensayo.	88

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Principales países productores de jitomate (FAOstat, 2017).	4
Figura 2. Plantas de jitomate muestreadas con síntomas típicos de los begomovirus, en el campo experimental del CSAEGro.	22
Figura 3. Características morfológicas de <i>Bemisia tabaci</i> , ninfa IV. A) Vista ventral B) Caracteres del Orificio vaciforme (Ov); seta caudal (SC), línigula (Li), opérculo (Op), seta terminal (ST), surco caudal (Ca).	29
Figura 4. Síntomas observados en las plantas infectadas con ToChLPV aislado de Cocula, Guerrero; A) enrollamiento de las hojas hacia el haz y enanismo severo, B) entrenudos cortos, aspecto erecto y arbustivo de la planta, C) reducción y deformación severa en hojas, D) planta enchinada.....	30
Figura 5. Identificación de begomovirus mediante reacción en cadena de la polimerasa (PCR), a partir del ADN de jitomate utilizando los primers degenerados prV324 y CoPR. Carriles 7-18 muestras problema. T+ testigo positivo y M marcador de peso molecular escalera-100 pb (AxygenMR).	31
Figura 6. Efectos de los tratamientos de insecticidas y genotipos en el número promedio de adultos de mosca blanca (<i>Bemisia tabaci</i>) por planta (pulg ²). Análisis estadístico realizado por tratamientos de insecticidas y genotipos, a través de los muestreos en la primera fecha de siembra en Guerrero, México. T1 a T6 = tratamientos de insecticidas, T7 = Control, G1 = DRD 8551, G2 = Río Grande. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$;) DMS = Diferencia mínima significativa.....	34
Figura 7. Efectos de los tratamientos insecticidas y genotipos en el promedio de adultos de mosca blanca (<i>Bemisia tabaci</i>) por planta (pulg ²). Análisis estadístico realizado por tratamientos de insecticidas y genotipos, a través de los muestreos	

en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México. G1 = DRD 8551, G2 = Río grande. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa..... 38

Figura 8. Efectos de los genotipos en el promedio del crecimiento de las variables: diámetro del cuello, altura y número d hojas. Análisis estadístico realizado por genotipos, a través de los muestreos en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa, ^D = diámetro del cuello, ^A = altura, ^H = número de hojas de la planta..... 38

Figura 9. Efectos de los tratamientos de insecticidas en el promedio del crecimiento de las variables: diámetro del cuello, altura y número d hojas. Análisis estadístico realizado por tratamientos de insecticidas, a través de los muestreos en la primera fecha de siembra en Guerrero, México. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa, ^D = diámetro del cuello, ^A = altura, ^H = número de hojas de la planta..... 41

Figura 10. Efectos de los genotipos en el promedio del crecimiento de las variables: diámetro del cuello, altura y número d hojas. Análisis estadístico realizado por genotipos, a través de los muestreos en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa, ^D = diámetro del cuello, ^A = altura, ^H = número de hojas de la planta. 46

Figura 11. Efectos de los tratamientos de insecticidas en el promedio del crecimiento de las variables: diámetro del cuello, altura y número d hojas. Análisis estadístico realizado por tratamientos de insecticidas, a través de los muestreos en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$), DMS =

Diferencia mínima significativa, ^D = diámetro del cuello, ^A = altura, ^H = número de hojas de la planta.....	47
Figura 12. Efectos de los tratamientos de insecticidas y genotipos en el rendimiento total. Análisis estadístico realizado por tratamientos de insecticidas y genotipos en la primera fecha de siembra en Guerrero, México. T1 a T6 = tratamientos de insecticidas, T7 = Control, G1 = DRD 8551, G2 = Río grande. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$) DMS = Diferencia mínima significativa.....	53
Figura 13. Efectos de los genotipos en la distribución del porcentaje de incidencia y severidad de virosis durante las fechas de muestreos. Análisis estadístico ($P = 0.05$) realizado por genotipos en la primera fecha de siembra en Guerrero, México. Los puntos corresponden al porcentaje de incidencia, las líneas del eje secundario corresponden al porcentaje de severidad, las barras indican el error estándar.....	54
Figura 14. Efectos de los genotipos en el porcentaje de incidencia y severidad de virosis. Análisis estadístico realizado por genotipos, a través de los muestreos en la primera fecha de siembra en Guerrero, México. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa, ^I = incidencia, ^S = severidad.....	57
Figura 15. Efectos de los tratamientos de insecticidas en el porcentaje de incidencia y severidad de virosis. Análisis estadístico realizado por tratamientos de insecticidas y genotipos en la primera fecha de siembra en Guerrero, México. T1 a T6 = tratamientos de insecticidas, T7 = Control. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$) DMS = Diferencia mínima significativa, ^I = incidencia, ^S = severidad.....	58
Figura 16. Efectos de los genotipos en la distribución del porcentaje de incidencia y severidad de virosis durante las fechas de muestreos. Análisis estadístico ($P = 0.05$) realizado por genotipos en la segunda fecha de siembra en Guerrero,	

México. Los puntos corresponden al porcentaje de incidencia, las líneas del eje secundario corresponden al porcentaje de severidad, las barras indican el error estándar.....	59
Figura 17. Efectos de los genotipos en el porcentaje de incidencia y severidad de virosis. Análisis estadístico realizado por genotipos, a través de los muestreos en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa, ^I = incidencia, ^S = severidad.....	62
Figura 18. Efectos de los tratamientos de insecticidas en el porcentaje de incidencia y severidad. Análisis estadístico realizado por tratamientos de insecticidas y genotipos en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México. T1 a T6 = tratamientos de insecticidas, T7 = Control. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$) DMS = Diferencia mínima significativa, ^I = incidencia, ^S = severidad.	63
Figura 19. Promedio de cada muestro en el porcentaje de incidencia y severidad de virosis de las dos fechas de siembra. Análisis estadístico ($P = 0.05$) realizado por muestreo en las dos fechas de siembra en Guerrero, México. Los puntos corresponden al porcentaje de incidencia, las líneas del eje secundario corresponden al porcentaje de severidad, las barras indican el error estándar.	64

LISTA DE ÁPENDICES

Cuadro A- 1. Análisis de varianza en cada muestreo, evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en las variables dependientes, en la primera fecha de siembra.	101
Cuadro A- 2. Análisis de varianza en cada muestreo, evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en las variables dependientes, en la segunda fecha de siembra.....	102
Cuadro A- 3. Análisis de varianza en cada muestreo, evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en el porcentaje de incidencia y severidad de virosis, en la primera fecha de siembra en Guerrero, México.	103
Cuadro A- 4. Análisis de varianza en cada muestreo, evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en el porcentaje de incidencia y severidad de virosis, en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México.	104

DEDICATORIAS

A mi esposa Teresa Téllez Arreola y a mi hijo Arturo Peláez Téllez, por ser mi inspiración, mi fuerza, y mis motivos para crecer. Con todo mi amor y admiración.

A mis padres Lorna Arroyo Aranda y Arturo Peláez Ramírez, por ser el mayor y mejor ejemplo de trabajo, dedicación, compromiso, sabiduría y amor que tengo en la vida.

A mis hermanos Daniel, Diego y Emiliano, por brindarme su amistad sincera y su cariño incondicional.

A mis primos por ser apoyo incondicional y parte importante de este proyecto.

A mis tíos, el Sr. Ángel Aranda Salgado y el Ing. Felipe Jesús Peláez Juárez, por apoyarme, aconsejarme y contagiarme el cariño por el campo.

A mis amigos Adán, Adrián, Aldo, Alma, Cynthia, Flor, Francisco, Fredi, Iván, Javier, Jessi, Manuel, Pedro, Ricardo, Zagal, por ser ejemplos de dedicación.

AGRADECIMIENTOS

A Dios, por permitirme la oportunidad de cumplir un proyecto más en esta vida.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por el financiamiento proporcionado durante estos años de estudio.

A la Dr. Mateo Vargas Hernández, por su dirección y sus comentarios siempre atinados, su valiosa amistad, por el análisis de los datos y por su apoyo constante.

Al Dr. Marcelo Acosta Ramos, por su aportación en el presente trabajo, y su gran amistad.

Al Dr. Sergio Ayvar Serna, principalmente por su apoyo incondicional permanente, y por su gran contribución para la realización del presente trabajo, así como su gran amistad, asesoría y comentarios.

Al Dr. Omar Guadalupe Alvarado Gómez por su valiosa aportación en el análisis molecular del virus y revisión de este trabajo.

A Adrián Delgadillo, por ser parte de este equipo, por su contribución y apoyo incondicional durante el desarrollo de la investigación.

A los Ingenieros Alfredo Flores, Mauricio Salgado y José Bores por su significativa participación en el trabajo de campo y amistad sincera.

A la Universidad Autónoma Chapingo y a la Departamento de Parasitología Agrícola por darme la oportunidad de ser parte de esta prestigiada institución y por haber contribuido y financiado el desarrollo del proyecto.

Al Colegio Superior Agropecuario del Estado de Guerrero por brindar acceso a sus instalaciones y aportar en el desarrollo e investigación del trabajo de campo.

DATOS BIOGRÁFICOS



Datos personales

Nombre	Arturo Peláez Arroyo
Fecha de nacimiento	21 de julio de 1991
Lugar de nacimiento	Iguala de la Independencia, Guerrero, México
No. Cartilla militar	D-0405465
CURP	PEAA910721HGRLRR02
Profesión	Ingeniero Agrónomo Fitotecnista
Cédula profesional	10534724

Desarrollo académico

Preparatoria	Escuela Físico-Matemático (2003-2007)
Licenciatura	Colegio Superior Agropecuario del Estado de Guerrero (CEP-CSAEGro; 2010-2015)
Maestría	Maestría en Ciencias en Protección Vegetal, en la Universidad Autónoma Chapingo (2015-2017)

RESUMEN GENERAL

Diagnóstico y manejo de *Tomato chino la Paz virus* (ToChLPV) y su vector *Bemisia tabaci* (Genn.) en el cultivo de jitomate en Cocula, Guerrero.

En México, el jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es la hortaliza con mayor volumen de producción, sin embargo, presenta numerosas plagas durante todo el ciclo de cultivo. El diagnóstico correcto del problema y las directrices de la efectividad residual de los productos en el mercado, son fundamentales para aplicar una estrategia de manejo integral y eficiente sobre cualquier agente nocivo. Se recolectó tejido de plantas con síntomas de virus; se identificó molecularmente el begomovirus patógeno presente en el cultivo de jitomate y morfológicamente a la plaga mosca blanca, *Bemisia tabaci* (Genn.) asociada al begomovirus. En el experimento en campo se evaluaron dos fechas de siembra, dos genotipos, y la aplicación de insecticidas químicos y orgánicos sobre la incidencia de *B. tabaci* y *Tomato chino la Paz virus* (ToChLPV). En el experimento en invernadero, se probó la residualidad y el porcentaje de efectividad de insecticidas naturales y sintéticos sobre especímenes de *B. tabaci* cuando se infestaba con mosca blanca a los 0, 5 y 10 días después del tratamiento, mismo que se repitió dos veces. La primera fecha de siembra, el cultivar DRD 8551 y los tratamientos donde se rotaron los ingredientes activos Imidacloprid solo, Imidacloprid+Betacyflutrín, Spirotretamat y Flupyradifurone presentaron los mejores resultados en campo. El tratamiento con Flupyradifurone en aplicación foliar y en suelo presentó la menor cantidad de huevos en los dos ensayos en invernadero. Este es un primer reporte sobre la detección del begomovirus *Tomato chino la Paz virus* (ToChLPV) en Guerrero, México. Esta investigación demuestra la importancia de la selección de fechas, genotipos y la rotación de insecticidas con diferente modo de acción; los resultados contribuirán a conocer la efectividad y residualidad de los tratamientos evaluados para diseñar un óptimo manejo integral de *B. tabaci* en jitomate y cultivos hospederos.

Palabras clave: *Begomovirus*, *Bemisia tabaci*, efecto residual, manejo integral.

GENERAL ABSTRACT

Diagnosis and management of *Tomato chino la Paz virus* (ToChLPV) and its vector *Bemisia tabaci* (Genn.) in the tomato crop in Cocula, Guerrero.

In Mexico, the tomato (*Solanum lycopersicum* L.) is the vegetable with the highest volume of production, however, it presents numerous pests throughout the crop cycle. The correct diagnosis of the problem and the guidelines of the residual effectiveness of the products in the market, are fundamental to apply a comprehensive and efficient management strategy on any harmful agent. Tissue from plants with virus symptoms was collected. The pathogenic begomovirus present in the tomato culture was identified molecularly and morphologically to the whitefly pest, *Bemisia tabaci* (Genn.) associated with the begomovirus. In the field experiment, were evaluated two seedtime, two genotypes, and the application of organic and chemical insecticides on the incidence of *B. tabaci* and *Tomato chino La Paz virus* (ToChLPV). In the greenhouse experiment, the residuality and the percentage of effectiveness of natural and synthetic insecticides were tested on specimens of *B. tabaci* when infested with whitefly at 0, 5 and 10 days after treatment, which was repeated two times. The first seedtime, the genotype DRD 8551 and the treatments which were based on the rotation of Imidacloprid alone, Imidacloprid + Betacyflutrin, Spirotretamat and Flupyradifurone presented the best results in the field. The treatment with Flupyradifurone in foliar application and in soil presented the lowest number of eggs in the two greenhouse trials. This is a first report on the detection of the *Tomato chino la Paz virus* (ToChLPV) begomovirus in Guerrero, Mexico. This research demonstrates the importance of the selection of dates, genotypes and rotation of insecticides with different mode of action; the results will contribute to know the effectiveness and residuality of the treatments evaluated to design an optimal integral management of *B. tabaci* in tomato and host crops.

Keywords: *Begomovirus*, *Bemisia tabaci*, residual effect, integral management.

1. CAPITULO I. INTRODUCCIÓN GENERAL

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es una de las hortalizas que ha recibido mayor atención por parte de empresas productoras de variedades mejoradas e instituciones de investigación; la rentabilidad de este cultivo es de los niveles mayores en el ámbito agropecuario (Bautista, Chavarrín & Valenzuela, 2010). La explotación comercial del cultivo afronta numerosas dificultades en países de las regiones productoras del mundo, debido a la susceptibilidad que presentan las variedades comerciales a plagas y enfermedades de orígenes virales, fúngicos y bacterianos (Álvarez *et al.*, 2013). Una de las principales plagas en el cultivo es *Bemisia tabaci* (Genn.), insecto cosmopolita, conocida como “mosca blanca”. Se han reportado más de 600 especies de plantas hospederas de este insecto, el cual además tiene una alta tasa reproductiva, gran capacidad para diseminarse entre hospedantes y es capaz de desarrollar resistencias a muchas clases de insecticidas; sin embargo, su mayor importancia radica en su daño indirecto, al transmitir geminivirus en la planta de jitomate causando daños fisiológicos severos y pérdidas de rentabilidad del cultivo (Naranjo, Cañas & Ellsworth, 2004; Oliveira, Henneberry & Anderson 2001).

Existe evidencia que una infección severa de virus y condiciones ambientales desfavorables, dan como resultado la reducción en la duración de las etapas fenológicas, decremento en el porte y órganos de la planta, provocando pérdidas significativas del rendimiento (Foolad, 2007). Para lograr un manejo eficaz de las plagas, es necesario un diagnóstico de éstas, que permita implementar adecuadamente la combinación de diferentes estrategias y tácticas de control compatibles entre sí y aceptables desde el punto de vista ecológico, económico y toxicológico, con programas muy específicos, como es el caso de sistemas de producción a la intemperie en condiciones del trópico seco de Guerrero. Las fechas de siembra es una táctica preventiva, que tienen el objetivo de evitar períodos de alta población de mosca blanca y condiciones ambientales desfavorables para el cultivo; por otro lado, el uso de genotipos resistentes es la primera estrategia en el manejo de virus fitopatógenos, porque ayuda a disminuir

las aplicaciones de insecticidas y el impacto negativo sobre el ambiente, más aun, cuando se utiliza un programa de rotación de insecticidas de diferentes modo de acción para disminuir la incidencia de la enfermedad en el cultivo (Baker & Cook, 1974; Cisneros,1995).

El presente estudio se realizó con el objetivo de identificar el virus asociado al cultivo de jitomate y a la mosca blanca; evaluar el efecto de dos fechas de siembra, dos genotipos y la aplicación de insecticidas en el control de la plaga y el virus en campo abierto, y evaluar el efecto residual de los insecticidas químicos y orgánicos al infestar con mosca blanca a los 0, 5 y 10 días después del tratamiento con insecticida.

2. CAPITULO II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Aspectos generales del cultivo de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.)

2.1.1 Importancia

Las hortalizas constituyen una fuente importante de empleos y de derrama de recursos en la economía nacional. Con 14.1 millones de toneladas, México ocupa el 9° lugar como productor de hortalizas y se encuentra entre los principales países exportadores después de España, China y Países Bajos (Rodríguez, Tavares & Medina 2001; SIAP, 2017).

El cultivo de jitomate ocupa un lugar importante entre las hortalizas en el mundo y es la segunda hortaliza más consumida después de la papa (*Solanum tuberosum* L.). En México, es la hortaliza más producida y presenta un consumo anual per cápita de 13.8 kg. El fruto aporta vitaminas y minerales en la dieta alimenticia (Blancard, Laterrot, Marchoux & Candresse, 2011; SIAP, 2017).

2.1.2 Usos

El tomate o jitomate, representa una de las múltiples aportaciones alimenticias, culturales y económicas que México ha hecho al mundo. Es apreciado por su frescura y sabor; se consume tanto crudo y cocido; es ingrediente utilizado en cientos de comidas y como guarnición de diversos platillos. Además, es materia prima en la agroindustria para la elaboración de puré, jugos, concentrados, bebidas, jitomates pelados o triturados (Bautista *et al.*, 2010; SIAP, 2016).

2.1.3 Clasificación taxonómica

A través del tiempo, los botánicos han modificado el género y especie del jitomate. Aún se encuentra en libros algo antiguos las asignaciones *Solanum esculentum*, *S. lycopersicon*, *Lycopersicon lycopersicum* y últimamente; *Lycopersicon esculentum* Mill., aunque el nombre actual es *Solanum lycopersicum* (Blancard *et al.*, 2011).

2.1.4 Origen y distribución

El jitomate, del náhuatl Xic-tomatl (tomate de ombligo) es originario de Perú, Ecuador, Bolivia y Chile, en la Región Andina, desde donde se difundió a México (Rodríguez *et al.*, 2001; SAGARPA, 2010). Los españoles y portugueses difundieron al tomate por todo el mundo a través de sus colonias (Esquinas & Nuez, 2001).

2.1.5 Producción mundial

De acuerdo con la FAOstat (2017), China es el principal productor de jitomate con 50 millones de toneladas, aporta más de la tercera parte de la producción total, seguido de la India y EUA (Figura 1). México en el 2011 se convirtió en el primer exportador mundial, desplazando al segundo lugar a Holanda (SIAP, 2016; FAOstat, 2017).

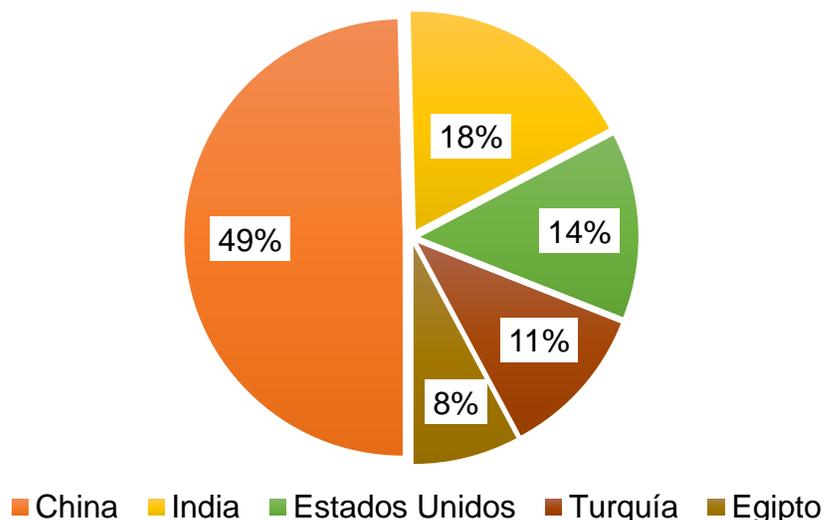


Figura 1. Principales países productores de jitomate (FAOstat, 2017).

2.1.6 Producción nacional

En 2016 se sembró jitomate en 51,861 hectáreas, que produjeron 3,349,154 toneladas, ubicándola como la hortaliza con mayor volumen, con rendimiento promedio de 65.29 toneladas por hectárea; se ubicó como la hortaliza con mayor

volumen. El principal productor a nivel nacional fue el Estado de Sinaloa con producción anual de 924,152 toneladas y rendimiento de 66.81 toneladas por hectárea, seguido de San Luis Potosí y Michoacán; mientras que en el estado de Guerrero la producción fue de 19,810 toneladas y el rendimiento promedio, de 18.45 toneladas por hectárea (SIAP, 2016).

2.1.7 Producción estatal

En el 2016 el jitomate se sembró en 1,073 hectáreas en el estado de Guerrero, obteniendo una producción de 19,810 toneladas y un rendimiento promedio de 18.45 toneladas por hectárea (SIAP, 2017).

2.2 Plagas del cultivo

Una plaga es cualquier ente nocivo que ha alcanzado un nivel poblacional suficiente para afectar e interferir con las actividades y deseos de los seres humanos, provocando pérdidas en la producción y en la rentabilidad del cultivo; en muchos casos pueden dañar totalmente al cultivo.

La explotación comercial del cultivo de jitomate afronta numerosas dificultades en las regiones productoras del mundo, debido a la susceptibilidad que presentan las variedades comerciales a plagas y enfermedades virales, fungosas y bacterianas (Álvarez, Moya, Florido & Plana, 2013). Las plagas insectiles que destacan en el trópico de Guerrero son: Áfidos o pulgones (*Aphis* sp.), araña roja o ácaro rayado (*Tetranychus* sp.), gusanos del fruto (*Heliothis* sp.), gusanos trozadores (*Agrotis* sp. y *Spodoptera* sp.), paratrioza o salerillo (*Bactericera* sp.), trips (*Frankliniella* sp.), minador de la hoja (*Liriomyza* sp.) y mosca blanca (*Bemisia tabaci* Genn.); esta última es de las más importantes por ser transmisora de diversos virus, entre ellos los begomovirus, cuyos síntomas están presentes en la región norte del estado de Guerrero, donde se llevó a cabo esta investigación.

2.3 Mosca blanca (*Bemisia tabaci* Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae)

Según Borrór, DeLong y Triplehorn (1989), la mosca blanca pertenece al género *Bemisia* y especie *tabaci*, es una de las principales plagas en el cultivo a nivel mundial. Se detectó desde 1980 en Almería, España, afectando a cultivos hortícolas y ornamentales (Rodríguez-Rodríguez *et al.*, 1994). Se tienen más de 600 especies de plantas hospederas; presenta una alta tasa reproductiva, gran capacidad para diseminarse entre hospedantes y es capaz de desarrollar resistencia a insecticidas; sin embargo, su mayor importancia radica en su daño indirecto, al transmitir geminivirus en la planta de jitomate que causan pérdidas económicas en los cultivos (Naranjo, Cañas & Ellsworth, 2004; Oliveira, Henneberry & Anderson 2001).

2.3.1 Biología y hábitos

Desde hace más de 100 años que esta plaga insectil fue descrita y desde entonces se ha convertido en una de las más importantes del mundo en la agricultura del trópico y subtropical, así como en sistemas de producción en invernaderos y la intemperie (campo). Se adapta fácilmente a las plantas hospederas y a nuevas regiones geográficas. Los diferentes biotipos descritos en el mundo, presentan diferencias en la transmisión de virus, eficacia en ésta, tasas de desarrollo, endosimbiontes y daños fisiológicos causados al hospedero, sugiriendo que *B. tabaci* es un complejo de especies que expuesta a cambios puede evolucionar (Oliveira *et al.*, 2001).

El ciclo de vida de huevo a emergencia del adulto es de 28 a 30 días, presenta una metamorfosis incompleta y consta de los siguientes seis estados: huevo, cuatro instares ninfales y adulto (Morales, Cardona, Bueno & Rodríguez. 2006). Los huevos son elípticos, alargados y sin pedicelo, color blanquecino y café cuando están próximos a eclosionar; son depositados en el envés de las hojas en forma aislada y agrupada. En un corto periodo alcanza poblaciones de más de mil adultos por planta. Una hembra puede ovipositar más de 500 huevos durante su vida (una a dos semanas), tardan de 4 a 9 días en eclosionar. Las ninfas pasan por cuatro estadios, son pequeños puntitos inmóviles, ovaladas y

aplanadas; traslúcidas al principio y amarillentos y globosos al final (solo el primer instar ninfal es móvil y el cuarto ya no se alimenta). Los adultos son pequeñas moscas amarillentas (1 mm de longitud) que poseen hábitos chupadores, con alas que presentan una cubierta cerosa blanquecina y vuelan activamente al mover la planta (Bautista, 2006; Bautista *et al.*, 2010; Argerich & Troilo, 2011; Byrne & Bellows, 1991; CESAVEG, 2013).

2.3.2 Ecología

B. tabaci se adapta mejor en regiones con altitudes desde el nivel del mar hasta los 1000 metros. Se ha observado que el biotipo B se puede adaptar a ambientes por encima de los 1000 metros. Esta mosca blanca requiere de hospedantes adecuados para reproducirse, así como de un clima cálido y seco o poco lluvioso. Se han encontrado ataques severos de virus transmitidos por *B. tabaci* en épocas secas o ambientes donde las lluvias son escasas (Morales *et al.*, 2006).

2.3.3 Rango de hospederos

B. tabaci se ha registrado alimentándose de más de 600 especies de plantas hospederas (Greathead, 1986), ubicadas en 74 familias, incluyendo hortalizas, plantas ornamentales, cultivos industriales y numerosas especies silvestres, que se distribuyen entre las familias Cruciferae, Cucurbitaceae, Solanaceae, Leguminosae, entre otras (Brown, 1993).

2.3.4 Daños

Los estados de ninfa y adulto provocan problemas fisiológicos y síntomas de marchitez, curvatura de los folíolos hacia el envés y amarillamiento de la planta, al alimentarse de la savia de las plantas; además, al excretar su mielecilla azucarada, propicia el desarrollo de fumagina (*Capnodium*), la cual impide la adecuada fotosíntesis. Además de su daño directo por alimentarse succionando la savia, *Bemisia tabaci*, es el segundo vector más importantesólo después de los áfidos. Su potencialidad como vector le permite transmitir numerosos y temibles virus; hasta la fecha se tienen identificados 128 virus fitopatógenos, que se adquieren por el adulto y ninfa, y son propagados por los adultos. Transmite

los begomovirus que son de gran impacto económico (Blancard *et al.*, 2011; Hogenhou, Ammar, Whitfield & Redinbaugh, 2008).

2.3.5 Resistencia a insecticidas de *Bemisa tabaci*

Debido al uso constante de insecticidas contra moscas blancas y otras plagas, *B. tabaci* ha desarrollado resistencia a insecticidas tradicionales y, en mayor magnitud, el biotipo B capaz de desarrollar resistencia rápidamente a insecticidas organofosforados, carbamatos y piretroides de contacto y sistémico; además, desplaza a las poblaciones de moscas blancas endémicas, sin dificultades para establecerse en zonas donde no se encontraba (Brown *et al.*, 2015). No obstante, se ha demostrado que con un buen manejo integral de *B. tabaci*, incluyendo los umbrales de acción y el uso de insecticidas modernos y sustentables, se puede disminuir la población a niveles que no causen daños económicos (Morales *et al.*, 2006).

2.3.6 Criterios para la identificación morfológica de moscas blancas

Para identificar las moscas blancas al nivel género o especie, se toman en cuenta los siguientes criterios: 1) tener el insecto en estado ninfal IV/pupario (en la actualidad, otras formas no suelen ser identificables a nivel de especie), porque las principales claves o características para identificar a ciertas especies son: la forma de la ninfa y los detalles del orificio vasiforme; 2) ser capaces de detectar la cubierta de la pupa (a veces están ocultos, o transparentes y camuflados); 3) observar los caracteres necesarios para diferenciarlo de otros géneros y especies, incluido la correcta monta del espécimen en la muestra permanente y microscopio; 4) comprender la morfología y caracteres utilizados para distinguir cada género y especie; y 5) contar con claves ilustradas de identificación disponibles para comparar y contrastar con otras especies (Hodges & Evans, 2005).

2.4 Virus en el cultivo de jitomate

En México la presencia de virus en hortalizas se remonta al año 1959, cuando se encontró el *virus mosaico del pepino* infectando a un cultivo de calabacita en el

estado de Sinaloa y posteriormente en el año 1966 en Tamaulipas en chile serrano infectado por el *virus jaspeado del tabaco*, transmitidos por pulgones (Garzón, 2015). No fue hasta 1973 que González y Cervantes encontraron un virus infectando el cultivo de jitomate, y en 1988 Brown y Nelson señalaron que la enfermedad era causada por un geminivirus al que llamaron *virus chino del tomate* (CdTV).

Los Geminivirus tienen genoma de ADN de cadena sencilla, son los principales patógenos de las solanáceas, y es la segunda familia más grande de los virus fitopatógenos (Agrios, 1997; Hogenhou *et al.*, 2008; Yadava, 2010).

2.4.1 Geminivirus

Los geminivirus son fitopatógenos que pertenecen a la familia Geminiviridae, los cuales fueron descritos por primera vez por Goodman (1977); son causantes de pérdidas significativas en el rendimiento de muchos cultivos de monocotiledóneas y dicotiledóneas en todo el mundo (Stanley *et al.*, 2005); y son los patógenos más devastadores del jitomate, pueden ocasionar pérdidas totales, cuando se presentan altas poblaciones de moscas blancas (*Bemisia tabaci* Genn.), las cuales los transmiten de forma natural (Fauquet *et al.*, 2005; Fauquet, Mayo, Maniloff, Desselberger & Ball, 2013; Holguín-Peña, Vázquez-Juárez & Rivera-Bustamante, 2004).

Los Geminivirus son actualmente divididos en siete géneros sobre la base de sus organizaciones genómicas y propiedades biológicas (hospedantes e insectos vectores), los cuales son: *Mastrevirus*, *Curtovirus*, *Begomovirus*, *Topocuvirus*, *Becurtovirus*, *Eragrovirus*, *Turncurtovirus* (Brown *et al.*, 2015; Mauricio-Castillo *et al.*, 2014).

Transmisión de Geminivirus

Los Geminivirus son transmitidos por insectos y su transmisión es en forma circulativa (paso del virus a través de su cuerpo del insecto después de alimentarse con la savia de una planta infectada). Este tipo de transmisión

consiste en dos fases: primero es la adquisición del virus (se requieren al menos 15 minutos para la adquisición), en la que las partículas virales pasan hasta la hemolinfa vía pared del tracto digestivo, y segundo, la inoculación del virus en la planta, lo cual requiere el paso del virus desde la hemolinfa hasta las glándulas salivares y el vector debe estar horas en la planta para la transmisión del virus. Las ninfas adquieren las partículas virales y los adultos los transmiten; las hembras tienen el doble de capacidad de transmisión que los machos (Hunter, Hiebert, Webb, Tsai & Polston, 1998).

2.4.2 Begomovirus

De acuerdo con lo establecido por el Comité Internacional de Taxonomía de Virus (ICTV, por sus siglas en inglés), el género *Begomovirus* comprende 288 especies de virus fitopatógenos (Brown *et al.*, 2015). Como miembro de la familia Geminiviridae, estos virus se caracterizan por tener un genoma circular de cadena sencilla. Generalmente, los begomovirus infectan una amplia gama de plantas dicotiledóneas, aunque, individualmente, la mayoría tienen rangos de huéspedes limitados, y son exclusivamente transmitidos por mosca blanca *Bemisia tabaci* (Fauquet *et al.*, 2005; Hogenhou *et al.*, 2008).

La mayoría de los begomovirus tienen genoma bipartito, con dos componentes denominados DNA A y DNA B (ambas); en este grupo se incluye el *Tomato chino la Paz virus*. El primer componente genómico (DNA A) codifica todas las funciones virales necesarias para la replicación, el control de la expresión génica y la transmisión de insectos. El segundo componente (ADN B) codifica dos productos involucrados en el movimiento de los virus dentro de la planta e intracelular. Además del sistema bipartita, un menor número del género *Begomovirus* han sido identificados que tienen genomas de monopartita carente del componente de ADN B. Este grupo de begomovirus incluye *Tomato yellow leaf curl virus*, el cual es el más devastador y de mayor distribución geográfica (Medio Oriente, Cuenca mediterránea, Región del Caribe, el sur de Norte América y de Centro América (Bull, *et al.*, 2003; Stanley *et al.*, 2005).

En México se tienen registrados 12 diferentes begomovirus transmitidos por *Bemisia tabaci* (Genn.), que afectan huertos de jitomate: *chino del tomate virus* (CdTV) (Brow y Nelson, 1988). *Pepper golden mosaic virus* (PepGMV) (Hernández, 2013; Holguín-Peña *et al.*, 2004), *Pepper huasteco yellow vein virus* (PHYVV) (Hernández, 2013; Tan, Wong, BeGLord, Saunders, & Stanley, 1995), *Tomato leaf curl Sinaloa virus* (ToLCSinV) (Idris & Brown, 1998), *Tomato yellow leaf curl virus* (TYLCV) (Ascencio-Ibáñez *et al.*, 1999; Hernández, 2013), *Tomato mottle virus* (ToMoV) (Díaz-Plaza, Avilés-Baeza, Peña-Ramírez & Rivera-Bustamante. 2002), *Tomato severe leaf curl virus* (ToSLCV) (Hernández, 2013; Holguín-Peña *et al.*, 2004), *Tomato golden mottle virus* (TGMV) (Mauricio-Castillo, Argüello-Astorga, Ambriz-Granados, Alpuche-Solís & Monreal-Vargas, 2007), *Squash leaf curl virus* (SLCV), *Cucurbit leaf crumple virus* (CuLCrV) (Lugo, Guzmán, García & León, 2011), *Tomato chino Baja California Sur virus* (ToChBCSV) y *Tomato chino La Paz virus* (ToChLPV) (Bañuelos-Hernández, 2012; Hernández, 2013; Holguín-Peña *et al.*, 2004). Los cuales se distribuyen por regiones tropicales y subtropicales donde amenazan seriamente la seguridad alimentaria de las personas más pobres del mundo (Prasanna *et al.*, 2010).

2.4.3 Técnicas de identificación y caracterización de los begomovirus

La identificación visual de virus mediante la observación de la sintomatología fue una de las primeras técnicas de identificación, sin embargo, esta técnica presentaba como obstáculo principal que los síntomas se pueden confundir con los causados por otras especies virales, deficiencias nutricionales o las condiciones mismas del ambiente (Mauricio-Castillo *et al.*, 2007). Posteriormente se aprovechó la circunstancia de que los geminivirus forman cuerpos de inclusión nucleares, los cuales pueden ser teñidos con el colorante Azur A, y observados al microscopio de luz; sin embargo, este método tiene la limitante de requerir la capacitación de técnicos, que deben primero adquirir experiencia suficiente para manipular adecuadamente las muestras (Mauricio-Castillo *et al.*, 2014).

Hasta hace poco, las técnicas tradicionales de identificación de geminivirus habían estado limitadas básicamente a las técnicas de inmunodetección o por

serología (ELISA). No obstante, esta técnica ha enfrentado dos problemas técnicos: 1) las propiedades físicas y químicas de la partícula las hace difícil de purificar en una forma estable y, 2) los viriones parecen ser poco inmunogénicos (Roberts *et al.*, 1984).

La hibridación de ácidos nucleicos, se basa en las propiedades de desnaturalización y renaturalización del ADN. Esta técnica es útil para la detección de virus cuando se necesita procesar un gran número de muestras, además es eficiente para la detección viral en el vector biológico (Mason, Caciagli, Accotto & Noris, 2008); la hibridación de ácidos nucleicos, tipo Dot Blot consiste en fijar pequeñas muestras de ADN total en membranas de Nylon que serán hibridadas con una mezcla de sondas de ADN específicas para miembros del género *Begomovirus*, donde al realizar una autoradiografía de la membrana, se establece si la sonda se unió al ADN problema y se comprueba de ese modo si existe o no una infección causada por geminivirus (Brown, Idris, Torres-Jeréz, Banks & Wyatt, 2001; Mauricio-Castillo *et al.*, 2014).

A finales de los años 80s se desarrolló una técnica molecular conocida como reacción en cadena de la polimerasa (PCR) capaz de amplificar genomas de ADN a partir de pequeñas muestras de tejido fresco, desecado o liofilizado, gracias a su alta sensibilidad (Mauricio-Castillo *et al.*, 2014). Para una mayor especificidad, la técnica de PCR se complementa con técnicas moleculares como la clonación y secuenciación, que han sido utilizadas exitosamente con fines de detección e identificación (Padidam, Beachy & Fauquet, 1995). Las técnicas de clonación y secuenciación se han consolidado como herramientas necesarias para la detección, identificación y caracterización genómica de nuevas especies geminivirales (Brown *et al.*, 2001; Mauricio-Castillo *et al.*, 2014).

2.5 Métodos de control de virus-vector

Aplicar el principio de un Manejo Integral de Plagas (MIP), ayudará a: prevenir que las plagas causen daño económico; se mantiene un sistema balanceado; se obtiene una disminución de sustancias tóxicas para los agentes de control

biológico; se ayuda a prescindir del uso de pesticidas sintéticos, se reducen los costos de producción y se logra una alta productividad con cosechas menos contaminadas y más saludables (Kogan, 1986; Andrews & Quezada, 1989). Algunos de los métodos de protección vegetal que se pueden implementar son: control cultural, mecánico, físico, etológico, biológico, químico, orgánico y legal.

2.6 Literatura citada

- Ascencio-Ibáñez J., T., Diaz-Plaza R., Méndez-Lozano J., Monsalve-Fonnegra Z., I., Argüello-Astorga, G., R., & Rivera-Bustamante R., F. (1999). First report of *Tomato yellow leaf curl* geminivirus in Yucatán, México. *Plant disease*, 83, 1178-1178.
- Álvarez M., Moya, C., Florido, M. & Plana, D. (2013). Resultados de la mejora genética del tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) y su incidencia en la producción hortícola en Cuba. *Cultivos Tropicales*, 24, 63-70.
- Argerich C. & Troilo, L. (2011). Manual de Buenas Prácticas Agrícolas en la cadena de tomate (No. Q02 ARG 18460). Ministerio de Agricultura, Ganadería y Pesca, Buenos Aires (Argentina) FAOINTA, 145 p.
- Baker, R. & Cook, R. (1974). *Biological control of plant pathogens*. San Francisco USA: W. H. Freeman and Company.
- Bañuelos-Hernández, B., Mauricio-Castillo, J. A., Cárdenas-Conejo, Y., Guevara-González, R. G., & Arguello-Astorga, G. R. (2012). A new strain of tomato severe leaf curl virus and a unique variant of tomato yellow leaf curl virus from Mexico. *Archives of virology*, 1-7.
- Bautista M., N. (2006). Insectos plaga, una guía ilustrada para su identificación. Colegio de Postgraduados. ISBN, 968-839.
- Bautista M., N., Chavarrín C. & Valenzuela F. (2010). *Jitomate: Tecnología para su Producción en Invernadero*. (3ª ed.). Colegio de Postgraduados. Montecillos, Estado de México. México.
- BeGLord, I. D., Briddon, R. W., Brown, J. K., Rosell, R. C. & Markham P. G. (1994). Geminivirus transmission and biological characterization of *Bemisia tabaci* (Genn.) biotypes from different geographic regions. *Annals of Applied Biology*, 125, 311-325.
- Blancard, D., Laterrot, H., Marchoux, G. & Candresse, T. (2011). *Enfermedades del tomate. Identificar, conocer, controlar*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid, España.
- Borror, A. J., DeLong, D. M. & Triplehorn, C. A. (1989). *An introduction to the study of insects* (6th ed.). Saunders College, Publishing E.U.A.

- Brown, J. K. & Nelson, M. R. (1988). Transmission, host range, and virus-vector relationships of chilo del tomate virus, a whitefly-transmitted geminivirus from Sinaloa, México. *Plant Disease*, 74,720.
- Brown, J. K., Frohlich, D. R. N. & Rosell, R. C. (1995). The sweetpotato or silverleaf whiteflies: biotypes of *Bemisia tabaci* or a species complex. *Annual Review of Entomology*, 40, 511–34
- Brown, J. K., Idris, A. M., Torres-Jeréz, I., Banks, G. K. & Wyatt, S. D. (2001). The core region of the coat protein gene is highly useful for establishing the provisional identification and classification of begomoviruses. *Archives of Virology*, 146, 1581-1598.
- Brown, J. K., Murilo-Zerbini, Navas-Castillo, F. J., Moriones, E., Ramos-Sobrinho, R., Silva, J. C. F.... & Varsani, A. (2015). Revision of *Begomovirus* taxonomy based on pairwise sequence comparisons. *Archives Virology*, 160, 1593-1619.
- Bull, S. E., Briddon, R. W., & Markham, P. G. (2003). Universal primers for the PCR-mediated amplification of DNA 1: a satellite-like molecule associated with begomovirus-DNA β complexes. *Molecular Biotechnology*, 23, 83-86.
- Byrne, D. N. & Bellows, T. S. (1991). Whitefly Biology. *Annual Review of Entomology*, 36, 431-457.
- Cisneros, F. (1995). Control de plagas agrícolas. *Lima. Perú*, 81-102.
- Díaz-Plaza, R., Avilés-Baeza, W. I., Peña-Ramírez, R. & Rivera-Bustamante, R. F. (2002). Geminivirus detected in habanero chilli pepper (*Capsicum chinense* Jac) in Yucatan Peninsula. In Proceeding of the 16 th International pepper conference. Tampico, Tamaulipas, México. November.
- Esquinas, A., J. & Nuez, F. V. 2001. *Situación taxonómica, domesticación y difusión del tomate*. In: *El Cultivo del Tomate*. España: Mundi Prensa.
- FAOstat. 2017 (Food and Agriculture Organization. Statistical database). Food and agricultura data. Production Crops. Consultado en: <http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC/visualize>. (12/02/17).
- Fauquet, C. M., Bisaro, D. M., Briddon, R. W., Brown, J. K., Harrison, B. D., Rybicki, E. P. & Stanley, J. (2003). Virology division news: revision of taxonomic criteria for species demarcation in the family Geminiviridae, and an updated list of begomovirus species. *Archives of virology*, 148, 405-421.
- Fauquet, C. M., Mayo, M. A., Maniloff, J., Desselberger, U. & Ball, L. A. (2005). *Virus taxonomy: VIIIth report of the International Committee on Taxonomy of Viruses*. Elsevier Academic Press. San Diego, California, U.S.
- Foolad, M. R. (2007). Tolerance to abiotic stresses, pp 521-592 In Razdan MK, Mattoo AK [eds.]. *Genetic improvement of Solanaceous crops Vol 2. Tomato*, NH, U.S.: Science Publisher, Enfield, Enfield.

- García T., B. (2007). *Relación de fitoplasmas, Bactericera Cockerelli y Geminivirus con el síndrome del declinamiento del jitomate* (Tesis de Maestría, Colegio de Postgraduados, Montecillo, Texcoco, Edo. de México). Consultada en http://colposdigital.colpos.mx:8080/jspui/bitstream/handle/10521/1884/García_Tapia_B_DC_Fitopatologia_2007.pGL?sequence=1&isAllowed. (17/02/17).
- Garzón, T., J. A. (2015). Enfermedades (por virus y organismos tipo bacteria) del chile y tomate en México. Bayer de México, S. A. de C. V. México, D. F. Consultado en: <http://librosagronomicos.blogspot.mx/2015/10/enfermedadespor-virus-y-organismos.html>. (07/03/17).
- Greathead, A. H. 1986. Host plants. In: *Bemisia tabaci* a Literature Survey on the Cotton Whitefly with an Annotated Bibliography. Cock, M.J.W. (ed.). CAB International Institute, Biological Control. Silwood Park, UK.
- Hernández F., B. (2013). *Epidemiología y detección de begomovirus y Candidatus Liberibacter psyllaourous en plantaciones comerciales de tomate (Solanum lycopersicum L.)* (Tesis doctoral, Colegio de Postgraduados, Montecillo, Texcoco, Edo. de México). Consultada en http://colposdigital.colpos.mx:8080/jspui/bitstream/handle/10521/1884/Hernandez_Flores_B_DC_Fitopatologia_2013.pGL?sequence=1&isAllowed. (12/04/17).
- Hogenhout, S. A., Ammar, E. D., Whitfield, A. E. & Redinbaugh, M. G. (2008). Insect vector interactions with persistently transmitted viruses. *Annual Review Phytopathology*, 46, 327-359.
- Holguín-Peña R., J., Vázquez-Juárez R. & Rivera-Bustamante R., F. (2004). Rango de hospedantes, incidencia y filogenia del virus del mosaico dorado del chile (PepGMV) en Baja California Sur, Mexico. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 22, 206-215.
- Hodges, G. S., & Evans, G. A. (2005). An identification guide to the whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) of the Southeastern United States. *Florida Entomologist*, 88 518-534.
- Hunter, W. B., Hiebert, E., Webb, E. S., Tsai, J. H. & Polston, J. E. (1998). Location of Geminiviruses in the Whitefly *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *Plant Disease*, 82, 1147-1151.
- Idris, A. M. & Brown, J. K. (1998). Sinaloa tomato leaf curl geminivirus: biological and molecular evidence for a new subgroup III virus. *Phytopathology*, 88(7), 648-657.
- Kogan, M. (1998). Integrated pest management: Historical perspectives and contemporary developments. *Annual Review of Entomology*, 43, 243-270.

- León C., W. E. 2009. *Evaluación ambiental de la producción del cultivo de tomate (Lycopersicon esculentum Mill.), bajo condiciones protegidas en las Palmas Gran Canaria, España, Mediante la utilización de la metodología de análisis del ciclo de vida* (Tesis doctoral, Universidad Autónoma de Barcelona, España). Consultada en <http://www.tdx.cat/bitstream/handle/10803/5814/welc1de1.pGL?sequence=1>. (12/05/17).
- Linnaeus, C. (1753). *Species plantarum*. Stockholm: Holmiae.
- Lugo M., O. Y., Guzmán U., R., García E., R. S. & León F., J. (2011). Geminivirus transmitidos por mosca blanca (*Bemisia tabaci*) en Tomate, en el Valle Agrícola de Culiacán, Sinaloa. *Revista mexicana de fitopatología*, 29, 109-118.
- Mason, G., Caciagli, P., Accotto, G. P. & Noris, E. (2008). Real-time PCR for the quantitation of *Tomato yellow leaf curl Sardinia virus* in tomato plants and in *Bemisia tabaci*. *Journal of Virological Methods*, 147, 282–289.
- Mauricio-Castillo, J. A., Argüello-Astorga, G. R., Ambriz-Granados, S., Alpuche-Solis A. G. & Monreal-Vargas C. T. (2007). First Report of Tomato golden mottle virus on *Lycopersicon esculentum* and *Solanum rostratum* in Mexico. *Plant Disease*, 91, 1513-1513.
- Mauricio-Castillo, J. A., Reveles-Torres, L. R., & Salas-Muñoz, S. 2014. *Begomovirus y Curtovirus: generalidades y métodos de diagnóstico. Virus y Fitoplasmas de Chile: una perspectiva regional*. 51-80.
- Morales F., Cardona C., Bueno J. & Rodríguez I. (2006). Manejo de integrado de enfermedades de plantas causadas por virus transmitidos por moscas blancas. CIAT, GLID Y Tropical White Fly IPM Project. Cali (Colombia). Consultada en http://ciat-library.ciar.org/Articulos/Ciat/manejo_enfermedades_plantas.pGL. (01/06/17).
- Naranjo, S., E., Cañas, A., L. & Ellsworth, C., P. (2004). Fauna auxiliar. Mortalidad de *Bemisia tabaci* en un sistema de cultivos múltiples. *Horticultura internacional*, 43, 14–21.
- Oliveira, M., Henneberry, R., V. & Anderson, T., J. P. (2001). History, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. *Crop protection*, 20, 709-723.
- Padidam, M., Beachy, R. N. & Fauquet, C. M. (1995). Classification and identification of geminiviruses using sequence comparisons. *Journal of General Virology*, 76, 249 -263.
- Prasanna, H. C., Sinha, D. P., Verma, A., Singh, M., Singh, B... & Martin, D. P. (2010). The population genomics of begomoviruses: global scale population structure and gene flow. *Virology Journal*, 7, 220.

- Roberts, I. M., Robinson, D. J. & Harrison, B. D. (1984). Serological relationships and genome homologies among geminiviruses. *Annals of Applied Biology*, 105, 483- 493.
- Rodríguez-Rodríguez, M.D., Moreno, R. Téllez, M. M., Rodríguez-Rodríguez, M. P. & Fernández-Fernandez, R. (1994). *Eretmocerus mundus* Mercet, *Encarsia lutea* (Masi) y *Encarsia transvena* (Timberlake) (Hym.: Aphelinidae) parasitoides de *Bemisia tabaci* (Homoptera, Aleyrodidae) en los cultivos hortícolas protegidos almerienses. *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas*, 20, 695-702.
- Rodríguez R., Tavares, R. & Medina. (2001). *Cultivo moderno del tomate*. 2ª Edición. Ediciones Mundi-Prensa. España. 255 p.
- SAGARPA (Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación), 2010. Monografía de cultivos. Subsecretaría de fomentos a los agronegocios. Jitomate. 23 p. Consultado en: [http://www.sagarpa.gob.mx/agronegocios/Documents/pablo/Documents/Monogr afias/Jitomate.pGL](http://www.sagarpa.gob.mx/agronegocios/Documents/pablo/Documents/Monogr%20afias/Jitomate.pGL). (25/01/17).
- SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera). 2015. Cierre de la producción agrícola por estado. Consultado en <http://www.siap.gob.mx/cierre-de-laproduccion-agricola-por-cultivo/>. (12/02/17).
- SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera). 2016. Atlas Agroalimentario 2016. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, México.
- Stanley, J., Bisaro, D. M., Briddon, R. W., Brown, J. K., Fauquet, C. M., Harrison, B. D.... & Stenger, D. C. (2005). Geminiviridae. In: *Virus Taxonomy*, VIIIth Report of the ICTV (C.M. Fauquet, M.A. Mayo, J. Maniloff, U. Desselberger, and L.A. Ball, eds), 301-326. Elsevier/Academic Press, London.
- Tan, P., H., Wong, S., M., Wu, M., BeGLord, I., D., Saunders, K. & Stanley, J. (1995). Genome organization of ageratum yellow vein virus, a monopartite whitefly-transmitted geminivirus isolated from a common weed. *Journal of General Virology*, 76, 2915-2922.

3. CAPITULO III. DIAGNÓSTICO Y MANEJO DE *Bemisia tabaci* (GENN.) (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) Y DE *Tomato chino La Paz virus*, EN JITOMATE EN GUERRERO, MÉXICO

3.1 Resumen

El manejo de los begomovirus, y de su vector en jitomate (*Solanum lycopersicum* L.), implica un manejo integral que ayude a minimizar el daño económico provocado por estas plagas, a través de técnicas compatibles entre sí. Los objetivos del estudio fueron: identificar al agente causal de la virosis, corroborar que *B. tabaci* es el vector del virus en jitomate y evaluar el efecto de dos fechas de siembras, dos genotipos y la rotación de insecticidas de distinto modo de acción, para el manejo de *Bemisia tabaci* (Genn.) y del *Tomato chino la Paz virus* (ToChLPV) transmitido por la mosca blanca. El estudio se estableció mediante un diseño experimental de parcelas divididas, con tres repeticiones. Las variables evaluadas fueron: número de adultos *B. tabaci*, crecimiento de la planta, rendimiento del fruto y porcentaje de incidencia y severidad del virus. Se identificó morfológicamente a la especie *Bemisia tabaci* y se obtuvo el primer informe de *Tomato chino La Paz virus* presente en Guerrero, México. El cultivar DRD 8551 incrementó 24% las variables de crecimiento y 88% el rendimiento total del fruto, en comparación con el cultivar Río Grande. En la primera fecha de siembra, el genotipo DRD 8551, redujo 32 y 34% la incidencia y severidad, y en la segunda fecha 16 y 27%, respectivamente, comparados con el cultivar Río Grande. Los tratamientos en los que se alternaron Muralla Max[®], Movento[®] y Sivanto[®]prime, redujeron, en promedio 38% la población de moscas blancas y 10% la severidad de virosis; por lo tanto, se incrementó 13% las variables de crecimiento; además, aumentó 42% el rendimiento total del fruto. En la primera fecha de siembra se redujo 75% menos la densidad de mosca blanca y obtuvieron menores porcentajes de incidencia y severidad de virosis, en las condiciones de clima y suelo del sitio experimental. Estos resultados sugieren que, un manejo integral, hará más eficaz y sustentable el manejo de enfermedades virales y sus vectores en esta área de estudio.

Palabras clave: *Bemisia tabaci*, fechas de siembra, genotipos, rotación de insecticidas.

DIAGNOSIS AND MANAGEMENT OF *Bemisia tabaci* (GENN.) (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) AND OF *Tomato chino La Paz* *virus*, IN JITOMATE IN GUERRERO, MEXICO

3.2 Abstract

The management of begomovirus, and its vector in tomato (*Solanum lycopersicum* L.), implies an integral management that helps to minimize the economic damage caused by these pests, through compatible techniques. The objectives of the study were: to identify the vector and causal agent of the virus and to evaluate the effect of two sowing date, two genotypes and six treatments of insecticides of different modes of action for the management of *Bemisia tabaci* (Genn.) and ToChLPV transmitted by the whitefly. The study was established through an experimental design of split plots, with three replicates. The variables evaluated were: number of adults (whitefly), growth variables, fruit yield and percent incidence and severity of the virus in tomato plants. The species *Bemisia tabaci* was identified morphologically and the first report of *Tomato chino La Paz Begomovirus* was obtained in Guerrero, Mexico. The cultivar DRD 8551 shown an increase up to 24% growth variables; in addition, an increase in the total yield of the fruit by 88%, in comparison to the cultivar Río grande. In the first date, cultivar DRD 8551, showed a reduction of the incidence and severity percentage in 32 and 54% and in the second date, 16 and 27%, respectively. The treatments in which Muralla Max®, Movento® and Sivanto®prime were rotated, had a reduced average number of specimens of whitefly up to 38% and the severity of virus infections by up to 10%, increasing the growth variables by up to 13%; in addition, increased the total yield of the fruit by 42%. The first sowing date had a reduced whitefly density by 75% and showed the lowest incidence rates and severity of virus in the experimental site conditions. These results suggest that, integral management, will make the management of viral diseases and their vectors more Effective and sustainable.

Keywords: *Bemisia tabaci*, planting dates, genotypes, rotation of insecticides.

3.3 Introducción

Bemisia tabaci (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) conocida como mosca blanca, es la plaga de mayor importancia económica en el cultivo de jitomate, es un vector de virus de la familia Geminiviridae, principales patógenos del jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) se sitúa como la segunda familia más grande de los virus fitopatógenos (Naranjo *et al.*, 2004). Los geminivirus son actualmente divididos en cuatro géneros sobre la base de sus organizaciones genómicas y propiedades biológicas (hospedantes e insectos vectores): *Mastrevirus*, *Curtovirus*, *Begomovirus* y *Topocuvirus*. Los *Begomovirus* representan el género viral con mayor número de especies reportadas hasta la fecha; de acuerdo con lo establecido por el Comité Internacional de Taxonomía de Virus (ICTV por sus siglas en inglés), el género *Begomovirus* comprende 288 especies de virus fitopatógenos (Brown *et al.* 2015). En México son 12 los geminivirus detectados en el cultivo de jitomate y todos pertenecen al género *Begomovirus* (Fauquet *et al.*, 2005; Hernández, 2013). El *Tomato chino La Paz virus* (ToChLPV) es el más reciente caracterizado en México (Bañuelos-Hernández, 2012; Hernández, 2013; Holguín-Peña *et al.*, 2004c), el cual es un begomovirus de ADN como genoma, con cadena sencilla; con algunas excepciones, tiene genoma bipartita; es patógeno de plantas dicotiledóneas, se transmite únicamente por *Bemisia tabaci* (Genn.) de manera persistente circulativa, pero no transovaricamente, y no afecta la fecundidad y longevidad del vector (Bull *et al.*, 2003; Hogenhou *et al.*, 2008).

Conocer el agente infeccioso de las enfermedades virales, así como, su vector, es elemental para planificar un programa de manejo integrado contra estas plagas. Los métodos de detección e identificación más utilizados se basan en la morfología y propiedades bioquímicas; no obstante, los síntomas causados por virus son a veces muy similares y es fundamental el uso de métodos eficientes. Al respecto, Wyatt & Brown (1996), señalan que para la detección de geminivirus, la técnica PCR brinda una alta especificidad y es relativamente práctica para detectar virus en los diferentes cultivos y plantas arvenses y conocer su distribución geográfica (Holguín-Peña *et al.*, 2004a). Para disminuir los daños

causados por estas plagas es necesario la combinación de diferentes estrategias y tácticas de control compatibles entre sí y aceptables desde el punto de vista ecológico, económico y toxicológico, que puedan mantener las plagas por debajo de los niveles donde ellas pueden causar daño económico (Baker & Cook, 1974). Por lo antes mencionado, los objetivos del presente trabajo se enfocaron en: a) realizar la identificación morfológica de *B. tabaci*, b) detectar e identificar molecularmente el agente causal de los síntomas relacionados con begomovirus en el cultivo de jitomate y c) evaluar el efecto de dos fechas de siembra, un cultivar resistente y la rotación de insecticidas químicos y orgánicos en el manejo de *B. tabaci* y ToChLPV, en jitomate cultivado a la intemperie en Cocula, Gro.

3.4 Materiales y métodos

3.4.1 Sitio experimental

La investigación se desarrolló durante dos fechas de siembra en el año 2016 en un sistema a la intemperie, durante los meses enero a abril. El área total de la parcela experimental, en cada fecha de siembra fue de 698 m², en el Campo Experimental del Colegio Superior Agropecuario del Estado de Guerrero (CSAEGro), Cocula, Guerrero (18.2665°N, 99.6475°W), a una altitud de 640 msnm.

3.4.2 Colecta e identificación morfológica de *Bemisia tabaci*

Se realizó un muestreo sistemático en transecto en W, la unidad de muestreo fue de una planta y el tamaño de muestra de cinco hojas infestados de ninfas de *B. tabaci* en el cuarto instar ninfal (“pupa”, ojos visibles a través del integumento), obtenidos de cada punto del transecto de muestreo. Los insectos colectados se prepararon para su identificación.

Las ninfas del cuarto instar obtenidas durante la colecta, se despegaron de los folíolos mediante golpeo y pincel. Se dispusieron 12 ninfas representativas en montas permanentes (solución Hoyer), se observaron en los microscopios compuesto y confocal. La identificación se realizó mediante la utilización de

claves taxonómicas basadas en la morfología de especímenes inmaduros (Carapia & Castillo-Gutiérrez, 2013; Viscarret & Botto, 1997).

3.4.3 Pruebas de transmisión de begomovirus

Para la obtención de plantas fuente se colectaron cuatro plantas enfermas (Figura 4) del cultivar Río grande de aproximadamente 30 días de edad, dispuestas en bolsas de polietileno con capacidad de 2.5 kg (20 x 15 cm) de suelo. La selección de material infectado se realizó de acuerdo a la sintomatología típica de los geminivirus (Holguín-Peña, 2004c). Las plantas se transfirieron a una jaula-umbráculo de 1.80x1.5x2.0 m (largo-ancho-alto), forrada con organza (compuesta por fibras estrechamente torcidas) y colocada en una estructura preparada con alambre galvanizado en invernadero de cristal en la Universidad Autónoma Chapingo.



Figura 2. Plantas de jitomate muestreadas con síntomas típicos de los begomovirus, en el campo experimental del CSAEGro.

Colonia de *B. tabaci*

De las plantas enfermas se colectaron de 50 a 70 adultos de *B. tabaci*, utilizando un succionador de boca entomológico. Los insectos se colocaron dentro de la jaula-umbráculo de las plantas fuente, con el propósito de obtener la primera

generación de *B. tabaci* (en cuarto instar ninfal), y utilizarla como vector virulífero en la transmisión del virus en plantas sanas.

Producción de plantas hospedantes sanas

Se utilizó el genotipo Río Grande, para obtener plantas de jitomate que se utilizarían para reproducir los síntomas en campo y obtener el agente causal requerido para llevar a cabo su identificación molecular. Las semillas se sembraron en una charola almaciguera de 22x32x7 cm (largo-ancho-alto), con sustrato a base de bocashi; después de la siembra se cubrieron las charolas durante cuatro días con una bolsa de polietileno negro para favorecer y uniformizar el proceso de germinación, y se incubaron dentro del laboratorio para evitar contaminación por insectos. A los 30 días después de la emergencia, se trasplantaron 12 plantas a contenedores de unicel con capacidad de 0.5 Lt, de suelo, el cual consistió en una mezcla de tierra lama y materia orgánica en una proporción 2:1. Se colocaron individualmente dentro de jaulas entomológicas de 30x30x50 cm (largo-ancho-alto) forradas de organza muy fina. Las plantas fueron fertilizadas con 1 g por planta de la fórmula triple 17.

Transmisión del Patógeno

La transmisión del agente causal de los síntomas en las plantas colectadas en campo se realizó de acuerdo con Brown & Nelson (1988). Además, con el propósito de eliminar otros posibles virus no persistentes o semipersistentes transmisibles por *B. tabaci*, la primera generación de ninfas (cuarto instar) obtenida de la colonia, fue despegada de los folíolos de las plantas fuente, y se colocaron en pastilleros de 33 mm de diámetro con respiradero hasta la emergencia del adulto. Los nuevos adultos se transfirieron con un succionador de boca entomológico dentro de las 12 jaulas entomológicas con las plantas de jitomate sanas (15 mb planta⁻¹); se mantuvieron alimentándose durante 48 horas para la transmisión del virus adquirido durante la etapa ninfal. Lo anterior, asegura la transmisión exclusiva de begomovirus, bajo la premisa que los mismos son transmitidos por el adulto de *B. tabaci* únicamente de manera persistente circulativa (Hogenhou *et al.*, 2008), de esta manera se excluyen los

virus transmitidos por *B. tabaci* de manera semipersistente y no persistente, los cuales no penetran más allá del estomodeo y de los estiletes, respectivamente, por lo que los virus no circulativos son eliminados en el proceso de muda (Jones, 2003; Raccah, 2001). Al término del periodo de inoculación, las plantas fueron asperjadas con Flupyradifurone (5 mL L de agua⁻¹) para eliminar los adultos. Posteriormente, las plantas fueron observadas cada día hasta la aparición de los síntomas post exposición al vector (2 a 3 semanas). Las muestras colectadas se acondicionaron y trasladaron al laboratorio para su identificación molecular.

3.4.4 Identificación molecular de begomovirus

Aislamiento de DNA y PCR de Begomovirus

Con el objetivo de confirmar la transmisión y llevar a cabo el análisis molecular del agente viral causante de los síntomas observados en las plantas sometidas a moscas virulíferas, se tomaron 500 mg de tejido vegetal (foliolo) de dichas plantas y se realizó el aislamiento de ADN por el método DNAzol[®]ES (Extra Strength), en el cual las muestras se pulverizaron en nitrógeno líquido y el ADN genómico se solubilizó con 1.5 mL de DNAzol ES hasta la descongelación y suspensión del tejido durante 10 minutos por rotación mecánica. La muestra se centrifugó a 12.000 g durante 10 minutos para eliminar residuos vegetales en partículas e insolubles. Tras la centrifugación el ADN se precipitó mezclando el sobrenadante con 0.9 mL de etanol al 100%. El sedimento se resuspendió y se lavó con una disolución de lavado de DNAzol ES - etanol, seguido por un lavado con etanol y la solubilización del ADN.

La detección e identificación de virus se realizó siguiendo el método de reacción en cadena de la polimerasa (PCR) de un fragmento de aproximadamente 550 pares de bases (pb), con oligonucleotidos degenerados, de acuerdo con la metodología descrita por Wyatt & Brown (1996) y Zhang *et al.*, (2008), amplificando el gen que codifica la proteína de la cápside de los begomovirus, empleando los primers degenerados prV324 (5'-GCCYATRTAYAGRAAGCCMAG-3') y CoPR (5'-

GANGSATGHGTRCADGCCATATA-3'), siguiendo un programa con una temperatura inicial de 94°C durante 4 min, seguido de 35 ciclos de 94°C 60 seg, 50°C 45 seg, y 72°C 45 seg; con una temperatura de 72°C de extensión final por 6 min. La amplificación del ADN se realizó mediante un termociclador Thermo™ (Thermo Scientific, Wilmington, DE) y para la visualización de los productos amplificados se corrió una electroforesis en geles de agarosa al 1% a 62 volts por 5 minutos seguido de 100 volts por 40 minutos, y fue observado en un transiluminador de luz UVMR (Labnet, Edison, NJ). Se secuenciaron muestras representativas de los begomovirus obtenidos, y las secuencias obtenidas fueron comparadas con las secuencias disponibles en la base de datos Genbank (www.ncbi.nlm.nih.gov), a través del programa Blast del Centro Nacional para la información Biotecnológica (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/BLAST/>).

3.4.5 Factores evaluados y tratamientos

Los factores estudiados fueron fechas de siembra, genotipos y tratamientos de insecticidas con diferente modo de acción, basándose en la clasificación propuesta por el Comité Internacional de acción para la resistencia a los insecticidas (IRAC, por sus siglas en inglés, 2017). Para el primer factor se establecieron dos fechas de siembra (27 de enero 2016 y 26 febrero del 2016), se utilizaron dos cultivares de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) tipo Saladette, "DRD 8151" (resistente) y "Rio grande" (control). Se usaron rotaciones de insecticidas, considerando siete tratamientos, incluyendo productos químicos y orgánicos, y un tratamiento control, los cuales se aplicaron una semana después del trasplante de cada fecha de siembra (Cuadro 1 y 2).

Cuadro 1. Productos químicos y orgánicos evaluados en el manejo de *B. tabaci* y ToChLPV en el cultivo de jitomate, en Guerrero, México.

Producto	Ingrediente	Dosis
Muralla Max [®] 300 OD	Imidacloprid+Betacyflutrin	0.25 L ha ⁻¹
Movento [®] 150 OD	Spirotretamat	0.5 L ha ⁻¹
Confidor [®] 350 SC	Imidacloprid	0.87 L ha ⁻¹
Sivanto [®] prime 200 SL	Flupyradifurone	AD 1.87 y AF 0.87 L ha ⁻¹
Oberon [®] 240 SC	Spiromesifen	0.5 L ha ⁻¹
Saf-T- Side	Aceite parafínico de petróleo	0.3 L ha ⁻¹
Allium Líquido [®]	<i>Allium sativum</i>	2 L ha ⁻¹
PHC [®] Neem [®]	<i>Azadiractina</i>	0.75 L en 100 L de agua
Biodi [®] e	Argemonina+Berberina+Ricinina+ a-terthienil	1.75 L ha ⁻¹
Asphix [®] 90	Aceite vegetal de semilla de soya	2 L en 100 L de agua

Cuadro 2. Tratamientos (rotaciones) evaluados en el manejo de *B. tabaci* y ToChLPV en el cultivo jitomate, en Guerrero, México.

Trat	Número de aplicación			
	1	2	3	4
1	Confidor [®] AD	Movento [®] AF	Muralla Max [®] AF	Sivanto [®] prime AF
2	Muralla Max [®] AF	Muralla Max [®] AF	Movento [®] AF	Sivanto [®] prime AF
3	Sivanto [®] prime AD	Movento [®] AF	Movento [®] AF	Muralla Max [®] AF
4	Sivanto [®] prime AD		Sivanto [®] prime + Oberon [®] AF	
5	PHC [®] Neem [®] AF	Asphix [®] 90 AF	Allium liquido [®] AF	PHC [®] Neem [®] AF
6	Biodi [®] e AF	Biodi [®] e AF	PHC [®] Neem [®] AF	PHC [®] Neem [®] AF
7	Control			

AD = Aplicación en Drench, AF = Aplicación Foliar.

3.4.6 Diseño experimental

Se utilizó un diseño experimental de parcelas divididas, con parcelas grandes arregladas como bloques completos al azar (genotipos) y parcelas chicas arregladas completamente al azar (combinaciones de insecticidas); con tres repeticiones. La unidad experimental estuvo constituida por tres surcos a una distancia entre surcos de 1.6 m, con seis plantas espaciadas a 50 cm cada uno, generando un total de 18 plantas, las cuales sirvieron para evaluar la virosis, mientras que, para las variables de crecimiento del cultivo y número de individuos, se consideró como parcela útil a las seis plantas del surco central. Las aplicaciones iniciaron un día después del trasplante, a intervalo de 7 días, con una Aspersora de mochila marca Lola de 20 litros calibrada para gastar un volumen de 200 y 400 litros ha⁻¹, según la etapa de desarrollo del cultivo.

3.4.7 Variables evaluadas

Con el fin de evaluar el efecto de los factores y tratamientos en estudio se evaluaron siete variables, mismas que se midieron hasta que los dos genotipos registraron el último grado de severidad en al menos una planta.

Las variables evaluadas se empezaron a registrar a los siete días después de cada aplicación. Las variables que se obtuvieron de la parcela útil (seis plantas del surco central) fueron: número de adultos de mosca blanca por planta, diámetro del cuello, altura y número de hojas de la planta; otras se obtuvieron de toda la unidad experimental (18 plantas) como: el rendimiento del fruto al primer corte, porcentaje de incidencia y severidad de ToChLPV.

Para obtener la relación porcentual de incidencia de virosis se usó la fórmula propuesta por (Chavarría, 2004).

$$\% \text{ incidencia} = \frac{\text{Total de plantas infectadas con síntomas de virosis}}{\text{Número total de plantas muestreadas}} \times 100$$

La toma de datos para la severidad se basó en la escala para plantas con síntomas virales, propuesta por, REDCAHOR, modificada por Jiménez *et al.*, (2008).

Cuadro 3. Escala de severidad para plantas afectadas por virus.

Grado	Severidad de virosis (síntomas)
0	No hay síntomas
1	Débil mosaico y corrugado en la lámina foliar en las hojas nuevas
2	Mosaico y corrugado de las hojas generalizado
3	Mosaico, corrugado y deformación de hojas
4	Enanismo y deformación severa

Para obtener el porcentaje de severidad se utilizó la siguiente fórmula de Van der Plank (1963).

$$S = \frac{\sum i}{N (VM)} \times 100$$

Donde: S = Porcentaje de severidad, $\sum i$ = Sumatoria de valores observados N = Número de plantas muestreadas, VM = Valor máximo de la escala

3.4.8 Análisis estadístico

A los datos obtenidos de las diferentes variables de estudio, se les realizó primero pruebas de bondad de ajuste para determinar si se satisfacían los supuestos implícitos en la estadística paramétrica, o en su caso utilizar otra estrategia como estadística no paramétrica o empleo del modelo lineal generalizado. Se realizaron análisis de varianza (ANOVA) individuales para cada muestreo, fecha de siembra y variable. Además, se efectuó una prueba de comparación múltiple de medias utilizando el método de la diferencia mínima significativa (DMS) o método de Fisher, y se evaluaron las diferencias estadísticas entre las medias a nivel α del 0.05. Todo este procesamiento estadístico se realizó utilizando el software Statistical Analysis System v9.4 (SAS, 2016).

3.5 Resultados y discusión

3.5.1 Identificación morfológica de *B. tabaci*

Las muestras de moscas blancas en cuarto instar ninfal observadas en microscopio compuesto y confocal, mostraron forma alargada; orificio vasiforme estrecho y triangular, con una llingula larga sin extenderse más del orificio vasiforme, ensanchada y puntiaguda distalmente (no lobular), dos setas terminales y tiene la presencia del surco caudal definido que se extiende desde la parte posterior del opérculo hasta el margen caudal del cuerpo, características típicas de *Bemisia tabaci* (Carapia & Castillo-Gutiérrez, 2013; Hodges & Evans, 2005; Figura 3).

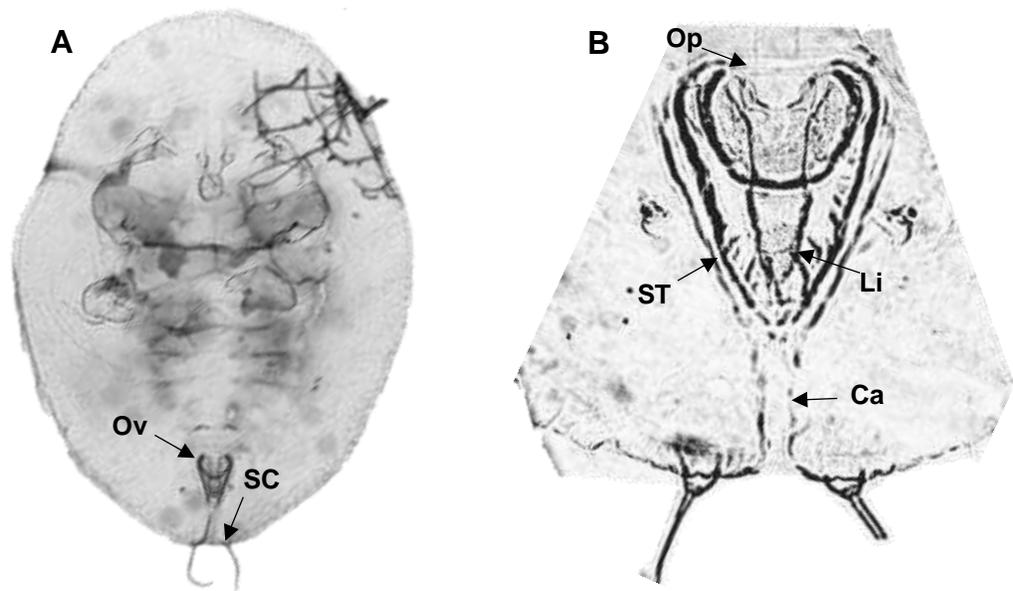


Figura 3. Características morfológicas de *Bemisia tabaci*, ninfa IV. A) Vista ventral B) Caracteres del Orificio vaciforme (Ov); seta caudal (SC), llingula (Li), opérculo (Op), seta terminal (ST), surco caudal (Ca).

3.5.2 Detección de ToChLPV

Las plantas expuestas a moscas blancas infectadas con el agente viral, reprodujeron los mismos síntomas de las plantas enfermas colectadas en campo (Figura 4), los cuales corresponden a los observados por infecciones de begomovirus en plantas de jitomate en otros lugares (Holguín-Peña, 2004c).

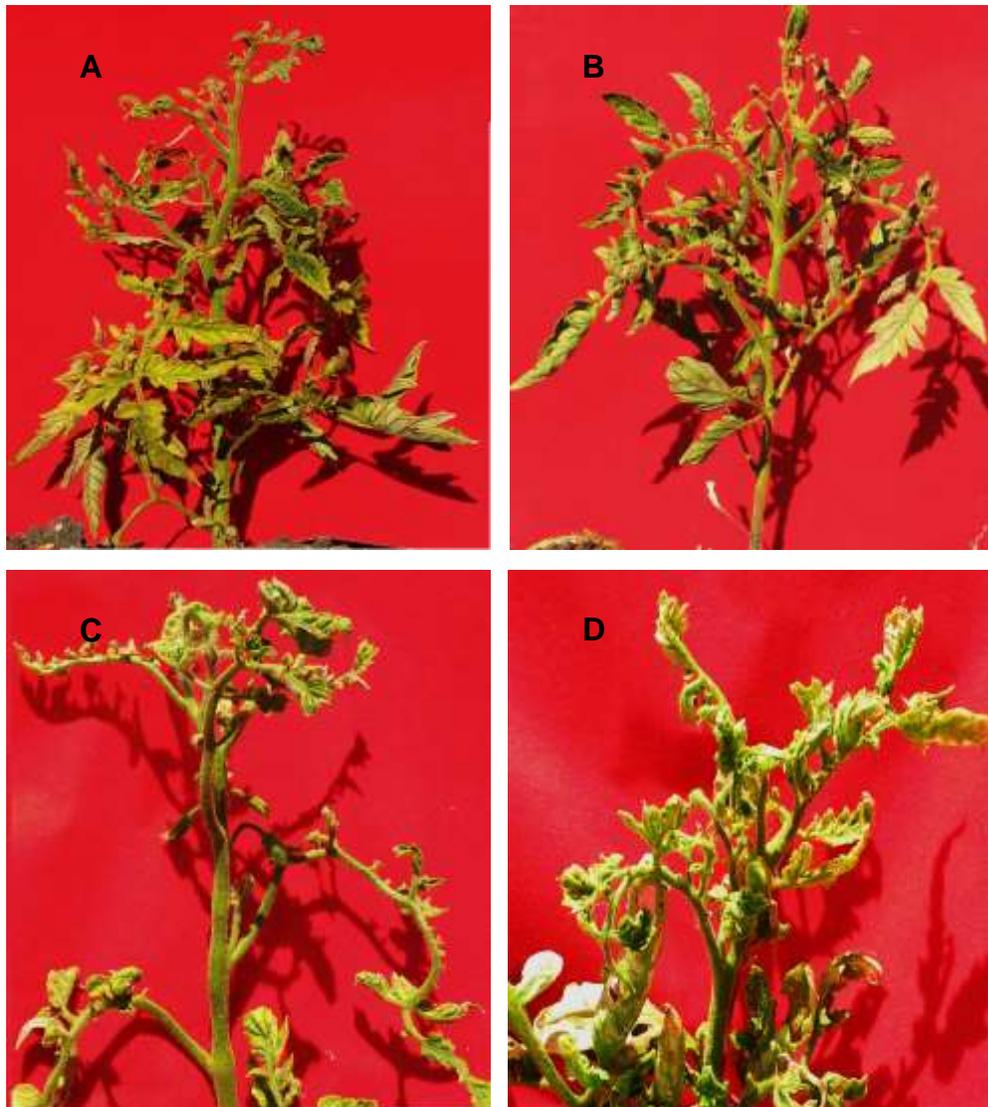


Figura 4. Síntomas observados en las plantas infectadas con ToChLPV aislado de Cocula, Guerrero; A) enrollamiento de las hojas hacia el haz y enanismo severo, B) entrenudos cortos, aspecto erecto y arbustivo de la planta, C) reducción y deformación severa en hojas, D) planta enchinada.

Las reacciones de PCR a partir del ADN de las plantas infectadas por virosis resultaron positivas a begomovirus (Figura 4), obteniéndose fragmentos de aproximadamente 576 pb, comprobando así, la presencia y relación con los síntomas observados. Las secuencias de ADN obtenidas en el trabajo actual (No. de acceso GenBank KY797297) se compararon con las secuencias del GenBank y se encontró un 98% de similitud nucleotídica con la secuencia del virus *Tomato chino La Paz virus* (ToChLPV)-[Baja California Sur] (No. de acceso AY339619), confirmando que los síntomas observados en la planta con virosis corresponden a un virus del género *Begomovirus*; familia Geminiviridae.

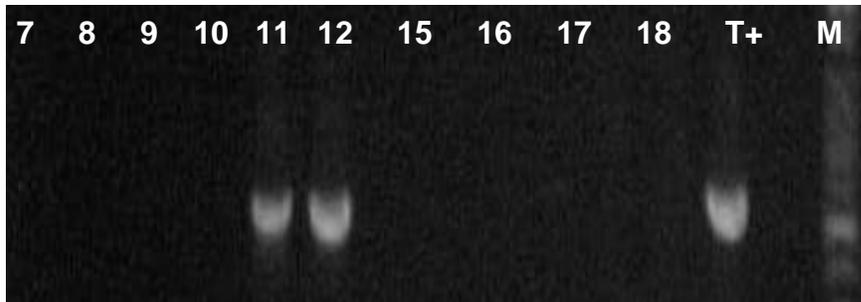


Figura 5. Identificación de begomovirus mediante la reacción en cadena de la polimerasa (PCR), a partir del ADN de jitomate utilizando los primers degenerados prV324 y CoPR. Carriles 7-18 muestras problema, T+ testigo positivo, y M marcador de peso molecular escalera-100 pb (AxygenMR).

3.5.3 Manejo integral de *Bemisia tabaci* y ToChLPV

Se realizaron cinco muestreos en la primera fecha de siembra, y cuatro para la segunda fecha de siembra, porque la toma de datos se detuvo cuando uno de los genotipos llegó al último grado de severidad de virosis. Se realizó un análisis de varianza individual en cada muestreo, para genotipos y tratamientos en cada fecha de siembra; asimismo, se realizó un análisis combinado a través de los muestreos para ambos factores en cada fecha de siembra; por esta razón los resultados son discutidos por separado.

Muestreo de adultos de mosca blanca por planta (pulg²)

Primera fecha de siembra. El ANOVA reveló diferencias significativas entre los genotipos (DRD 8551 y Río Grande) en el tercer muestreo ($P = 0.0416$); de igual manera, reveló que los tratamientos de insecticidas afectaron significativamente el número de moscas blancas por planta (pulg²) en el segundo ($P = 0.0039$), tercero ($P = 0.0173$) y cuarto muestreo ($P = 0.0424$; Cuadro A-1). La comparación múltiple de medias ($P = 0.05$), separó varios grupos en cada muestreo (Cuadro 4).

Cuadro 4. Prueba de comparación múltiple de medias utilizado el método de diferencia mínima significativa ($P = 0.05$) de los tratamientos de insecticidas y genotipos evaluados en el promedio de adultos de mosca blanca (*Bemisia tabaci*) por planta (pulg²), realizado en cada muestreo, en la primera fecha de siembra en Guerrero, México.

Tratamientos insecticidas	Muestreo				
	1	2	3	4	5
1	1.17 c	0.39 bc	1.74 b	0.86 b	1.98 a
2	1.31 bc	0.33 bc	1.75 b	1.00 b	2.14 a
3	1.69 abc	0.11 c	2.14 b	1.19 b	1.77 a
4	1.86 ab	0.34 bc	2.06 b	2.49 a	1.80 a
5	1.25 c	0.48 ab	1.97 b	1.73 ab	1.90 a
6	1.64 abc	0.63 ab	1.94 b	1.60 ab	2.32 a
7	1.92 a	0.75 a	3.00 a	1.88 ab	2.50 a
DMS	0.6029	0.3286	0.7415	1.0713	0.9815
Genotipos					
1	1.64 a	0.46 a	1.87 a	1.57 a	1.88 a
2	1.45 a	0.41 a	2.30 a	1.50 b	2.24 a
DMS	1.1284	2.3296	1.4509	0.8379	1.1247

Valores de medias con la misma letra por columnas no son estadísticamente diferentes ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa. T1 = Confidor[®] AD, Movento[®] AF, Muralla Max[®] AF, Sivanto[®]prime AF; T2 = Muralla Max[®] AF, Muralla Max[®] AF, Movento[®] AF, Sivanto[®]prime AF; T3 = Sivanto[®]prime AD, Movento[®] AF, Movento[®] AF, Muralla Max[®] AF; T4 = Sivanto[®]prime AD, Sivanto[®]prime + Oberon[®] AF; T5 = PHC[®] Neem[®] AF, Asphix[®] 90 AF, Allium liquido[®] AF, PHC[®] Neem[®] AF; T6 = Biodi[®]e AF, Biodi[®]e AF, PHC[®] Neem[®] AF, PHC[®] Neem[®] AF; T7 = Control.

Al analizar de manera combinada los datos a través de los muestreos, los resultados del ANOVA indicaron que existieron diferencias significativas únicamente entre tratamientos de insecticidas ($P < 0.0001$). La interacción de genotipos y tratamientos de insecticidas no fue significativa ($P = 0.1121$; Cuadro 5).

La comparación múltiple de medias muestra evidencia significativa ($P = 0.05$) de que todos los tratamientos de insecticidas (T1, T2, T3, T4, T5 y T6) fueron mejores que el control (T7), resultando como mejor tratamiento el T1 (1.22 moscas blancas planta⁻¹), seguido del T2 (1.31 moscas blancas planta⁻¹), los cuales respectivamente, redujeron en un 39 y 34% el número de moscas blancas por planta (pulg²) en comparación al control (T7); mientras que, en el factor genotipo, no se encontraron diferencias significativas ($P = 0.05$; Figura 6).

Cuadro 5. Análisis de varianza a través de los muestreos, evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en el número promedio de adultos de mosca blanca (*Bemisia tabaci*) por planta (pulg²), en la primera fecha de siembra.

Variable respuesta	Efecto	GL	F	P
Adultos de <i>B. tabaci</i> por planta (pulg ²)	Genotipos	1	0.92	0.3368
	Tratamientos	6	4.59	0.0001
	Genotipos × Tratamientos	6	1.72	0.1121

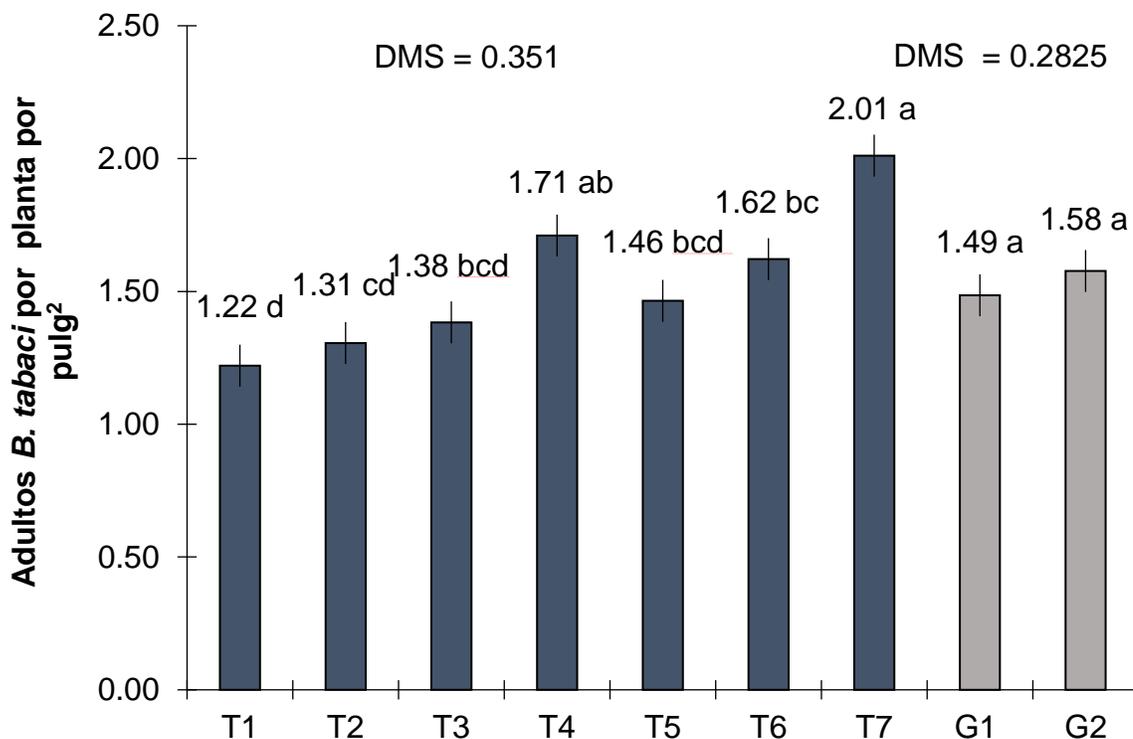


Figura 6. Efectos de los tratamientos de insecticidas y genotipos en el número promedio de adultos de mosca blanca (*Bemisia tabaci*) por planta (pulg²). Análisis estadístico realizado por tratamientos de insecticidas y genotipos, a través de los muestreos en la primera fecha de siembra en Guerrero, México. T1 a T6 = tratamientos de insecticidas, T7 = Control, G1 = DRD 8551, G2 = Río grande. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$) DMS = Diferencia mínima significativa.

Segunda fecha de siembra. El factor genotipos mostró diferencias significativas en el segundo ($P = 0.0433$), tercer ($P = 0.0010$) y cuarto muestreo ($P < 0.0001$), evidenciando que los genotipos influyeron en el comportamiento de esta variable en los meses de febrero y marzo; por otro lado, el mismo análisis sobre los tratamientos de insecticidas mostró diferencias altamente significativas en el primero ($P < 0.0001$), tercero ($P = 0.0256$) y cuarto muestreo ($P < 0.0001$); mientras que, la comparación múltiple de medias ($P = 0.05$), separó varios grupos en cada muestreo (Cuadro 6).

Cuadro 6. Prueba de comparación múltiple de medias utilizado el método de diferencia mínima significativa ($P = 0.05$) de los tratamientos de insecticidas y genotipos evaluados en el promedio de adultos de mosca blanca (*Bemisia tabaci*) por planta (pulg²), realizado en cada muestreo, en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México.

Tratamientos insecticidas	Muestreo			
	1	2	3	4
1	15.89 bc	2.34 b	2.42 ab	2.08 c
2	14.18 c	2.43 b	1.56 c	1.42 c
3	16.64 b	3.42 ab	2.93 a	2.53 bc
4	17.20 ab	2.57 b	2.26 abc	1.57 c
5	13.75 c	3.25 ab	2.03 bc	2.16 c
6	19.29 a	3.53 ab	3.04 a	3.62 ab
7	17.94 ab	4.09 a	3.04 a	4.20 a
DMS	2.3296	1.4509	0.8379	1.1247
Genotipos				
1	16.33 a	3.47a	2.01 a	2.98 a
2	16.57 a	2.70 a	2.90 a	1.84 b
DMS	2.3296	1.4509	0.8379	1.1247

Valores de medias con la misma letra por columnas no son estadísticamente diferentes ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa. T1 = Confidor[®] AD, Movento[®] AF, Muralla Max[®] AF, Sivanto[®]prime AF; T2 = Muralla Max[®] AF, Muralla Max[®] AF, Movento[®] AF, Sivanto[®]prime AF; T3 = Sivanto[®]prime AD, Movento[®] AF, Movento[®] AF, Muralla Max[®] AF; T4 = Sivanto[®]prime AD, Sivanto[®]prime + Oberon[®] AF; T5 = PHC[®] Neem[®] AF, Asphix[®] 90 AF, Allium liquido[®] AF, PHC[®] Neem[®] AF; T6 = Biodi[®]e AF, Biodi[®]e AF, PHC[®] Neem[®] AF, PHC[®] Neem[®] AF; T7 = Control.

El ANOVA combinado a través de los cuatro muestreos, demuestra que los genotipos no causaron efectos significativos en esta variable ($P = 0.1717$); sin embargo, se encontró que existe diferencias significativas ($P < 0.0001$) entre los tratamientos de insecticidas. No obstante, existió interacción significativa entre genotipos y tratamientos indicando que el efecto de un factor sobre el número promedio de adultos de mosca blanca dependía de los niveles del otro factor ($P = 0.0050$; Cuadro7).

Cuadro 7. Análisis de varianza a través de los muestreos, evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en el número promedio de adultos de mosca blanca (*Bemisia tabaci*) por planta (pulg²), en la primera fecha de siembra.

Variable Respuesta	Efecto	GL	F	P
Adultos de <i>B. tabaci</i> por planta (pulg ²)	Genotipos	1	1.87	0.1717
	Tratamientos	6	8.09	0.0001
	Genotipos x Tratamientos	6	3.13	0.0050

La comparación múltiple de medias, muestra evidencia significativa ($P = 0.05$) de que todos los tratamientos de insecticidas, con excepción del T6, fueron mejores que el control (T7), sobresaliendo los tratamientos T1, T2 y T5, al disminuir en un 26, 32 y 30%, respectivamente, el promedio de moscas blancas por planta (pulg²); mientras que, en el factor genotipo, no se encontraron diferencias significativas ($P = 0.05$; Figura 8). Los muestreos por su parte mostraron evidencia significativa ($P = 0.05$) de que tuvieron efecto en la densidad de la mosca blanca en las dos fechas de siembra (Figura 7). El promedio de moscas blancas por planta (pulg²) de la primera fecha de siembra fue de 1.53 y para la segunda fecha de 6.09.

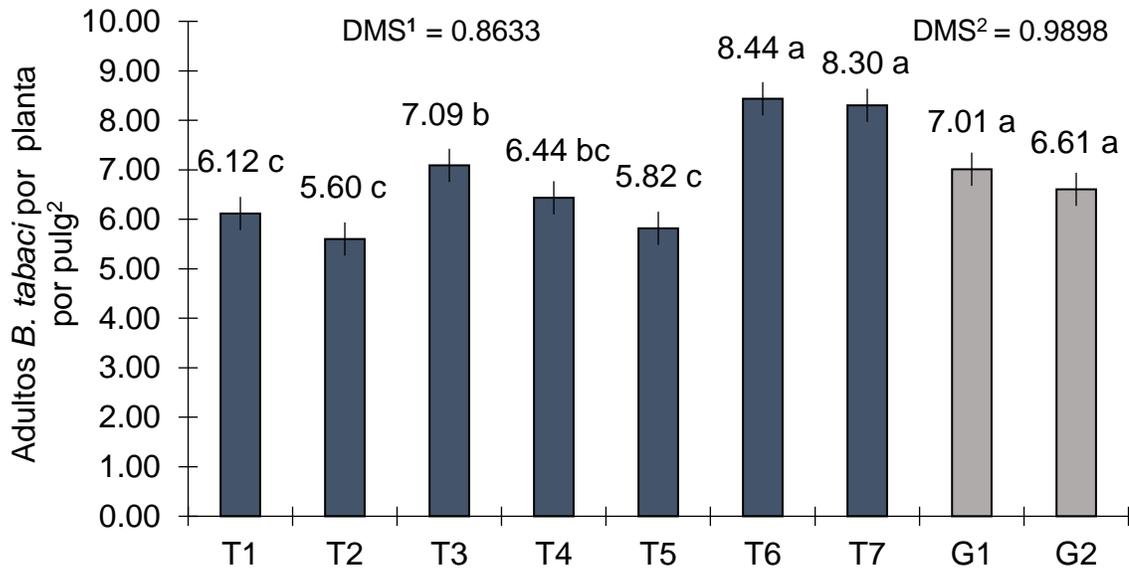


Figura 7. Efectos de los tratamientos insecticidas y genotipos en el promedio de adultos de mosca blanca (*Bemisia tabaci*) por planta (pulg²). Análisis estadístico realizado por tratamientos de insecticidas y genotipos, a través de los muestreos en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México. T1 a T6 = tratamientos de insecticidas, T7 = Control, G1 = DRD 8551, G2 = Río grande. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa.

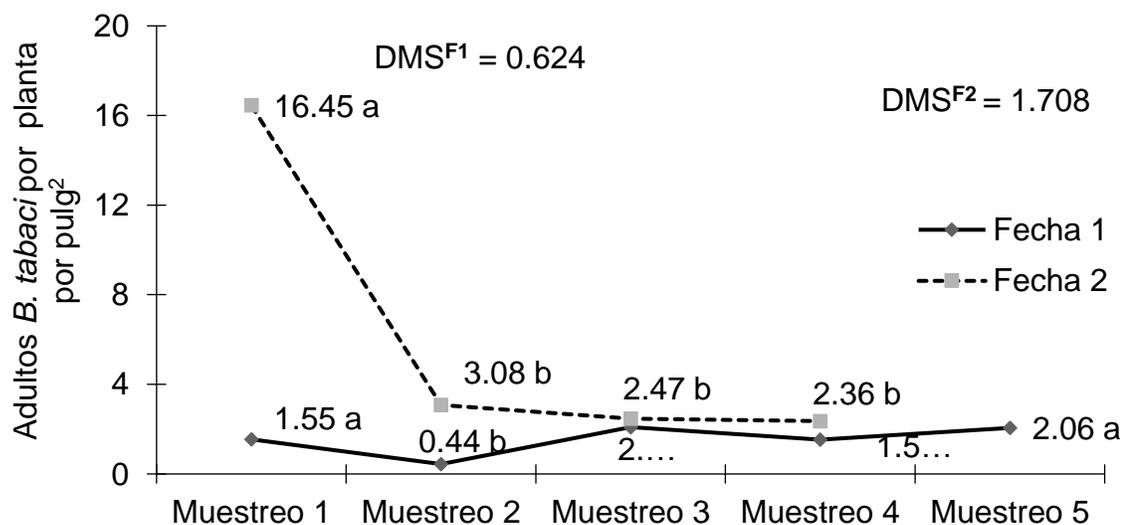


Figura 8. Promedio de cada muestreo en el número promedio de adultos de mosca blanca (*Bemisia tabaci*) por planta (pulg²). Análisis estadístico realizado por muestreo. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa, F^1 = primera fecha de siembra, F^2 = segunda fecha de siembra.

Variables de Crecimiento

Estas variables corresponden al diámetro del cuello, altura y número de hojas de la planta de la planta.

Primera fecha de siembra. Para la variable diámetro del cuello, el ANOVA mostró evidencia significativa únicamente en el segundo muestreo para genotipos ($P < 0.0001$) y tratamientos de insecticidas ($P = 0.0260$); no obstante, en la variable altura, los genotipos mostraron diferencias significativas ($P < 0.0001$) en todos los muestreos, en cambio en los tratamientos de insecticidas únicamente se encontraron diferencias significativas en el primer muestreo ($P = 0.0128$). Por otra parte, en la variable número de hojas de la planta, los genotipos obtuvieron diferencias significativas en el primero ($P = 0.0021$), tercero ($P = 0.0005$), cuarto ($P < 0.0001$) y quinto muestreo ($P < 0.0001$); asimismo, se obtuvieron diferencias significativas para los tratamientos de insecticidas en el tercero ($P = 0.0016$), cuarto ($P = 0.0164$) y quinto muestreo ($P = 0.0358$). La comparación múltiple de medias ($P = 0.05$), separó varios grupos en cada muestreo de las variables (Cuadro 9).

Al realizar el ANOVA combinado a través de los cinco muestreos, los genotipos presentaron diferencias significativas en el diámetro del cuello ($P = 0.0011$), altura ($P < 0.0001$) y número de hojas de la planta ($P < 0.0001$), de igual manera, los tratamientos de insecticidas evidenciaron efectos significativos en el diámetro del cuello ($P = 0.0101$), altura ($P = 0.0004$) y número de hojas de la planta ($P < 0.0001$). La interacción entre los genotipos y los tratamientos de insecticidas fue significativa para cada variable de crecimiento: diámetro del cuello ($P = 0.0002$), altura ($P < 0.0001$), número de hojas de la planta ($P < 0.0001$; Cuadro 8).

Cuadro 8. Análisis de varianza a través de los muestreos, evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en las variables de crecimiento, en la primera fecha de siembra.

Variable Respuesta	Efecto	GL	F	P
Diámetro del cuello	Genotipos	1	10.71	0.0011
	Tratamientos	6	2.81	0.0101
	Genotipos xTratamientos	6	4.40	0.0002
Altura	Genotipos	1	506.04	0.0001
	Tratamientos	6	4.15	0.0004
	Genotipos xTratamientos	6	7.71	0.0001
Número de hojas de la planta	Genotipos	1	58.60	0.0001
	Tratamientos	6	7.70	0.0001
	Genotipos xTratamientos	6	5.90	0.0001

Los datos obtenidos a través de los muestreos, muestran diferencia significativa ($P = 0.05$; DMS) de que el cultivar DRD 8151 fue mejor que el control (Rio Grande) en todas las variables de crecimiento, porque desarrolló 8, 24 y 15% más en el diámetro del cuello, altura y número de hojas de la planta, respectivamente, en comparación al control (T7; Figura 9). Por otro lado, existe evidencia significativa ($P \leq 0.05$; DMS) de que todos los tratamientos de insecticidas se comportaron estadísticamente similares entre sí, y con el tratamiento control, en lo que a variables de crecimiento se refiere, a excepción del T1, el cual obtuvo los mejores resultados en todas las variables de

crecimiento, incrementando en un 11, 8 y 5% el diámetro del cuello, la altura y el número de hojas de la planta, respectivamente, en comparación al control (T7; Figura 10).

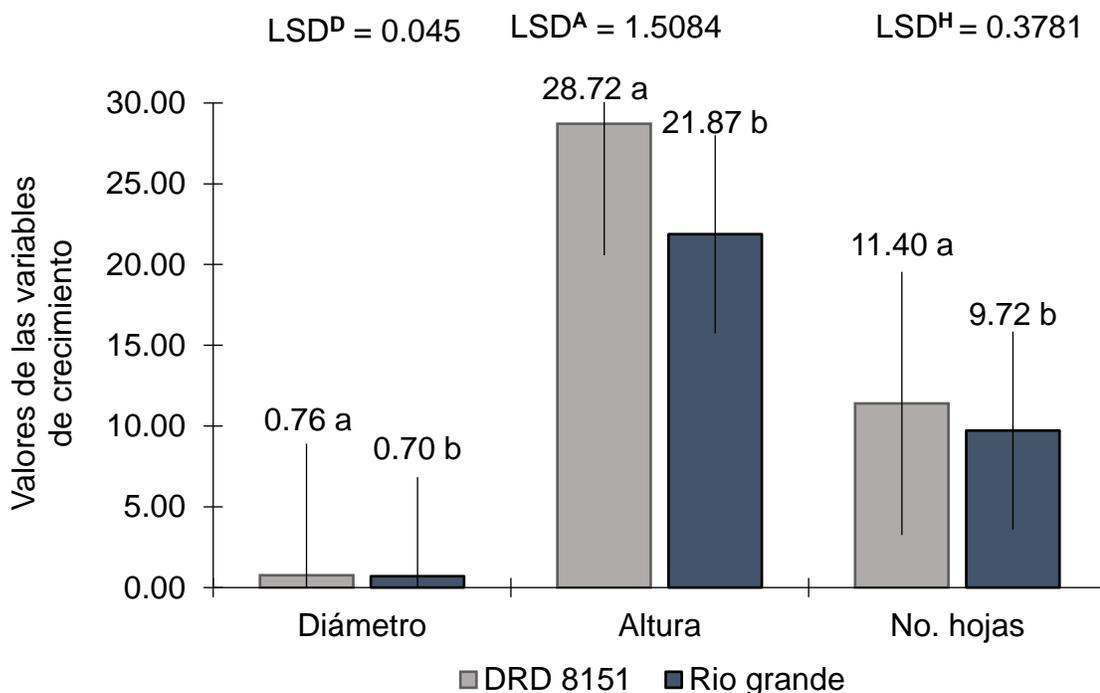


Figura 9. Efectos de los genotipos en el promedio del crecimiento de las variables: diámetro del cuello, altura y número de hojas de la planta. Análisis estadístico realizado por genotipos, a través de los muestreos en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa, ^D = diámetro del cuello, ^A = altura, ^H = número de hojas de la planta.

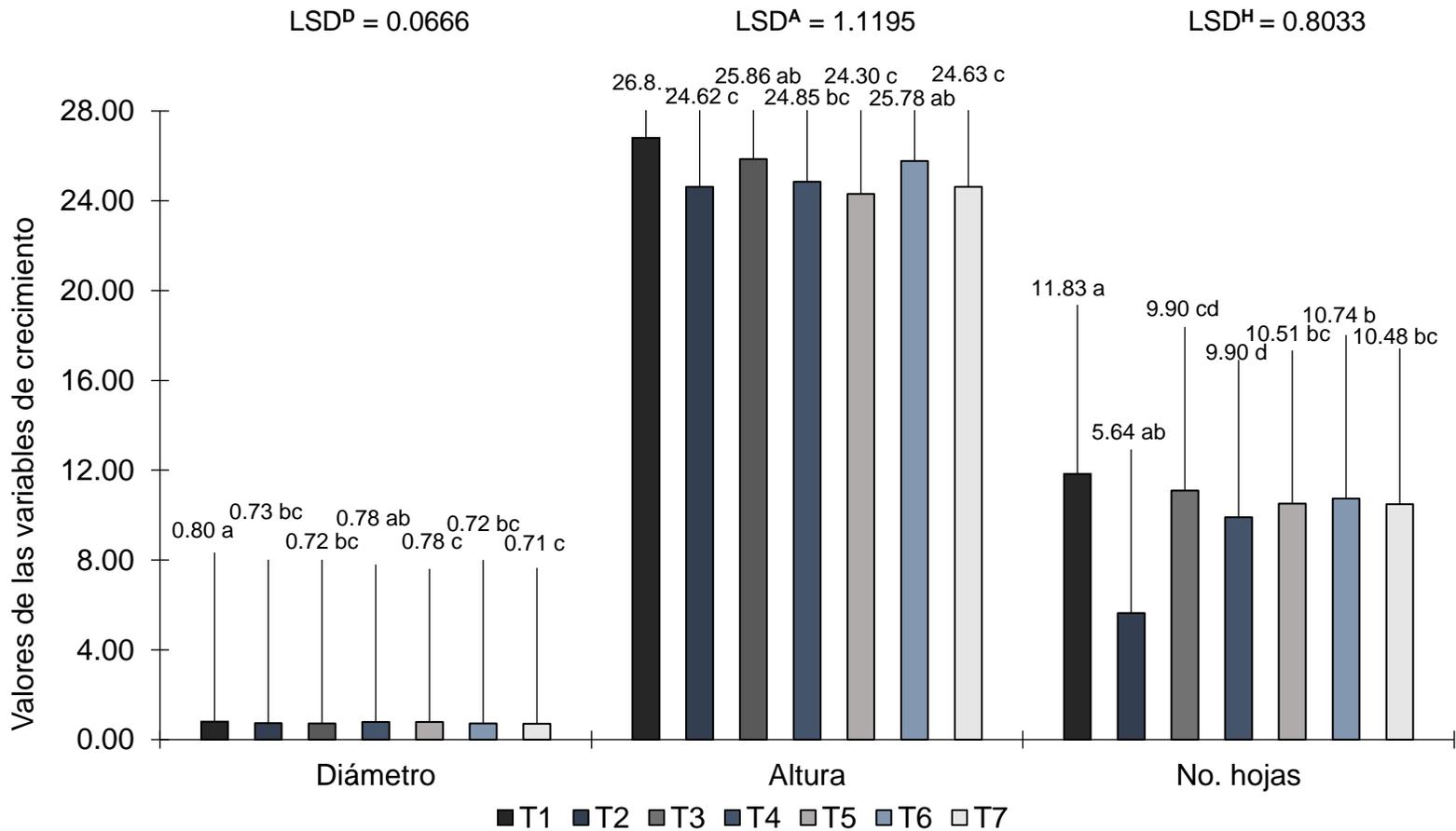


Figura 10. Efectos de los tratamientos de insecticidas en el promedio del crecimiento de las variables: diámetro del cuello, altura y número de hojas. Análisis estadístico realizado por tratamientos de insecticidas, a través de los muestreos en la primera fecha de siembra en Guerrero, México. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa, ^D = diámetro del cuello, ^A = altura, ^H = número de hojas de la planta.

Cuadro 9. Prueba de comparación múltiple de medias utilizado el método de diferencia mínima significativa ($P = 0.05$) de los tratamientos de insecticidas y genotipos evaluados en el diámetro del cuello (mm), altura de la planta (cm) y el número de hojas de la planta por planta de jitomate, realizado en cada muestreo, en la primera fecha de siembra en Guerrero, México.

Trat	Muestreo 1			Muestreo 2		
	DT(mm)	AP(cm)	NH	DT(mm)	AP(cm)	NH
1	0.41 a	11.94 a	5.25 ab	0.63 a	21.22 a	6.14 a
2	0.36 b	9.69 c	4.46 c	0.61 ab	18.97 b	5.75 a
3	0.40 ab	10.61 bc	5.39 a	0.58 ab	20.11 ab	5.78 a
4	0.38 ab	11.33 ab	5.11 ab	0.56 b	20.70 ab	5.77 a
5	0.36 b	10.42 bc	5.00 abc	0.57 ab	19.78 ab	5.45 a
6	0.36 b	11.00 ab	4.92 abc	0.61 ab	20.69 ab	6.06 a
7	0.38 ab	11.06 ab	4.78 bc	0.55 b	19.50 ab	5.56 a
DMS	0.044	1.1987	0.6019	0.0658	2.09	0.8248
Genotipos						
1	0.39 a	11.42 a	5.24 a	0.59 a	22.43 a	6.00 a
2	0.36 a	0.31 a	4.74 a	0.58 a	17.90 a	5.58 a
DMS	0.1799	4.1158	1.9814	0.32	5.1837	1.1337

DT = diámetro del cuello, AP = altura, NH = número de hojas de la planta. Valores de medias con la misma letra por columnas no son estadísticamente diferentes ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa. T1 = Confidor[®] AD, Movento[®] AF, Muralla Max[®] AF, Sivanto[®]prime AF; T2 = Muralla Max[®] AF, Muralla Max[®] AF, Movento[®] AF, Sivanto[®]prime AF; T3 = Sivanto[®]prime AD, Movento[®] AF, Movento[®] AF, Muralla Max[®] AF; T4 = Sivanto[®]prime AD, Sivanto[®]prime + Oberon[®] AF; T5 = PHC[®] Neem[®] AF, Asphix[®] 90 AF, Allium liquido[®] AF, PHC[®] Neem[®] AF; T6 = Biodi[®]e AF, Biodi[®]e AF, PHC[®] Neem[®] AF, PHC[®] Neem[®] AF; T7 = Control.

Cuadro 9. Continuación...

Trat	Muestreo 3			Muestreo 4			Muestreo 5		
	DT(mm)	AP(cm)	NH	DT(mm)	AP(cm)	NH	DT(mm)	AP(cm)	NH
1	0.82 a	28.26 a	13.91 a	0.82 a	31.69 a	16.29 a	1.12 ab	41.49 a	17.94 a
2	0.74 ab	26.80 a	12.92 ab	0.74 ab	30.25 a	15.19 ab	1.01 ab	37.36 bc	16.94 ab
3	0.69 b	27.42 a	10.47 cd	0.69 b	31.83 a	13.11 bc	1.01 ab	39.3 abc	14.75 bc
4	0.68 b	25.74 a	9.4 d	0.68 b	29.66 a	12.29 c	1.22 a	37.20 c	14.14 c
5	0.68 b	25.91 a	11.82 abc	0.68 b	29.81 a	14.45 abc	0.95 b	36.85 c	16.30 abc
6	0.71b	26.44 a	11.36 bcd	0.71 b	31.00 a	14.29 abc	1.01 ab	40.56 ab	17.41 a
7	0.72 b	25.61 a	11.58 bc	0.72 b	30.11 a	14.38 abc	0.99 ab	36.86 c	16.11 abc
DMS	0.0841	2.6698	2.1324	0.0841	2.8089	2.184	0.2415	3.3297	2.4642
Genotipos									
1	0.78 a	30.16 a	12.68 a	0.78 a	34.37 a	15.59 a	1.08 a	45.78 a	17.68 a
2	0.66 a	23.14 b	10.62 a	0.66 a	26.95 b	13.00 a	1.00 a	31.301 b	14.77 a
DMS	0.1475	1.5506	5.7934	0.1475	0.9715	4.6907	0.1362	12.896	4.1499

DT = diámetro del cuello, AP = altura, NH = número de hojas de la planta. Valores de medias con la misma letra por columnas no son estadísticamente diferentes ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa. T1 = Confidor[®] AD, Movento[®] AF, Muralla Max[®] AF, Sivanto[®]prime AF; T2 = Muralla Max[®] AF, Muralla Max[®] AF, Movento[®] AF, Sivanto[®]prime AF; T3 = Sivanto[®]prime AD, Movento[®] AF, Movento[®] AF, Muralla Max[®] AF; T4 = Sivanto[®]prime AD, Sivanto[®]prime + Oberon[®] AF; T5 = PHC[®] Neem[®] AF, Asphix[®] 90 AF, Allium liquido[®] AF, PHC[®] Neem[®] AF; T6 = Biodi[®]e AF, Biodi[®]e AF, PHC[®] Neem[®] AF, PHC[®] Neem[®] AF; T7 = Control.

Segunda fecha de siembra. El ANOVA mostró diferencias significativas ($P < 0.0001$) entre los genotipos en todos los muestreos de las variables de crecimiento, con excepción del segundo muestreo ($P < 0.9556$) en la variable diámetro del cuello. La comparación múltiple de medias ($P = 0.05$), separó varios grupos en cada muestreo de las variables (Cuadro 10).

El ANOVA combinado a través de los muestreos de cada variable, demuestra que para los genotipos se encontraron efectos significativos en las variables: diámetro del cuello ($P < 0.0001$), altura ($P < 0.0001$) y número de hojas de la planta ($P < 0.0001$). Además, también indica que los tratamientos de insecticidas tuvieron efecto significativo en el diámetro del cuello ($P < 0.0001$), altura ($P < 0.0001$) y número de hojas de la planta ($P < 0.0001$). El ANOVA reveló que la interacción de los genotipos y los tratamientos de insecticidas tuvieron efectos significativos en el diámetro del cuello ($P < 0.0001$) y número de hojas de la planta ($P = 0.0323$), sin embargo, la interacción no presentó efecto significativo en la altura ($P = 0.1789$; Figura 11).

La comparación múltiple de medias realizada a través de los muestreos en la segunda fecha de siembra, mostró evidencia significativa ($P = 0.05$) de que el cultivar DRD 8551 sobresalió en todas las variables de crecimiento, en comparación al cultivar Río Grande (control), con valores mayores en un 6, 27 y 18%, el diámetro del cuello, altura y número de hojas de la planta, respectivamente (Figura 10). En los tratamientos de insecticidas también se encontró diferencia significativa ($P = 0.05$), señalando que los tratamientos T1, T3, T4, obtuvieron los mayores valores en las variables diámetro del cuello y altura, aumentando ambas variables dependientes hasta en un 9 y 13%, respectivamente, en comparación al control (T7); mientras que, los tratamientos T1, T3, T4 y T6, fueron los mejores en lo que a número de hojas de la planta se refiere, incrementando los valores hasta en un 9% ($P = 0.05$; Figura 12).

Cuadro 10. Análisis de varianza a través de los muestreos, evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en las variables de crecimiento, en la segunda fecha de siembra.

Variable Respuesta	Efecto	GL	F	P
Diámetro del cuello	Genotipos	1	33.44	0.0001
	Tratamientos	6	10.05	0.0001
	Genotipos xTratamientos	6	5.44	0.0001
Altura	Genotipos	1	525.86	0.0001
	Tratamientos	6	7.96	0.0600
	Genotipos xTratamientos	6	1.49	0.1789
Número de hojas de la planta	Genotipos	1	252.68	0.0001
	Tratamientos	6	9.73	0.0001
	Genotipos xTratamientos	6	2.31	0.0323

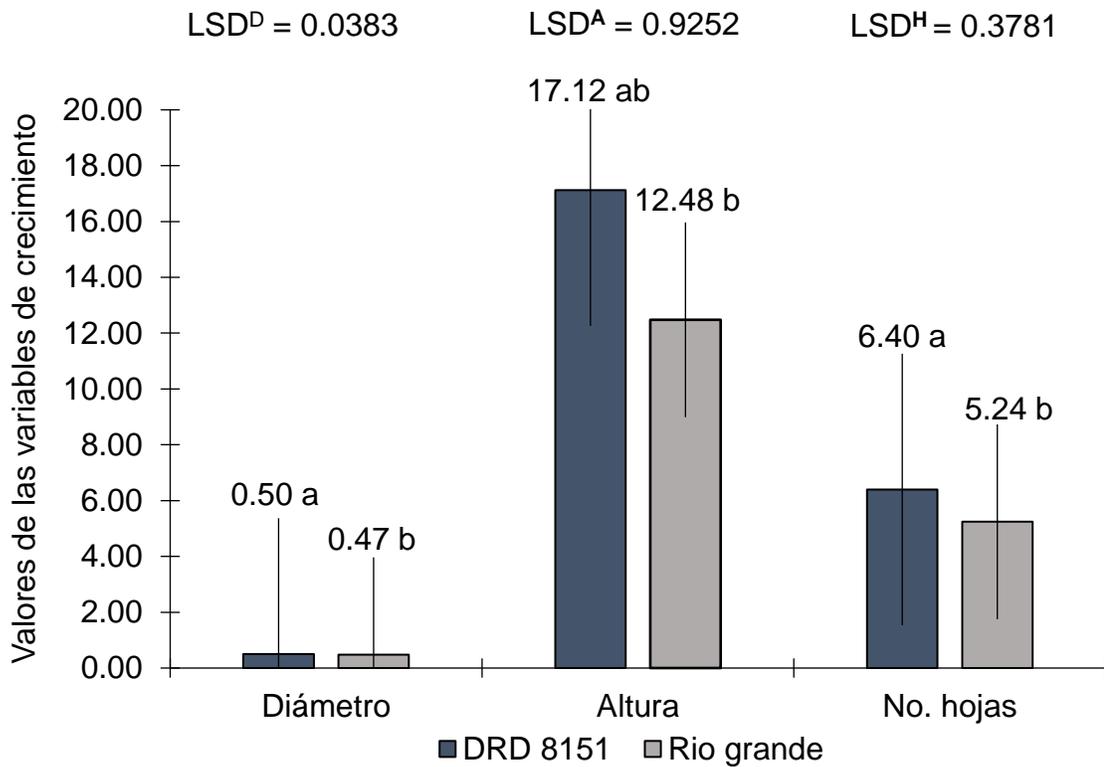


Figura 11. Efectos de los genotipos en el promedio del crecimiento de las variables: diámetro del cuello, altura y número de hojas de la panta. Análisis estadístico realizado por genotipos, a través de los muestreos en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa, ^D = diámetro del cuello, ^A = altura, ^H = número de hojas de la planta.

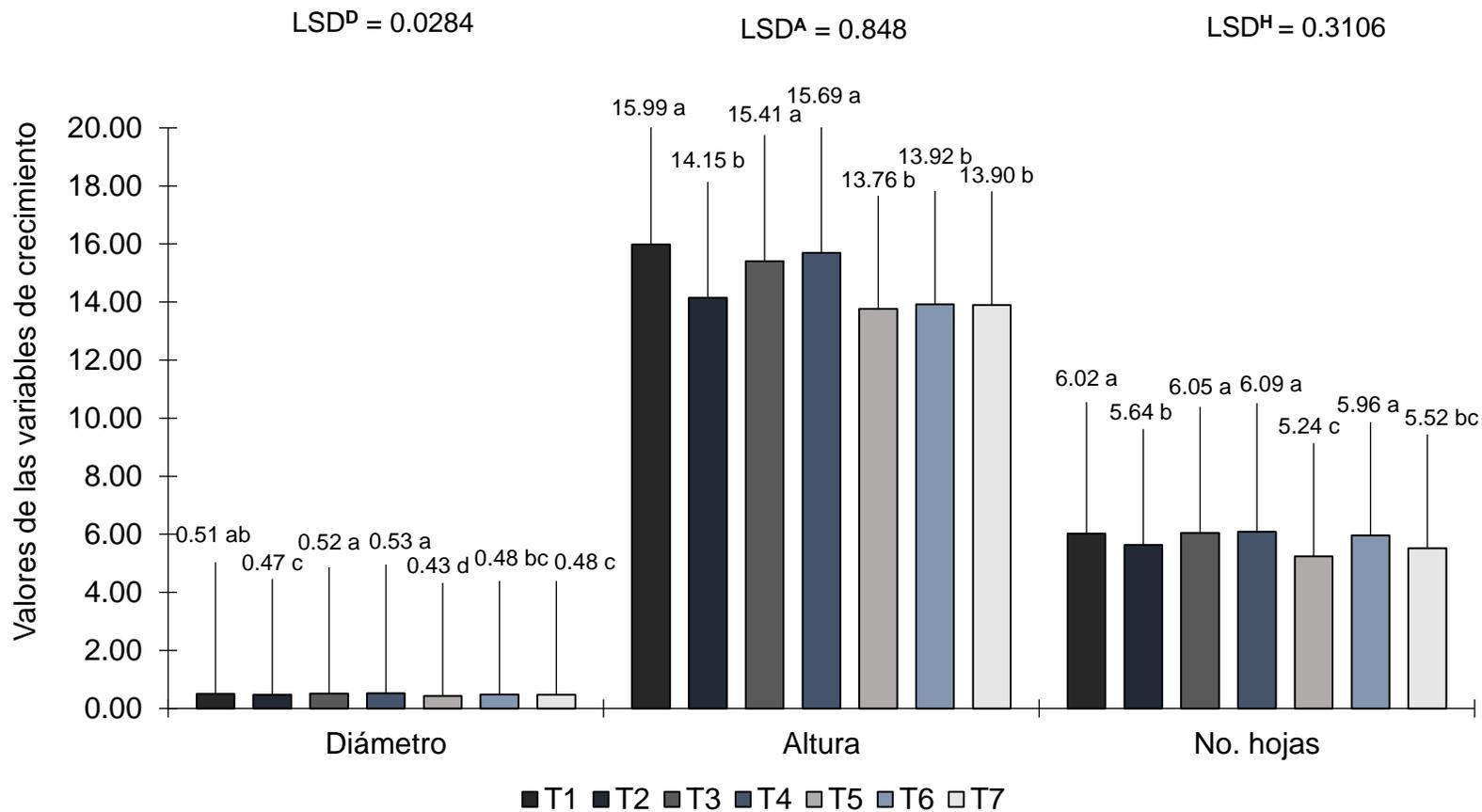


Figura 12. Efectos de los tratamientos de insecticidas en el promedio del crecimiento de las variables: diámetro del cuello, altura y número de hojas de la planta. Análisis estadístico realizado por tratamientos de insecticidas, a través de los muestreos en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa, ^D = diámetro del cuello, ^A = altura, ^H = número de hojas de la planta.

Cuadro 11. Prueba de comparación múltiple de medias utilizado el método de diferencia mínima significativa ($P=0.05$) de los tratamientos de insecticidas y genotipos evaluados en el diámetro del cuello (mm), altura de la plana (cm) y el número de hojas de la planta por planta de jitomate, realizado en cada muestreo, en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México.

Tratamientos insecticidas	Muestreo 1			Muestreo 2		
	DT(mm)	AP(cm)	NH	DT(mm)	AP(cm)	NH
1	0.31 ab	10.17 b	4.89 b	0.50 a	12.95 a	5.80 a
2	0.27 c	8.94 c	4.76 bc	0.44 bc	11.54 a	5.31 a
3	0.35 a	11.47 a	5.03 ab	0.51 a	13.19 a	5.67 a
4	0.34 a	11.21 a	5.11 ab	0.51 a	13.20 a	5.80 a
5	0.27 c	8.78 c	4.22 d	0.4 c	11.11 bc	4.63 b
6	0.34 a	11.14 a	5.40 a	0.44 bc	9.63 c	5.56 a
7	0.30 bc	9.54 bc	4.37 cd	0.50 a	11.82 ab	5.82 a
DMS	0.0339	0.9722	0.4658	0.048	1.7431	0.6247
Genotipos						
1	0.34 a	11.39 a	5.10 a	0.48 a	13.67 a	6.07 a
2	0.29 a	9.01 b	4.56 a	0.48 a	10.24 a	4.99 a
DMS	0.0989	0.6706	0.7118	0.1425	5.5911	1.3029

Valores de medias con la misma letra por columnas no son estadísticamente diferentes ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa. T1 = Confidor[®] AD, Movento[®] AF, Muralla Max[®] AF, Sivanto[®]prime AF; T2 = Muralla Max[®] AF, Muralla Max[®] AF, Movento[®] AF, Sivanto[®]prime AF; T3 = Sivanto[®]prime AD, Movento[®] AF, Movento[®] AF, Muralla Max[®] AF; T4 = Sivanto[®]prime AD, Sivanto[®]prime + Oberon[®] AF; T5 = PHC[®] Neem[®] AF, Asphix[®] 90 AF, Allium liquido[®] AF, PHC[®] Neem[®] AF; T6 = Biodi[®]e AF, Biodi[®]e AF, PHC[®] Neem[®] AF, PHC[®] Neem[®] AF; T7 = Control.

Cuadro 11. Continuación...

Tratamientos insecticidas	Muestreo 3			Muestreo 4		
	DT(mm)	AP(cm)	NH	DT(mm)	AP(cm)	NH
1	0.64 ab	20.90 a	6.40 ab	0.63 a	23.00 a	7.58 ab
2	0.69 a	19.16 ab	6.12 ab	0.61 ab	21.68 abc	7.16 ab
3	0.69 a	20.10 ab	6.70 a	0.57 abc	19.63 c	7.68 a
4	0.69 a	20.19 ab	6.35 ab	0.62 a	20.67 bc	7.81 a
5	0.57 b	18.19 b	5.92 b	0.53 c	20.94 abc	7.17 ab
6	0.63 ab	19.40 ab	6.32 ab	0.61 ab	22.77 ab	7.92 a
7	0.65 ab	18.80 b	6.04 b	0.53 bc	20.13 c	6.67 b
DMS	0.0798	2.045	0.5903	0.0753	2.3048	0.9694
Genotipos						
1	0.68 a	23.13 a	7.1075 a	0.63 a	26.46 a	8.61 a
2	0.63 b	16.31 b	5.5100 b	0.55 a	16.93 b	6.46 a
DMS	0.0367	2.7967	1.3444	0.2643	1.8407	2.3767

Valores de medias con la misma letra por columnas no son estadísticamente diferentes ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa. T1 = Confidor[®] AD, Movento[®] AF, Muralla Max[®] AF, Sivanto[®]prime AF; T2 = Muralla Max[®] AF, Muralla Max[®] AF, Movento[®] AF, Sivanto[®]prime AF; T3 = Sivanto[®]prime AD, Movento[®] AF, Movento[®] AF, Muralla Max[®] AF; T4 = Sivanto[®]prime AD, Sivanto[®]prime + Oberon[®] AF; T5 = PHC[®] Neem[®] AF, Asphix[®] 90 AF, Allium liquido[®] AF, PHC[®] Neem[®] AF; T6 = Biodi[®]e AF, Biodi[®]e AF, PHC[®] Neem[®] AF, PHC[®] Neem[®] AF; T7 = Control.

Rendimiento del Fruto al Primer Corte

Esta variable se evaluó únicamente en el primer corte de la primera fecha de siembra; en la segunda fecha de siembra el cultivo no alcanzó a desarrollar fruto.

Rendimiento y calidad del fruto. Los resultados obtenidos muestran que existió diferencia significativa por efecto de los genotipos en el rendimiento de frutos de primera ($P < 0.0001$) segunda ($P < 0.0001$) y tercera calidad ($P = 0.0009$). En el factor tratamientos de insecticidas, solo existieron diferencias significativas en el rendimiento de primera ($P = 0.0164$) y segunda calidad ($P = 0.0151$). Los valores obtenidos también indicaron que hubo efecto en la interacción de los factores sobre el rendimiento de primera ($P = 0.0248$) y segunda calidad ($P = 0.0292$; Cuadro 12).

Cuadro 12. Análisis de varianza evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción sobre el rendimiento de frutos de primera, segunda y tercera calidad.

Variable Respuesta	Efecto	GL	F	P
Primera calidad	Genotipos	1	43.86	0.0001
	Tratamientos	6	3.30	0.0163
	Genotipos xTratamientos	6	3.00	0.0248
Segunda calidad	Genotipos	1	162.07	0.0001
	Tratamientos	6	3.36	0.0151
	Genotipos xTratamientos	6	2.88	0.0292
Tercera calidad	Genotipos	1	14.36	0.0009
	Tratamientos	6	0.73	0.6281
	Genotipos xTratamientos	6	0.95	0.4810

Por otro lado, los genotipos se comportaron de manera similar en el rendimiento de frutos de primera calidad ($P = 0.05$); no obstante, el cultivar DRD 8151, presentó el mayor rendimiento de frutos de segunda y tercera calidad ($P = 0.05$), los cuales incrementó 96 y 48%, respectivamente, en comparación al control. Los tratamientos de insecticidas, reflejaron diferencias significativas ($P = 0.05$) en el rendimiento de primera calidad, observándose que el T4 (Sivanto[®]prime^{AD}, Sivanto[®]prime + Oberon[®]AF) presentó el mayor rendimiento, seguido del T1 (Confidor[®]AD, Movento[®]AF, Muralla Max[®]AF, Sivanto[®]prime^{AF}) y T2 (Muralla Max[®]AF, Muralla Max[®]AF, Movento[®]AF, Sivanto[®]prime) los cuales presentaron incrementos de 91, 89 y 88%, respectivamente, en comparación con el control. En el rendimiento de frutos de segunda calidad, los tratamientos T2 y T4 presentaron el mayor número de frutos ($P = 0.05$). El rendimiento de frutos de tercera calidad no hubo diferencia significativa ($P = 0.05$; Cuadro 13).

Cuadro 13. Prueba de comparación múltiple de medias utilizado el método de diferencia mínima significativa ($P = 0.05$) de los tratamientos de insecticidas y de su interacción en el rendimiento de frutos de primera, segunda y tercera calidad.

Tratamientos insecticidas	Calidad del fruto		
	Primera	Segunda	Tercera
1	0.58 ab	5.48 ab	5.10 a
2	0.53 ab	6.42 a	6.40 a
3	0.41 abc	4.00 abc	3.50 a
4	0.68 a	6.28 a	4.50 a
5	0.10 c	2.14 c	4.20 a
6	0.25 bc	4.41 abc	5.10 a
7	0.06 c	3.08 bc	4.60 a
DMS	0.3865	2.5717	3.086
Genotipos			
1	0.70 a	8.79 a	6.29 a
2	0.04 a	0.31 b	3.26 b
DMS	0.6707	1.7784	1.9669

Valores de medias con la misma letra por columnas no son estadísticamente diferentes ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa. T1 = Confidor[®] AD, Movento[®] AF, Muralla Max[®] AF, Sivanto[®]prime^{AF}; T2 = Muralla Max[®] AF, Muralla Max[®] AF, Movento[®] AF, Sivanto[®]prime^{AF}; T3 = Sivanto[®]prime^{AD}, Movento[®] AF, Movento[®] AF, Muralla Max[®] AF; T4 = Sivanto[®]prime^{AD}, Sivanto[®]prime + Oberon[®]AF; T5 = PHC[®] Neem[®] AF, Asphix[®] 90^{AF}, Allium liquido[®] AF, PHC[®] Neem[®] AF; T6 = Biodi[®]e^{AF}, Biodi[®]e^{AF}, PHC[®] Neem[®] AF, PHC[®] Neem[®] AF; T7 = Control.

Rendimiento total. El ANOVA realizado reveló diferencias significativas ($P < 0.0001$) entre los genotipos y los tratamientos de insecticidas ($P = 0.0151$), pero no hubo efecto de la interacción de ambos factores sobre esta variable de respuesta (Cuadro 14).

Cuadro 14. Análisis de varianza evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en el rendimiento total de fruto, en la primera fecha de siembra en Cocula, Guerrero, México.

Variable Respuesta	Efecto	GL	F	P
	Genotipos	1	141.79	0.0001
Rendimiento total	Tratamientos	6	3.30	0.0164
	Genotipos xTratamientos	6	1.69	0.1668

La prueba de comparación de medias mostro evidencias significativas ($P \leq 0.05$; LSD) porque el cultivar DRD 8551 obtuvo 77% más de r rendimiento total de fruto, que el cultivar control Río grande. En los tratamientos insecticidas ($P \leq 0.05$; LSD) el mayor rendimiento se registró en T2, seguido de T1 y T4, los cuales aumentaron 42, 31 y 32% el rendimiento total del fruto, en comparación con el tratamiento control (T7; Figura 13).

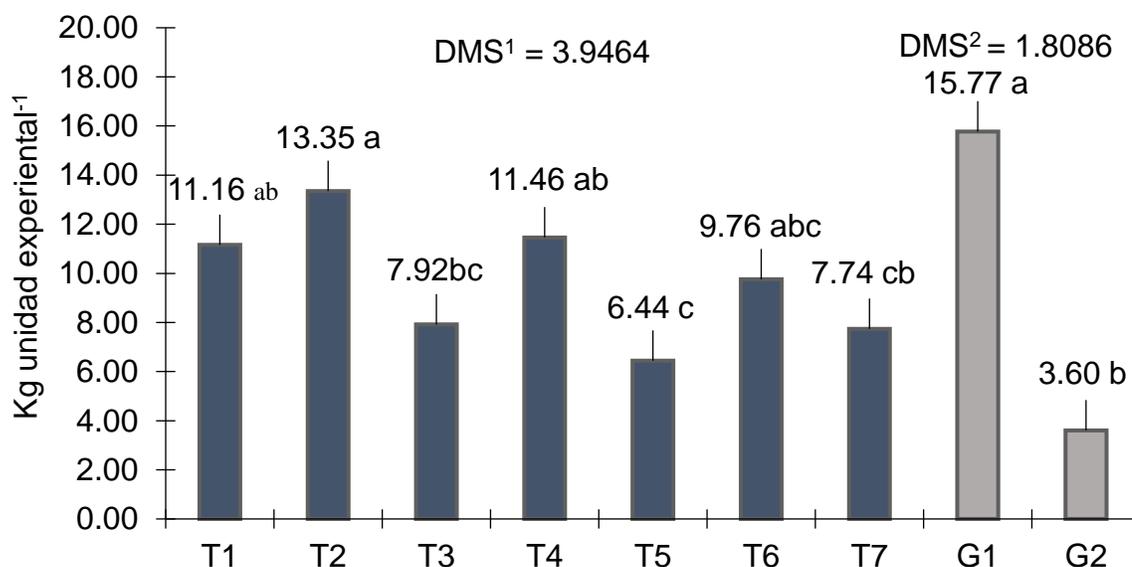


Figura 13. Efectos de los tratamientos de insecticidas y genotipos en el rendimiento total de fruto. Análisis estadístico realizado por tratamientos de insecticidas y genotipos en la primera fecha de siembra en Guerrero, México. T1 a T6 = tratamientos de insecticidas, T7 = Control, G1 = DRD 8551, G2 = Río Grande. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$) DMS = Diferencia mínima significativa.

Incidencia y severidad de ToChLPV

Primera fecha de siembra. En los muestreos semanales realizados del 12 de febrero del 2016 al 04 de marzo del 2016, el ANOVA indicó que los genotipos mostraron efectos significativos en ambas variables. En el porcentaje de incidencia existió diferencia significativa en el primero ($P < 0.0001$), segundo ($P < 0.0001$), tercero ($P = 0.0032$) y cuarto muestreos ($P < 0.0032$); el quinto muestreo no se pudo analizar porque el porcentaje de incidencia fue 100% en ambos cultivares fue del 100% (Cuadro A- 1); mientras que, en el porcentaje de severidad los cultivares presentaron efectos significativos ($P < 0.0001$) en los cuatro muestreos. En cambio, según el ANOVA los tratamientos insecticidas únicamente presentaron efecto significativo sobre el porcentaje de severidad, en el último muestreo ($P = 0.0325$); además, el efecto de la interacción entre los genotipos y tratamientos insecticidas no fue significativo (Cuadro 15) en ninguno de los muestreos realizados.

El porcentaje de incidencia en el cultivar DRD 8551 fue significativamente inferior al cultivar Río grande ($P \leq 0.05$; LSD) en el primer y segundo muestreos, en los cuales se observó 79 y 64% de reducción en las dos fechas, en comparación con el cultivar control. En los dos muestreos posteriores no hubo diferencias significativas, porque fue similar porcentaje de incidencia en los dos genotipos, pero en cuanto a la severidad, el cultivar DRD 8551 fue significativamente ($P \leq 0.05$; LSD) inferior durante todas las fechas de muestreo, disminuyó 84, 77, 49 y 41% la severidad, desde el primero hasta el cuarto muestreo, respectivamente (Figura 14).

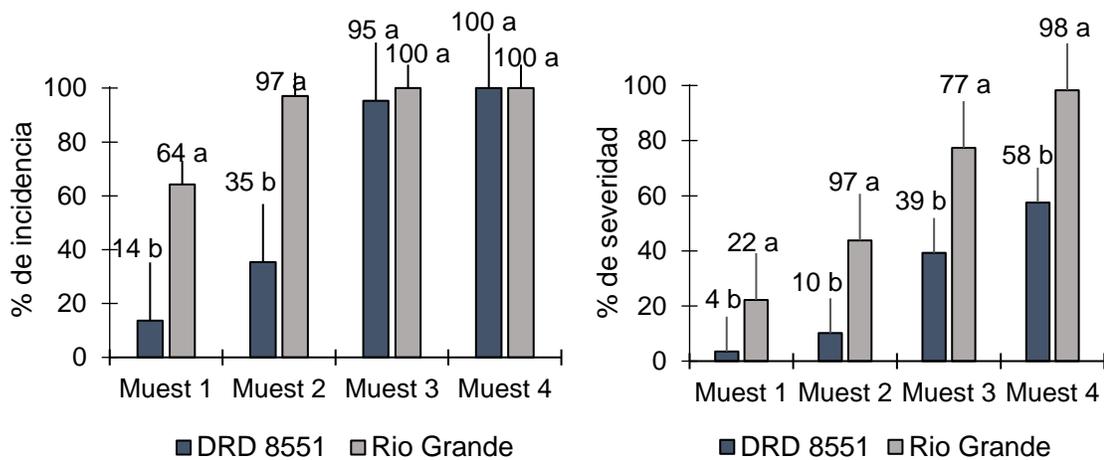


Figura 14. Efectos de los genotipos en la distribución del porcentaje de incidencia (izquierda) y severidad (derecha) de virosis durante los muestreos. Análisis estadístico ($P = 0.05$) realizado para genotipos en la primera fecha de siembra en Guerrero, México. Los puntos corresponden al porcentaje de incidencia, las líneas del eje secundario corresponden al porcentaje de severidad, las barras indican el error estándar.

En relación a los tratamientos de insecticidas, la comparación múltiple de medias ($P = 0.05$) mostró diferentes grupos en cada uno de los muestreos en ambas variables (incidencia y severidad), no obstante, según los datos obtenidos muestran evidencia significativa ($P = 0.05$) de que el T1 fue el manejo que inicio con el menor porcentaje de incidencia y terminó con el menor porcentaje de severidad, seguido del T2 (Cuadro 15).

Al analizar de manera combinada los datos a través de los muestreos, el ANOVA indicó que existió evidencia significativa de los genotipos en el porcentaje de incidencia ($P < 0.0001$) y severidad ($P < 0.0001$); mientras que los tratamientos de insecticidas únicamente presentaron efectos significativos en el porcentaje de severidad ($P = 0.0054$). La interacción de genotipos y tratamientos de insecticidas fue significativa solamente en el porcentaje de incidencia ($P = 0.0238$; Cuadro 16).

Cuadro 15. Análisis de varianza a través de los muestreos evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en el porcentaje de incidencia y severidad de virosis, en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México.

Variable Respuesta	Efecto	GL	F	P
Porcentaje de incidencia	Genotipos	1	366.87	0.0001
	Tratamientos	6	1.06	0.3923
	Genotipos xTratamientos	6	2.57	0.0238
Porcentaje de severidad	Genotipos	1	1041.79	0.0001
	Tratamientos	6	3.29	0.0054
	Genotipos xTratamientos	6	0.56	0.9201

Los datos obtenidos en el factor genotipos indican diferencias significativas ($P = 0.05$) señalando como mejor genotipo en la primera fecha de siembra al cultivar DRD 8551, al reducir el porcentaje de incidencia y severidad en 32 y 54%, con respecto al cultivar Río Grande (Figura 15).

Cuadro 16. Prueba de comparación múltiple de medias utilizado el método de diferencia mínima significativa ($P=0.05$) de los tratamientos de insecticidas y genotipos evaluados en el porcentaje de incidencia y severidad de virosis, en la primera fecha de siembra en Guerrero, México.

TI	Muestreo							
	1		2		3		4	
	Incidencia	Severidad	Incidencia	Severidad	Incidencia	Severidad	Incidencia	Severidad
1	32.03 b	9.74 a	65.57 a	26.38 ab	100.00 a	52.70 b	100.00 a	71.70 b
2	42.59 ab	15.05 a	61.11 a	24.99 ab	95.09 ab	55.04 ab	100.00 a	76.13 ab
3	33.87 b	11.32 a	72.04 a	29.63 ab	99.07 a	63.53 a	100.00 a	78.67 a
4	52.41 a	17.25 a	67.04 a	27.29 ab	94.45 b	59.47 ab	100.00 a	81.24 a
5	33.04 b	11.22 a	59.58 a	22.42 b	97.77 ab	57.54 ab	100.00 a	77.67 a
6	37.75 ab	11.82 a	66.83 a	25.95 ab	97.22 ab	59.21 ab	100.00 a	79.14 a
7	41.07 ab	13.45 a	71.18 a	31.82 a	100.00 a	60.67 ab	100.00 a	81.02 a
DMS	18.043	7.9242	14.142	7.5147	5.5196	9.7031	0	5.7148
Genotipos								
1	13.65	3.48	35.37	10.13	95.32	39.27	100	57.57
2	64.28	22.20	97.02	43.73	100	77.35	100	98.31
DMS	33.803	14.45	16.93	5.07	13.62	14.37	0	21.31

TI = Tratamientos de insecticidas. Valores de medias con la misma letra por columnas no son estadísticamente diferentes ($P=0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa. T1 = Confidor[®] AD, Movento[®] AF, Muralla Max[®] AF, Sivanto[®] prime AF; T2 = Muralla Max[®] AF, Muralla Max[®] AF, Movento[®] AF, Sivanto[®] prime AF; T3 = Sivanto[®] prime AD, Movento[®] AF, Movento[®] AF, Muralla Max[®] AF; T4 = Sivanto[®] prime AD, Sivanto[®] prime + Oberon[®] AF; T5 = PHC[®] Neem[®] AF, Asphix[®] 90 AF, Allium liquido[®] AF, PHC[®] Neem[®] AF; T6 = Biodi[®] e AF, Biodi[®] e AF, PHC[®] Neem[®] AF, PHC[®] Neem[®] AF; T7 = Control.

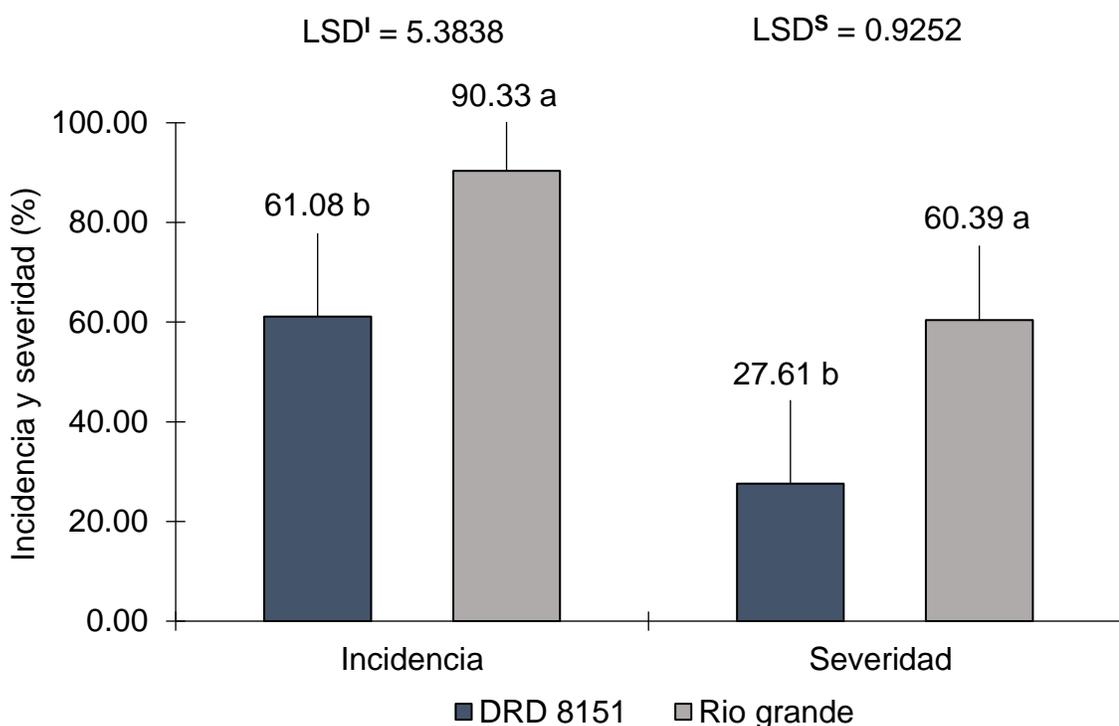


Figura 15. Efectos de los genotipos en el porcentaje de incidencia y severidad de virosis. Análisis estadístico realizado por genotipos, a través de los muestreos en la primera fecha de siembra en Guerrero, México. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa, ^I = incidencia, ^S = severidad.

Mientras que para los tratamientos de insecticidas se observaron diferencias significativas ($P = 0.05$) en ambos parámetros, señalando que en el porcentaje de incidencia todos los tratamientos se comportaron similares o con valores inferiores al control (T7), con excepción del T5, el cual estadísticamente mostró la menor incidencia; no obstante, para el porcentaje de severidad, los datos obtenidos muestran diferencias significativas ($P = 0.05$) e indican que el tratamiento con menor porcentaje de severidad fue el T1, seguido del T5 y T2, los cuales redujeron la severidad en un 14, 10 y 8%, en comparación al tratamiento control (T7; Figura 16).

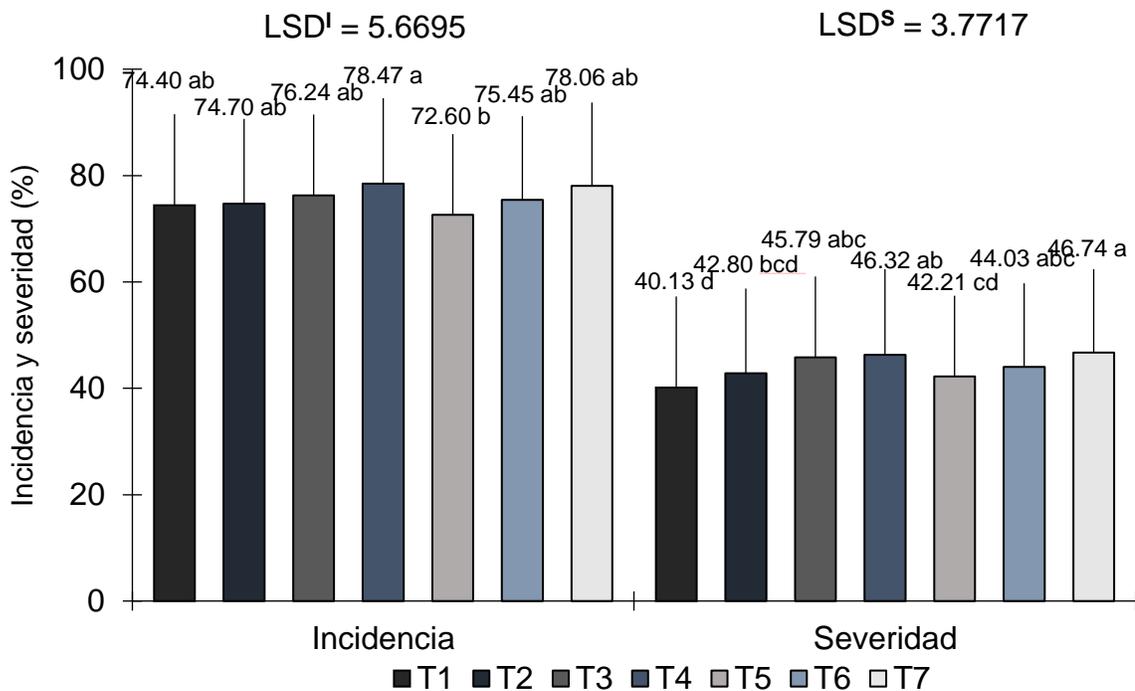


Figura 16. Efectos de los tratamientos de insecticidas en el porcentaje de incidencia y severidad de virosis. Análisis estadístico realizado por tratamientos de insecticidas y genotipos en la primera fecha de siembra en Guerrero, México. T1 a T6 = tratamientos de insecticidas, T7 = Control. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$) DMS = Diferencia mínima significativa, ^I = incidencia, ^S = severidad.

Segunda fecha de siembra. Se realizaron tres muestreos semanales del 11 de marzo al 25 de marzo, debido a que el grado máximo de severidad en ambos genotipos se observó una semana antes en relación a la primera fecha de siembra. El ANOVA realizado indicó que los genotipos únicamente mostraron efecto diferente en el primer muestreo del porcentaje de incidencia ($P < 0.0001$), mientras que para el porcentaje de severidad los datos obtenidos indicaron evidencia significativa ($P < 0.0001$) en los tres muestreos realizados. En cuanto a los tratamientos de insecticidas, el ANOVA registró efectos significativos de los insecticidas únicamente en el último muestreo de la variable porcentaje de severidad ($P = 0.0002$); incluso, indicó que no existió interacción significativa (Cuadro A-4) entre ambos factores en ninguno de los muestreos realizados.

Del mismo modo, para el factor genotipos la comparación múltiple de medias prueba que solo existieron diferencias significativas ($P = 0.05$) en el primer muestreo del porcentaje de incidencia, en el cual, el cultivar DRD 8551 registró los mejores valores, en comparación al cultivar Río Grande. Mientras que, en el porcentaje de severidad se observaron diferencias significativas en todos los muestreos, en los cuales, para el cultivar DRD 8551 se redujo en un 81, 20 y 23% en el primero, segundo y tercer muestreo, respectivamente (Figura 17).

En los tratamientos de insecticidas, los datos obtenidos ($P = 0.05$) mostraron diferencias significativas solamente en el porcentaje de severidad en el segundo y tercer muestreo, variando los agrupamientos en ambos muestreos (Cuadro 17).

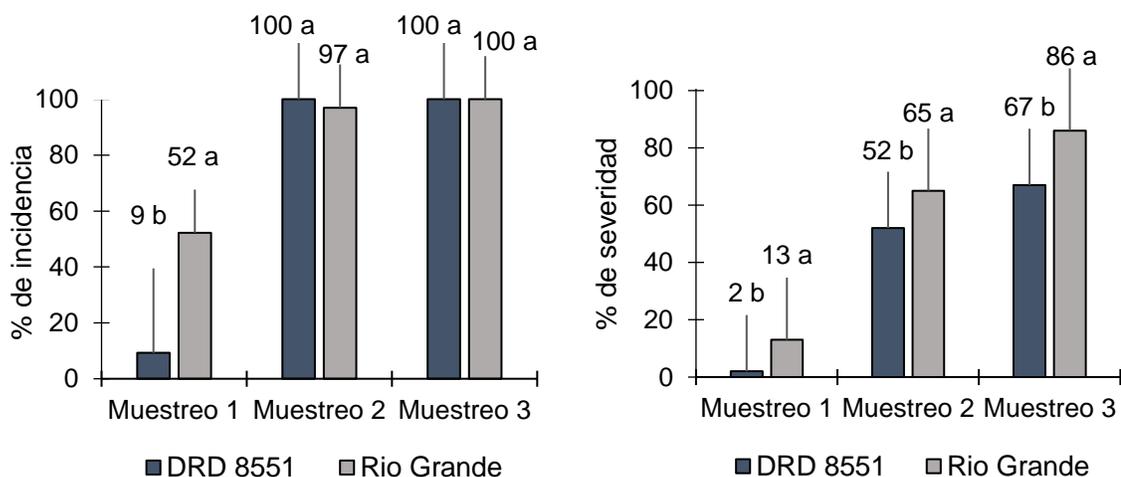


Figura 17. Efectos de los genotipos en la distribución del porcentaje de incidencia (izquierda) y severidad (derecha) de virosis durante las fechas de muestreos. Análisis estadístico ($P = 0.05$) realizado por genotipos en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México. Los puntos corresponden al porcentaje de incidencia, las líneas del eje secundario corresponden al porcentaje de severidad, las barras indican el error estándar.

Cuadro 16. Prueba de comparación múltiple de medias utilizado el método de diferencia mínima significativa ($P = 0.05$) de los tratamientos de insecticidas y genotipos evaluados en el porcentaje de incidencia y severidad de virosis, en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México.

TI	Muestreo					
	1		2		3	
	Incidenci a	Severida d	Incidenci a	Severida d	Incidenci a	Severida d
1	23.28 a	5.86 a	100.00 a	54.99 ab	100.00 a	69.64 c
2	23.12 a	6.01 a	100.00 a	53.79 b	100.00 a	68.40 c
3	34.14 a	8.53 a	100.00 a	61.78 ab	100.00 a	75.35 bc
4	35.84 a	9.52 a	89.58 a	57.51 ab	100.00 a	70.47 c
5	27.80 a	6.95 a	100.00 a	57.38 b	100.00 a	81.38 ab
6	42.76 a	10.66 a	100.00 a	62.12 ab	100.00 a	83.78 a
7	28.17 a	7.04 a	100.00 a	61.62 a	100.00 a	86.66 a
DMS	21.945	5.664	11.492	8.1952	0	8.1774
Genotipo						
s						
1	9.24	2.38	97.02	51.61	100.00	66.80
2	52.22	13.21	100.00	65.30	100.00	86.25
DMS	26.11	5.9068	12.806	3.998	0	13.962

TI = Tratamientos de insecticidas. Valores de medias con la misma letra por columnas no son estadísticamente diferentes ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa. T1 = Confidor[®] AD, Movento[®] AF, Muralla Max[®] AF, Sivanto[®]prime AF; T2 = Muralla Max[®] AF, Muralla Max[®] AF, Movento[®] AF, Sivanto[®]prime AF; T3 = Sivanto[®]prime AD, Movento[®] AF, Movento[®] AF, Muralla Max[®] AF; T4 = Sivanto[®]prime AD, Sivanto[®]prime + Oberon[®] AF; T5 = PHC[®] Neem[®] AF, Asphix[®] 90 AF, Allium liquido[®] AF, PHC[®] Neem[®] AF; T6 = Biodi[®]e AF, Biodi[®]e AF, PHC[®] Neem[®] AF, PHC[®] Neem[®] AF; T7 = Control.

El ANOVA combinado a través de los tres muestreos, muestra que los genotipos presentaron efectos significativos en el porcentaje de incidencia ($P < 0.0001$) y porcentaje de severidad ($P < 0.0001$); sin embargo, los tratamientos de insecticidas mostraron evidencias significativas ($P < 0.0001$) únicamente en el porcentaje de severidad. No existió interacción significativa entre genotipos y tratamientos en el porcentaje de incidencia ($P = 0.8644$) y severidad ($P = 0.1090$; Cuadro 18).

Cuadro 17. Análisis de varianza evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en el porcentaje de incidencia y severidad de virosis, en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México.

Variable de dependiente	Efecto	GL	F	P
Porcentaje de incidencia	Genotipos	1	38.89	0.0001
	Tratamientos	6	0.69	0.6596
	Genotipos xTratamientos	6	0.42	0.8644
Porcentaje de severidad	Genotipos	1	173.59	0.0001
	Tratamientos	6	6.46	0.0001
	Genotipos xTratamientos	6	1.81	0.1090

La comparación múltiple de medias muestra que en los genotipos se encontraron diferencias significativas ($P = 0.05$), donde estadísticamente el cultivar DRD 8551 presentó los menores resultados en la segunda fecha de siembra, presentando valores menores del porcentaje de incidencia y severidad en un 16 y 27% respectivamente, en comparación al cultivar Río Grande (Figura 18).

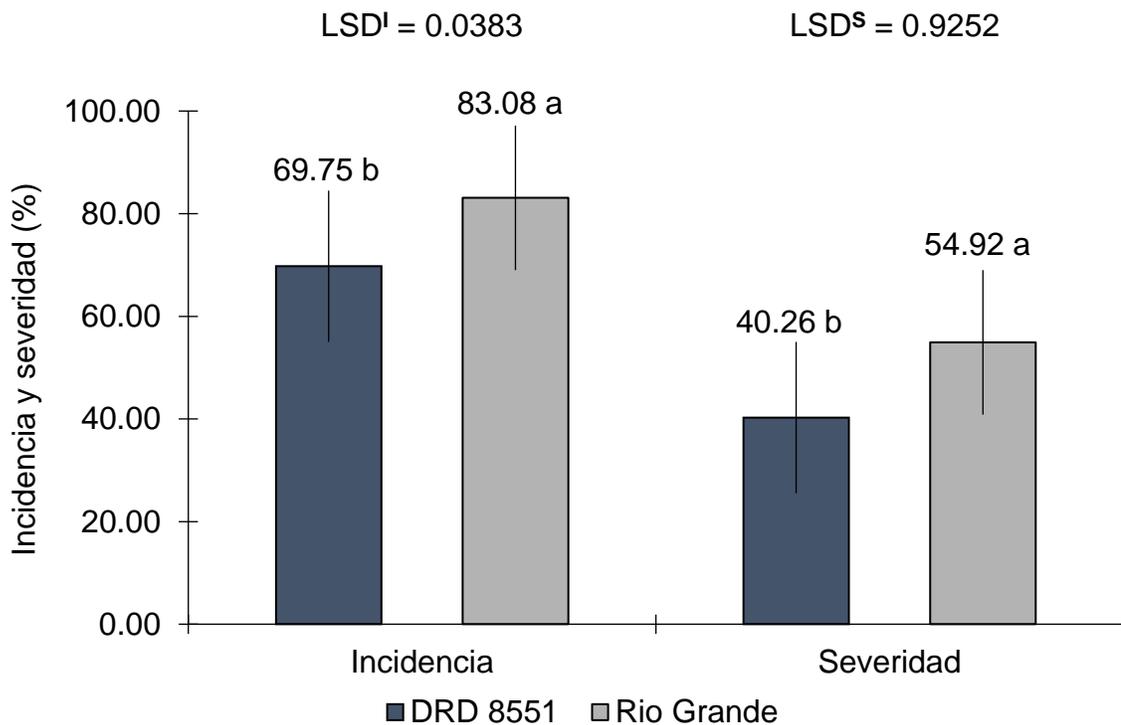


Figura 18. Efectos de los genotipos en el porcentaje de incidencia y severidad de virosis. Análisis estadístico realizado por genotipos, a través de los muestreos en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$), DMS = Diferencia mínima significativa, ^I = incidencia, ^S = severidad.

Por otro lado, el porcentaje de incidencia todos los tratamientos de insecticidas (T1, T2, T3, T4, T5 y T6) se comportaron estadísticamente igual al tratamiento control (T7) durante la segunda fecha de siembra; no obstante, para el porcentaje de severidad si se observaron diferencias significativas ($P = 0.05$) entre los tratamientos, obteniendo los menores valores los tratamientos T1 y T2, los cuales decrementaron el porcentaje de severidad en un 15 y 17%, con respecto al control (Figura 19).

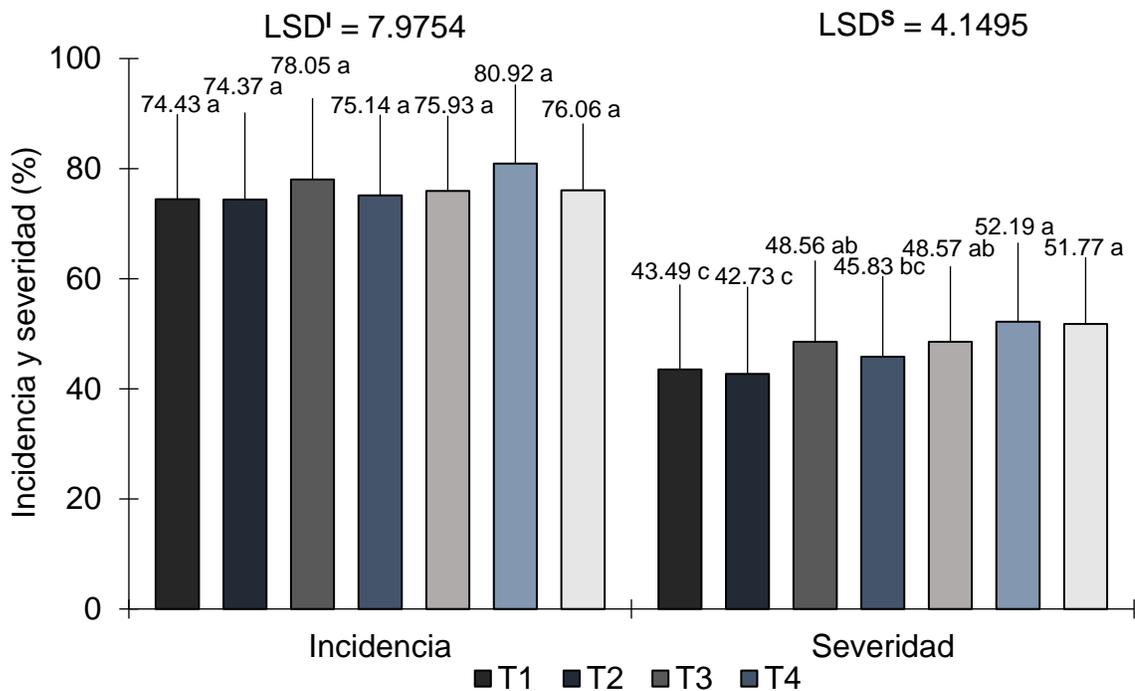


Figura 19. Efectos de los tratamientos de insecticidas en el porcentaje de incidencia y severidad. Análisis estadístico realizado por tratamientos de insecticidas y genotipos en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México. T1 a T6 = tratamientos de insecticidas, T7 = Control. Las barras indican el error estándar. Letras distintas indican diferencias significativas ($P = 0.05$) DMS = Diferencia mínima significativa, ^I = incidencia, ^S = severidad.

Por otra parte, los muestreos tuvieron diferencias significativas ($P = 0.05$) en los parámetros de virosis en ambas fechas de siembra (Figura 20), evidenciando también, que la primera fecha de siembra retrasó la incidencia de virosis y la redujo hasta un 33% en el segundo muestreo,; por otro lado, en la segunda fecha de siembra, la severidad con el grado 4 (enanismo y deformación severa) se registró una semana antes a comparación de la primera fecha de siembra en las condiciones del sitio experimental (Figura 20).

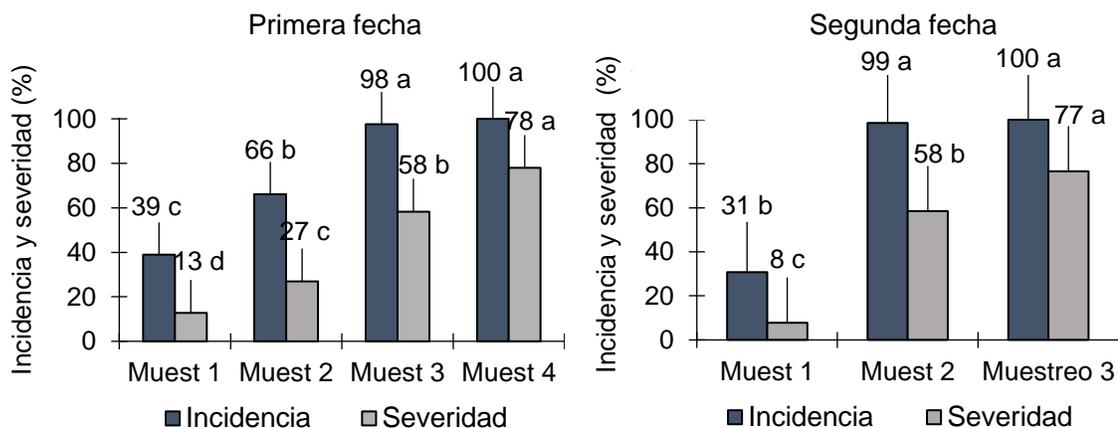


Figura 20. Promedio de cada muestra en el porcentaje de incidencia y severidad de virosis en la primera (izquierda) y segunda (derecha) fecha de siembra. Análisis estadístico ($P = 0.05$) realizado por muestreo en las dos fechas de siembra en Guerrero, México. Las barras indican el error estándar.

Bemisia tabaci (Genn.), plaga insectil del jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) y transmisor de los begomovirus, se ha convertido en una de las plagas más importantes del mundo en la agricultura del trópico y subtropico, en lugares cálidos y secos, como los descritos en el presente estudio (Prasanna *et al.*, 2010). Para la identificación de begomovirus, diversos autores señalan que la técnica utilizada en el presente estudio, la sensibilidad, la cual se ofrece como una técnica práctica para conocer la distribución geográfica de begomovirus en los diferentes cultivos (Holguín-Peña *et al.*, 2004c; Martin *et al.*, 2000; Wyatt y Brown 1996).

El *Tomato chino La Paz virus* (ToChLPV), fue caracterizado en México (Holguín-Peña *et al.*, 2004c), y posteriormente reportado en los estados de Baja California, Morelos, Puebla y San Luis Potosí (Holguín-Peña *et al.*, 2004a; Mauricio-Castillo *et al.*, 2006; García, 2007; Hernández, 2013). Ahora con nuestros resultados se confirma también que está presente en Cocula, Guerrero, México. El ToChLPV, es una de las especies que representa mayor daño en los cultivos de interés económico en México, junto con TYLCV (Holguín-Peña *et al.*, 2004b).

Existe un consenso entre los investigadores de que el control efectivo de los *begomovirus*, al igual que para otros virus fitopatógenos, tiene sus bases en un manejo integrado de plagas (MIP) mediante la combinación de diversos métodos compatibles entre sí, rentables, que causen un mínimo daño al medio ambiente y que sean responsables con la salud humana (Baker & Cook, 1974; Jones 2004).

Fechas de siembra. En el presente estudio, el número de moscas blancas por planta (pulg²) para la primera fecha de siembra (27 de enero del 2016) fue de 1.53 y para la segunda fecha (26 de febrero del 2016) fue de 6.09, decir que, la primera fecha tuvo un 75% menos de densidad de mosca blanca, inclusive durante todo el ciclo (Figura 7). Este resultado probablemente se deba a que en la segunda fecha (febrero-abril) la temperatura aumenta más de 32 °C (CICESE 2016), comenzando una estación seca y desarrollando un ambiente prometedor para un mayor desarrollo de mosca blanca, acortando el ciclo de vida y aumentando la población rápidamente (Hilje, 1996), enfatizando la importancia que tienen las fechas de siembras sobre la densidad poblacional de mosca blanca en ambientes del trópico seco, como el del sitio experimental.

Los resultados obtenidos en las variables de crecimiento señalan que las condiciones ambientales en la segunda fecha de siembra influyeron en el comportamiento de caracteres agronómicos, registrando reducciones en el diámetro del cuello, la altura y el número de hojas de la planta en un 38, 45 y 54%, sin mencionar que la planta no logró llegar a la etapa reproductiva. Estos datos obtenidos indican que una respuesta de la planta a una infección temprana del 100% en el cultivo y al impacto del estrés por temperatura alta, resulta en una reducción en la duración de todas las etapas de desarrollo, causando decrementos sustanciales en el tamaño y número de sus órganos, terminando en pérdidas significativas del rendimiento (Foolad, 2007; Pallás Genoves, Sanchez-Pina y Navarro, 2011).

Por otro lado, se demostró que la primera fecha de siembra redujo la incidencia de la enfermedad, hasta un 33% en comparación con la segunda fecha, en la cual, los genotipos llegaron al cuarto grado de severidad (enanismo y

deformación severa) en la tercera evaluación, registrando una severidad del 76%, mientras que, a comparación de la primera fecha de siembra apenas registraba un 58% severidad en la tercera evaluación, y no fue hasta la cuarta evaluación donde al menos una planta en ambos genotipos registró el cuarto grado de severidad alcanzando un 77% en promedio de severidad (Figura 19); este resultado probablemente se debió a la mayor presión de la enfermedad en la segunda fecha, debido a la mayor densidad poblacional de mosca blanca, la cual estimuló la incidencia de la virosis, agilizando la replicación viral en el hospedero y causando una rápida saturación de proteínas virales en las células, lo que provocó una acelerada alteración del metabolismo del hospedante, sin embargo, aún estamos lejos de obtener una idea clara de cómo los factores ambientales influyen en la invasión de las plantas por parte de los virus (Caranta *et al.*, 2011). Para reducir las fuentes de virus y la presión de la enfermedad, es indispensable el uso de estrategias de carácter preventivo y no curativo, que dificulten la aparición y supervivencia de vectores; como es el caso de la selección de fechas de siembra, método económico que tiene el objetivo de evitar períodos de alta población de mosca blanca y condiciones ambientales desfavorables para el cultivo. Para ello, es necesario conocer la epidemiología de la plaga y características ambientales de un lugar determinado (Alatorre *et al.*, 2000).

Genotipos. En la presente investigación los genotipos (DRD 8551 y Río Grande) no causaron diferencias significativas en el número de adultos de *B. tabaci* en ninguna de las fechas de siembra ($P = 0.05$; Figura 5 y 6). Asimismo, estadísticamente los genotipos no influyeron en el diámetro del cuello en ambas fechas de siembra, probablemente este comportamiento esté relacionado con la estabilidad de la planta, en donde los genotipos no presentaron diferencias en la variable antes mencionada, pero sí, en la altura y número de hojas de la planta, donde el genotipo DRD 8551 presentó un aumento de hasta un 27 y 18%, la altura y número de hojas de la planta, respectivamente, en comparación al Río Grande (Figura 8 y 10).

Por otro lado, es importante cuantificar la producción obtenida con base en su calidad; hoy en día, la población consumidora es más exigente en esta característica del fruto y, por lo tanto, su comercialización en el mercado. En este sentido, en el presente trabajo se encontró que el genotipo DRD 8151, mejor conocido como Tisey, registró los mayores promedios en los rendimientos del fruto, aumentando en un 94, 96 y 48% el número de frutos de primera, segunda y tercera calidad. Es factible que estos resultados se deban al desarrollo de la planta, al enfocar la mayor cantidad de nutrientes a los primeros frutos, dejando el resto del suministro de los nutrientes a los frutos superiores, reduciendo el tamaño y peso a medida que la planta envejece, requiriendo de mayor esfuerzo en la producción y suministro de nutrientes. Con respecto al rendimiento total, se registró un aumento en un 77%, en comparación con los resultados obtenidos por Río Grande. Cabe señalar que en general la producción de fruto fue baja, lo que se atribuye a que no se implementó un riego por goteo y un fertirriego adecuado, debido a que los objetivos del estudio eran otros, aun así, es de esperar que resultados similares se obtengan en condiciones agronómicas más favorables. Hernández-Leal *et al.* (2013), en cultivares comerciales como Moctezuma, Cuahutemoc, Loreto, CID y Espartaco registraron rendimientos de 18.99, 16.34 13.60, 14.60 y 14.58 kg promedio en 18 plantas, resultados similares a los obtenidos en la presente investigación (15.77 kg) con el cultivar DRD 8551 (Figura 12)

Por otro lado, el cultivar DRD 8551 en promedio a través de los muestreos mostró una reducción del porcentaje de incidencia y severidad en un 32 y 54% en la primera fecha y en un 16 y 27% en la segunda, respectivamente. Visto de otro modo, el cultivar DRD 8551, fue significativamente más resistente al daño causado por ToChLPV, mostrando una reducción del 27% hasta el 54%. La resistencia de la planta o la susceptibilidad a una infección viral, se determinan por inducción específica del huésped y la eficacia de la expresión de los genes que codifican proteínas implicadas en el mecanismo de defensa. Los mecanismos de defensa de genes de resistencia (genes R) e interferencia de ARN (RNAi) (o silenciamiento de ARN) son dos respuestas ampliamente

estudiadas en plantas contra la infección viral (Moriones, Praveen & Chakraborty, 2017). Pallás *et al.* (2011), mencionan que los genotipos resistentes se deben a los genes R antivirales, los cuales después de que detectan una proteína viral activan sus defensas, y después de un exitoso evento de defensa, la planta exhibe mayor resistencia a la futura exposición del patógeno, denominado resistencia sistémica adquirida. Sin embargo, debido a la presión constante ejercida por las plantas hospederas, los virus también han evolucionado para codificar proteínas multifuncionales que desempeñan un papel clave en la regulación de su ciclo de vida, así como la supresión de las defensas del huésped, con el fin de ampliar el rango del huésped (Kushwaha, Singh, Basu & Chakraborty, 2015); probablemente la presión por parte de las partículas virales del ToChLPV, provocaron la supresión de las defensas del huésped, notándose este efecto en mayor magnitud en el cultivar Río Grande. En cuanto a la mayoría de los virus fitopatógenos, el mejor y más efectivo enfoque de control para begomovirus como ToChLPV, es el uso de resistencia genética en la planta hospedera, ya que puede conferir una protección efectiva sin trabajo adicional, suprimiendo las aplicaciones de insecticidas para minimizar las poblaciones de los vectores, lo que reduce el daño ambiental (Lapidot & Friedmann, 2002).

Tratamientos de insecticidas. Las densidades altas de mosca blanca pueden desempeñar un rol importante en el desarrollo y propagación de las enfermedades virales (Bull *et al.*, 2003). Los datos obtenidos muestran evidencia significativa ($P = 0.05$) de que los mejores tratamientos fueron aquellos en los que se rotaron los insecticidas: Confidor® (Imidacloprid), Movento® (Spirotretamat), Muralla Max® (Imidacloprid+Betacyflutrin) y Sivanto®prime (Flupyradifuron), los cuales redujeron hasta un 39 y 32% el número de moscas blancas por planta (pulg²), en la primera y segunda fecha, respectivamente.

En todas las variables de crecimiento, pero específicamente en aquellas en las que la interacción fue significativa, se observaron valores en los tratamientos de insecticidas mayores que en el tratamiento control. Al igual que en la supresión de *B. tabaci*, los tratamientos de insecticidas en los que se rotaron insecticidas

sintéticos antes mencionados (T1, T2, T3 y T4), obtuvieron el mayor número de frutos de primera y segunda calidad, mientras que en los frutos de tercera calidad no hubo diferencia significativa ($P = 0.05$; Cuadro 13), de tal modo que los tratamientos experimentales no influyeron en este rango de calidad, provocando el mismo efecto que el tratamiento control. Además, dichos tratamientos aumentaron considerablemente el rendimiento total del fruto, en comparación al tratamiento control, sobresaliendo el T2, el cual lo superó en un 42% (Figura 12), que se basó en la rotación de Muralla Max[®] (Imidacloprid+Betacyflutrin), Movento[®] (Spirotretamat) y Sivanto[®]prime (Flupyradifuron). Los tratamientos de insecticidas en ambas fechas no mostraron diferencias significativas en cuanto a porcentaje de incidencia, no obstante, los tratamientos sintéticos que mostraron los menores porcentajes de severidad fueron el T1 y T2, con ingredientes activos antes mencionados (Cuadro 2) y el T5, que incluye los productos botánicos: PHC[®]Neem[®] (*Azadiractina*), Asphix[®] 90 (Argemonina+Berberina+Ricinina+ a-terthienil) y Allium liquido[®] (*Allium sativum*), el cual, además obtuvo resultados prometedores al reducir en un 27% el número de moscas blancas por planta (pulg²) en la primera fecha de siembra y 30% en la segunda fecha, presentando los mejores valores en el primer muestreo, es decir, en la evaluación siete días después de la aplicación de PHC[®]Neem[®]. Los extractos de semillas de neem son conocidos por causar mortalidad en los estadios de vida de *B. tabaci* y el efecto antialimentario por parte del extracto botánico azadirachtina, se ha registrado en varias especies de insectos, consecuencia de un deterioro en la alimentación primaria y secundaria del insecto, con el aumento de su mortalidad, presentando una elevada acción insecticida (Heal Rogers, Wallace & Starnes, 1950; Molina, 2001). MahaLakshmi, Sreekanth, Adinarayana & Koteswara (2015), en un estudio en campo, al evaluar *Azadirachtina* al 3% a dosis de 5 mL L⁻¹, reporta una reducción en la población ninfal del 35.23% en comparación al tratamiento control. Sin embargo, el control químico puede ayudar a contener la propagación de la enfermedad en ciertas condiciones como se muestra para otros Begomovirus (Dempsey, 2017).

Existe evidencia de aparente disminución de la susceptibilidad y de resistencia a insecticidas del grupo neonicotinoides (imidacloprid) en adultos de *B. tabaci* (Byrne *et al.*, 2003; Caballero *et al.*, 2013), por el uso irracional de éstos, lo que resulta en una constante presión de selección, no obstante, se asume que la rotación con un producto de diferente grupo toxicológico, sugiere la ausencia de este mecanismo de resistencia, basándose en el sistema de clasificación del modo de acción, del Comité Internacional de acción para la resistencia a los insecticidas (IRAC). Gastélum y (1992), indicaron que en aplicaciones de imidacloprid solo y combinado consiguieron el manejo más eficiente en la reducción de adultos *B. tabaci*, en la mayoría de las evaluaciones. Se ha demostrado en estudios anteriores que las cepas de biotipo B siguen siendo en su mayoría susceptibles a imidacloprid (Luo *et al.* 2010); además, la rotación con Movento[®] (Spirotetramat), un insecticida con dos mecanismos de acción, sistémico y translaminar inhibidor de la biosíntesis de lípidos, y particularmente eficaz contra estados inmaduros, disminuye cualquier mecanismo de resistencia (Nauen, Reckmann, Thomzik & Thielert, 2008). Por otro lado, Silva *et al.*, (2012) al evaluar los ingredientes activos de Muralla Max[®] (betacyflutrín+imidacloprid) obtuvieron un porcentaje de control (86.99 %) satisfactorio cuando es aplicado en estados inmaduros de *B. tabaci* en el cultivo de soya; más aún, al rotar estos grupos toxicológicos con el primer representante de la nueva clase de butenolidos, Sivanto[®]prime (Flupyradifurone), el cual controla una gama amplia de chupadores, y a pesar de ser del mismo grupo de los neonicotinoides actúa en plagas resistentes, incluidas la mosca blanca; Nauen, Stumpf y Elbert (2002), demostraron que flupyradifurone carece de resistencia cruzada a imidacloprid. Se han realizado numerosos estudios con este nuevo insecticida, determinando que las densidades más bajas de *B. tabaci* se registran en los tratamientos con Flupyradifurone (Smith & Nagle 2014; Smith, Nagle, MacVean & McKenzie, 2016). Dempsey *et al.* (2017), afirmaron que la diferencia observada en el potencial para suprimir la transmisión del virus está relacionada con un fuerte efecto de reducción, así como una inhibición prolongada de la alimentación en los tratamientos con flupyradifurone.

Los insecticidas sintéticos evaluados son selectivos a la mayoría de organismos benéficos cuando se usa de acuerdo a las recomendaciones, y están todos aprobados por la Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos (U.S. EPA por sus siglas en inglés), características que permiten una compatibilidad con las técnicas del MIP.

Aplicar el principio de un Manejo Integral de Plagas (MIP), ayuda a prevenir que las plagas causen daño económico; se mantiene un sistema balanceado; se obtiene una disminución de sustancias tóxicas para los agentes de control biológico naturales; se ayuda a prescindir el uso de pesticidas sintéticos, se reducen los costos de producción y se logra una mejor productividad con cosechas menos contaminadas y más saludables. Además, ayuda a mantener una imagen pública buena ya que el MIP es solicitado por muchos factores (Kogan, 1986; Andrews & Quezada, 1989).

3.6 Conclusiones

Se identificó morfológicamente a la especie *Bemisia tabaci* y se realizaron pruebas de transmisión de *Begomovirus*. Se obtuvo el primer informe de *Tomato chino La Paz virus* presente en Guerrero, México. El cultivar DRD 8551 mostró incrementos de hasta un 24% en las variables de crecimiento, 88% en el rendimiento total del fruto, y una reducción en el porcentaje de incidencia y severidad de la virosis de un 32 y 54% en la primera y en de un 16 y 27%, en la segunda fecha de siembra, respectivamente. Los tratamientos en los que se rotaron los insecticidas Muralla Max[®], Movento[®] y Sivanto[®]prime, redujeron hasta 38% el promedio de moscas blancas y hasta 10% la severidad de virosis, incrementando en un 42% el rendimiento total del fruto. La primera fecha de siembra redujo en un 75% la densidad de mosca blanca y presentó los menores porcentajes de incidencia y severidad de virosis, en las condiciones del sitio experimental.

3.7 Agradecimientos

Los autores agradecen al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología de México por el apoyo al estudiante durante su trabajo de investigación. A la universidad Autónoma Chapingo que otorgó los fondos para el desarrollo de este proyecto, así como al Colegio Superior Agropecuario del Estado de Guerrero que brindó sus instalaciones y ayudó al desarrollo e investigación del trabajo de campo. A la Universidad Autónoma de Nuevo León, que realizó la detección molecular del virus en estudio.

3.8 Literatura citada

- Agrios, G. N. 1997. *Plant Pathology*. Fourth Edition. Academic Press, San Diego, CA, U.S.
- Ascencio-Ibáñez, J., T., Diaz-Plaza, R., Méndez-Lozano, J., Monsalve-Fonnegra, Z., I., Argüello-Astorga G., R., Rivera-Bustamante R., F. 1(999). First report of *Tomato yellow leaf curl geminivirus* in Yucatán, México. *Plant disease*, 83, 1178-1178.
- Baker R., Cook R. (1974). *Biological control of plant pathogens*. W. H. Freeman and Company, San Francisco, U.S.
- Bañuelos-Hernández, B., Mauricio-Castillo, J. A., Cárdenas-Conejo, Y., Guevara-González, R., G. & Arguello-Astorga, G., R. (2012). A new strain of *Tomato severe leaf curl virus* and a unique variant of *Tomato yellow leaf curl virus* from Mexico. *Archives of virology*, 157, 1835-1841.
- Brown, J. K. & Nelson M. R. (1988). Transmission, host range, and virus-vector relationships of chino del tomate virus, a whitefly-transmitted geminivirus from Sinaloa, México. *Plant Disease*, 74, 720.
- Brown, J. K., Frohlich, D. R. N. & Rosell, R. C. (1995). The sweetpotato or silverleaf whiteflies: biotypes of *Bemisia tabaci* or a species complex. *Annual Review of Entomology*, 40, 511–34.
- Bull, S. E., Briddon, R. W. & Markham, P. G. (2003). Universal primers for the PCR-mediated amplification of DNA 1: a satellite-like molecule associated with begomovirus-DNA β complexes. *Molecular Biotechnology*, 23, 83-86.
- Byrne, F. J., Castle, S., Prabhaker, N. & Toscano, N. C. (2003). Biochemical study of resistance to imidacloprid in B biotype *Bemisia tabaci* from Guatemala. *Pest Management Science*, 59, 347-352.
- Caballero, R., Cyman, S. & Schuster, D. J. (2013). Monitoring insecticide resistance in biotype B of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in Florida. *Florida Entomologist*, 96, 1243-1256.

- Carapia R., V. E. & Castillo-Gutiérrez A. (2013). Estudio comparativo sobre la morfología de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) y *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: aleyrodidae). *Acta Zoológica Mexicana*, 29, 178-193.
- Chavarría S., M. R. (2004). *Evaluación de cinco variedades de tomate (Lycopersicon esculentum Mill) en relación al complejo mosca blanca-Geminivirus bajo infecciones naturales en la zona del pacifico de Nicaragua*. (Tesis de licenciatura, Managua, Nicaragua. UNA FAGRO). Consultada en <http://repositorio.una.edu.ni/1879/1/tnh20ch512.pdf>. (02/05/17).
- CICESE (2013). Datos climáticos diarios del CLICOM del SMN con gráficas del CICESE. Consultada en <http://clicomex.cicese.mx>. (02/09/17).
- Dempsey, M., Rileyt, D. G. & Srinivasan, R. (2017). Insecticidal Efectos on the spatial progression of *Tomato Yellow Leaf Curl Virus* and movement of its whitefly vector in tomato. *Journal of Economic Entomology*, 110, 875–883.
- Fauquet, C. M., Mayo, M. A., Maniloff, J., Desselberger, U. & Ball, L. A. (2005). *Virus taxonomy: VIIIth report of the International Committee on Taxonomy of Viruses*. Elsevier Academic Press. San Diego, California, U.S.
- Foolad, M. R. (2007). Tolerance to abiotic stresses, pp 521-592 *In* Razdan MK, Mattoo AK [eds.]. *Genetic improvement of Solanaceous crops Vol 2. Tomato*, Science Publisher, Enfield, Enfield, NH, U.S.
- García T., F. (2007). *Relación de fitoplasmas, Bactericera Cockerelli y Geminivirus con el síndrome del declinamiento del jitomate* (Tesis de Maestría, Colegio de Postgraduados, Montecillo, Texcoco, Edo. de México). Consultada en http://colposdigital.colpos.mx:8080/jspui/bitstream/handle/10521/1884/García_Tapia_B_DC_Fitopatologia_2007.pGL?sequence=1&isAllowed. (02/06/17).
- Heal, R., Rogers, E., Wallace, R. T. & Starnes O. (1950). A survey of plants for insecticidal activity. *Journal of Natural Products*, 13, 89-162.
- Hernández F. B. (2013). *Epidemiología y detección de begomovirus y Candidatus Liberibacter psyllaourous en plantaciones comerciales de tomate (Solanum lycopersicum L.)* (Tesis doctoral, Colegio de Postgraduados, Montecillo, Texcoco, Edo. de México). Consultada en http://colposdigital.colpos.mx:8080/jspui/bitstream/handle/10521/1884/Hernandez_Flores_B_DC_Fitopatologia_2013.pGL?sequence=1&isAllowed. (02/05/17).
- Hernández-Leal E., Lobato-Ortiz R., García-Zavala J. J., Reyes-López D, Méndez-López A, Bonilla-Barrientos O, Hernández-Bautista A. (2013). Comportamiento agronómico de poblaciones F2 de híbridos de tomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Revista Fitotecnia Mexicana*, 36, 209-215.
- Hilje L. (1996). Aspectos biológicos de *Bemisia tabaci* en Mesoamerica. Manejo Integrado de plagas. *Costa Rica*, 35, 46-54.

- Hodges, G., S. & Evans, G. A. (2005). An identification guide to the whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) of the Southeastern United States. *Florida Entomologist*, 88, 518-534.
- Hogenhout, S. A., Ammar, E. D., Whitfield, A. E. & Redinbaugh, M. G. (2008). Insect vector interactions with persistently transmitted viruses. *Annual Review Phytopathology*, 46, 327-359.
- Holguín-Peña, R. J., Vázquez-Juárez, R. & Rivera-Bustamante, R. F. (2004a). Rango de hospedantes, incidencia y filogenia del virus del mosaico dorado del chile (PepGMV) en Baja California Sur, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 22, 206-215.
- Holguín-Peña, R. J., Vázquez-Juárez, R. & Rivera-Bustamante, R. F. (2004b). *Pepper golden mosaic virus* affecting tomato crops in the Baja California Peninsula, Mexico. *Plant Disease*, 88, 221.
- Holguín-Peña, R. J., Vázquez-Juárez, R., Mejía-Ruiz, C. H., Garzón-Tiznado, J.A. & Rivera-Bustamante, R. F. (2004c). Geminivirus en tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en Baja California Sur, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 22, 107-116.
- Idris, A. M. & Brown, J. K. (1998). Sinaloa tomato leaf curl geminivirus: biological and molecular evidence for a new subgroup III virus. *Phytopathology*, 88, 648-657.
- IRAC. Insecticide Resistance Action Committee. (2017). Mode of action and classification of insecticides- Consultada en <http://www.irc-online.org/documents/moa-classification/>. (03/05/17).
- ICTV. International Committee on Taxonomy of Viruses. (2015). Consultada en <http://www.ictvonline.org/virusTaxonomy.asp>. (10/05/17).
- Jones, R. (2003). Plant viruses transmitted by whiteflies. *European Journal of Plant Pathology* 109, 195-219.
- Jones, R. A. C. (2004). Using epidemiological information to develop Efectoive integrated virus disease management strategies. *Virus Research* 100, 5–30.
- Kushwaha, N., Singh, A., Basu, S. & Chakraborty S. (2015). Differential response of diverse solanaceous hosts to Tomato Leaf Curl New Delhi irus infection indicates coordinated action of NBS-LRR and RNAi-mediated host defense. *Archives of virology* 160, 1499–1509.
- Lapidot, M. & Friedmann, M. (2002). Breeding for resistance to whitefly-transmitted geminiviruses. *Annals of Applied Biology*, 140, 109–127.
- Lugo, M. O. Y., Guzmán U., R., García E., R. S. & León F., J. (2011). Geminivirus transmitidos por mosca blanca (*Bemisia tabaci*) en Tomate, en el Valle Agrícola de Culiacán, Sinaloa. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 29, 109-118.

- Luo, C., Jones, C. M., Devine, G., Zhang, F., Denholm I. & Gorman, K. (2010). Insecticide resistance in *Bemisia tabaci* biotype Q (Hemiptera: Aleyrodidae) from China. *Crop Protection*, 29, 429-434.
- MahaLakshmi, M. S., Sreekanth, M., Adinarayana, M. & Koteswara Rao Y. (2015). Efficacy of some novel insecticide molecules against incidence of whiteflies (*Bemisia tabaci* Genn.) and occurrence of *Yellow Mosaic Virus* (YMV) disease in urdbean. *Int. J. Pure App. Biosci.* 3, 101-106.
- Martin, R. M., Delano, J., Lévesque, C. A. (2000). Impacts of molecular diagnostic technologies on plant disease management. *Annual Review of Phytopathology* 38 207-239.
- Mauricio-Castillo, J. A., Argüello-Astorga, G. R., Alpuche-Solís, A. G., Monreal-Vargas, C. T., Díaz-Gómez, O. & de La Torre-Almaraz, R. (2006). First Report of *Tomato severe leaf curl virus* in México. *Plant Disease* 90,1116.
- Mauricio-Castillo, J. A., Argüello-Astorga, G. R., Ambriz-Granados, S., Alpuche-Solís A. G. y Monreal-Vargas C. T. (2007). First Report of Tomato golden mottle virus on *Lycopersicon esculentum* and *Solanum rostratum* in Mexico. *Plant Disease* 91, 1513-1513.
- Mauricio-Castillo, J. A., Reveles-Torres, L. R. & Salas-Muñoz, S. (2014). *Begomovirus y Curtovirus: generalidades y métodos de diagnóstico*. Virus y Fitoplasmas de Chile: una perspectiva regional.
- Molina, N. (2001). Uso de extractos botánicos en control de plagas y enfermedades. *Manejo Integrado de Plagas* (Costa Rica) 59, 76-77.
- Moriones, E., Praveen, S. & Chakraborty, S. (2017). Tomato Leaf Curl New Delhi Virus: An Emerging Virus Complex Threatening Vegetable and Fiber Crops. *Viruses*, 9, 264.
- Naranjo S., E., Cañas A., L., Ellsworth C., P. (2004). Fauna auxiliar. Mortalidad de *Bemisia tabaci* en un sistema de cultivos múltiples. *Horticultura internacional*, 43, 14-21.
- Nauen, R., Stumpf, N. & Elbert A. (2002). Toxicological and mechanistic studies on neonicotinoid cross resistance in Q-type *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Pest Management Science*, 8, 868-875.
- Nauen, R., Reckmann, U., Thomzik, J. & Thielert W. (2008). Biological profile of spirotetramat (Movento®)—a new two-way systemic (ambimobile) insecticide against sucking pest species. *Bayer CropScience Journal*, 61, 245-278.
- Pallás, V., Genoves, A., Sanchez-Pina, M., A. & Navarro, J. A. (2011). *Systemic movement of viruses via the plant phloem*, pp 75-102 In Caranta C [ed.], *Recent Advances in Plant Virology*, Caister Academic Press, United Kingdom.

- Prasanna, H. C., Sinha, D. P., Verma, A., Singh, M., Singh, B., Rai, M. & Martin, D. P. (2010). The population genomics of begomoviruses: global scale population structure and gene flow. *Virology Journal* 7, 220.
- Raccah, B. (2001). *Plant Virus Transmission by Insects*. Encyclopedia of Life Sciences Nature. Publishing Group, London, United Kingdom.
- Smith, H. A. & Nagle, C. A. (2014). Combining novel modes of action for early-season management of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) and Tomato Yellow Leaf Curl Virus in tomato. *Florida Entomologist*, 97, 1750-1765.
- Smith, H. A., Nagle, C. A., Mac Vean, C. A. & McKenzie, C. L. (2016). Susceptibility of *Bemisia tabaci* MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae) to imidacloprid, thiamethoxam, dinotefuran and flupyradifurone in south Florida. *Insects* 7, 57.
- Tan, P. H., Wong, S. M., Wu, M., BeGLord, I. D., Saunders, K. & Stanley, J. (1995). Genome organization of ageratum yellow vein virus, a monopartite whitefly-transmitted geminivirus isolated from a common weed. *Journal of General Virology* 76, 2915-2922.
- Van der Plank, J. E. (1963). *Plant Diseases: Epidemics and Control*. Academic Press, New York.
- Viscarret, M. & Botto, E. N. (1997). Descripción e identificación de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) y *Bemisia tabaci* (Genn.), (Homóptera: Aleyrodidae). *Revista Chilena de Entomología*, 23, 51-58.
- Wyatt, S. D. & Brown, J. K. (1996). Detection of subgroup III geminivirus isolates in leaf extracts by degenerate primers and polymerase chain reaction. *Phytopathology* 86, 1288-1293.

4. CAPITULO IV. EFECTIVIDAD RESIDUAL DE INSECTICIDAS NATURALES Y SINTÉTICOS CONTRA *Bemisia tabaci* (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)

4.1 Resumen

Una de las principales plagas en el cultivo de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es *Bemisia tabaci* (Genn.), plaga cosmopolita, que su mayor importancia radica en su daño indirecto, al transmitir geminivirus a la planta de jitomate causando daños fisiológicos severos y pérdidas de rentabilidad del cultivo. La protección de la planta contra vectores virales en las primeras semanas después del trasplante es fundamental para asegurar la producción. El experimento se realizó en invernadero, el cual se repitió dos veces; se utilizaron plántulas de jitomate para evaluar la efectividad residual de cinco insecticidas sintéticos, cuatro botánicos y un aceite mineral, sobre la densidad de huevos de *B. tabaci*, en plantas infestadas con mosca blanca a los 0, 5 y 10 días después del tratamiento (DDT) con insecticida. Se registraron las densidades de huevos en cada tratamiento encontrándose que los tratamientos con Sivanto[®]prime (Flupyradifurone) en aplicación foliar y en suelo presentaron los mayores porcentajes de efectividad de los productos sintéticos (99.96 al 88.47% a través de los 0, 5 y 10 DDT) en los dos ensayos. De los tratamientos con productos naturales, el PHC[®] Neem[®] (*Azadiractina*) registró el mayor porcentaje de efectividad (65.87 al 43.50% a través de los 0, 5 y 10 DDT) en los dos ensayos. La información de la residualidad y la efectividad de los insecticidas evaluados en los diferentes periodos de infestación, contribuirán para planificar y complementar un óptimo manejo integral de *B. tabaci* en jitomate y cultivos hospederos.

Palabras clave: mosca blanca, efecto residual, insecticidas naturales y sintéticos.

RESIDUAL EFFECTIVENESS OF NATURAL AND SYNTHETIC INSECTICIDES AGAINST *Bemisia tabaci* (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)

4.2 Abstract

One of the main pests in the cultivation of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) is *Bemisia tabaci* (Genn.), a cosmopolitan plague, which its major importance lies in its indirect damage, the geminivirus transmission in the tomato plant causing severe physiological and leak profitability of the crop. Plant protection against viral vectors in the first weeks after transplantation is essential to ensure the production. The event was carried out in a greenhouse and was repeated twice; Tomato seedlings were used to evaluate the residual effectiveness of four botanical insecticides, five synthetic and one mineral oil on the density of *B. tabaci* eggs, in plant infested with whitefly at 0, 5 and 10 days after the insecticide treatment (DDT). The densities of eggs in each treatment were recorded, finding that the use of Sivanto[®]prime (Flupyradifurone) in the foliar application and in the soil contains the highest percentage of effectiveness of the synthetic products (99.96 88.47% through 0, 5 and 10 DDT) in the two trials. Of the treatments with natural products, the PHC[®] Neem[®] (*Azadiractina*) obtained the highest percentage of effectiveness (65.87 to 43.50% through the 0, 5 and 10 DDT) in the two trials. The information of the residuality and the effectiveness of the insecticides evaluated in the different periods of infestation, helped to plan and complement a brief integral management of *B. tabaci* in tomato and host crops.

Keywords: whitefly, residual effect, natural and synthetic insecticides.

4.3 Introducción

En México el jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es la hortaliza con mayor volumen de producción, y la segunda más cultivada en el mundo, debido a su gran importancia en la alimentación humana y por tener una rentabilidad de los niveles más altos en el ámbito agropecuario (Bautista *et al.*, 2010; SIAP 2016). Sin embargo, el cultivo es atacado por plagas, como mosca blanca (*Bemisia tabaci* Genn.) que es de gran importancia por los daños ocasionados en cualquier etapa de desarrollo del cultivo. En los huertos de jitomate, además de los problemas fisiológicos que causa al alimentarse de la savia de las plantas, el principal daño indirecto, es la transmisión de 12 begomovirus (Familia Geminiviridae) detectados en esta solanácea hasta la fecha (Fauquet *et al.*, 2005; Hernández, 2013), los cuales son los de mayor impacto desde el punto de vista económico (Stanley *et al.*, 2005; Fauquet *et al.*, 2003).

En la actualidad *B. tabaci* está ampliamente distribuida en la agricultura del trópico y subtropical mundial con más de 600 hospederos. Se considera como un complejo de alrededor de 34 especies morfológicamente indistinguibles. Los diferentes biotipos del insecto descritos en diferentes áreas del mundo, suelen presentar diferencias en la transmisión de virus, eficacia en ésta, desarrollo, comportamiento de alimentación y resistencia a insecticidas (Brown *et al.*, 1995). El uso intensivo de insecticidas para controlar la mosca blanca, ha llevado a la aparente disminución de la susceptibilidad y resistencia a diversos insecticidas sintéticos, incluyendo organofosforados, carbamatos, piretroides, reguladores del crecimiento e hidrocarburos clorados (Caballero *et al.*, 2013; Elbert & Nauen, 2000); el problema aumenta cuando se utilizan insecticidas de contacto, de bajo costo y alta toxicidad, causantes del decremento de enemigos naturales y solo reducen las poblaciones de adultos pero no afectan estados inmaduros que se ubican en el envés de las hojas. Se asume que este mecanismo de resistencia se puede evitar implementando la rotación de productos con diferente modo de acción (Smith & Giurcanu, 2013; IRAC, 2017), que, preferentemente estén aprobados por alguna agencia de protección ambiental para asegurar un menor

impacto ambiental. Por otro lado, la aplicación de extractos vegetales y aceites minerales tienen efectos insecticida, insectistático y/o repelente de plagas insectiles, las cuales provocan un menor impacto en la fauna benéfica y pueden ser elaborados por el mismo productor (Molina, 2001).

En este sentido, a sabiendas que es de vital importancia la protección del cultivo contra vectores virales en las primeras semanas después del trasplante, se utilizaron plántulas de jitomate en dos experimentos realizados en invernadero para evaluar la efectividad residual de cinco insecticidas sintéticos, cuatro botánicos y un aceite mineral, cuando las moscas blancas se exponían al residuo de la aspersión a los 0, 5 y 10 días después del tratamiento (DDT) con insecticida.

4.4 Materiales y métodos

La presente investigación se realizó en invernadero en la Universidad Autónoma Chapingo. Se sembraron semillas del cultivar Río Grande sobre sustrato con bocashi en bandejas de germinación (speedling) y se mantuvieron dentro del laboratorio para evitar la contaminación de enfermedades transmitidas por insectos. Una vez que las plántulas desarrollaron cuatro hojas verdaderas se trasplantaron a contenedores de unicel individuales con capacidad de 0.5 L, de suelo, el cual consistió en una mezcla de tierra lama y materia orgánica en una proporción 2:1; se aplicó un tratamiento fungicida preventivo de 50 mL planta⁻¹ de Propamocarb+Fosetil (2 mL L⁻¹ agua) para evitar muerte o daños por Damping off y se fertilizó con 1 g planta⁻¹ de la fórmula triple 17.

4.4.1 Obtención de insectos

Las poblaciones de *Bemisia tabaci*, previamente identificadas morfológicamente en el ensayo anterior, se recolectaron de un cultivo de jitomate en el Campo Experimental del Colegio Superior Agropecuario del Estado de Guerrero y se transfirieron a una jaula-umbráculo de 1.80×1.5×2.0 m (largo-ancho-alto), cerrada con organza y colocada en una estructura de alambres galvanizados para para criarlas y reproducirlas en invernadero de cristal en la Universidad Autónoma Chapingo.

4.4.2 Factores y tratamientos en estudio

En este ensayo se evaluaron dos factores, 1) tratamientos con insecticidas y 2) la infestación en plántulas con mosca blanca a los 0, 5 y 10 días después de los tratamientos con insecticida (DDT). Los tratamientos de insecticidas y dosis se describen en el Cuadro 19. Se utilizaron dosis bajas sugeridas por los fabricantes. Se incluyó un control no tratado para cada periodo de infestación.

4.4.3 Aplicación de tratamientos

Todos los tratamientos de insecticidas se aplicaron cuando las plántulas de jitomate (cv. Río Grande) tenían 4 hojas verdaderas; para asemejar su aplicación en campo, se agregó el coadyuvante BREAK THRU® en las mezclas de cada tratamiento a dosis de 0.3 mL L⁻¹. La aspersion de los tratamientos se llevó a cabo con una aspersora marca Truper considerando un gasto de 250 litros de agua, asperjando hasta punto de goteo y a drench un gasto de 1000 litros de agua. Después de la aplicación de los tratamientos, cada maceta se colocó dentro de una jaula entomológica forrada de organza muy fina, con acceso en la parte superior y soportado por un marco de metal de 20x20x40 cm (largo-ancho-alto). Las crías de mosca blanca se B, los adultos eran de edad desconocida y sin sexar, y se introdujeron 20 especímenes por jaula entomológica, a los 0, 5 y 10 días después del tratamiento con insecticida, en los dos ensayos. En total se usaron 4,320 especímenes de *B. tabaci* para ambos ensayos.

Cuadro 19. Tratamientos, insecticidas y dosis utilizados en el control de *Bemisia tabaci* en plántulas de jitomate en invernadero.

Trat	Insecticida	Ingrediente activo	Dosis* (L ha ⁻¹)
1	Confidor® 350 SC ^{AD}	Imidacloprid	0.75
2	Movento® 150 OD ^{AF}	Spirotretamat	0.4
3	Muralla Max® 300 OD ^{AF}	Imidacloprid+Betacyflutrin	0.20
4	Sivanto®prime 200 SL ^{AF}	Flupyradifurone	0.75
5	Sivanto®prime 200 SL ^{AD}	Flupyradifurone	1.75
6	Oberon® 240 SC + Sivanto®prime 200 SL ^{AF}	Spiromesifen + Flupyradifurone	0.15 + 0.75
7	Saf-T- Side ^{AF}	Aceite parafínico de petróleo	1.0
8	PHC® Neem® ^{AF}	<i>Azadiractina</i>	1.0
9	Asphix® 90 ^{AF}	Aceite vegetal de semilla de soya	1.0
10	Allium liquido® ^{AF}	<i>Allium sativum</i>	1.0
11	Biodi®e ^{AF}	Argemonina+Berberina+ Ricinina+a-terthienil	1.5
12		Control	-

*= Dosis baja de producto formulado o comercial, + = indica que los productos se combinaron.

Los tratamientos y controles se distribuyeron en un diseño de bloques completos al azar con tres repeticiones. Se aplicó riego en las plántulas según fuera necesario y se mantuvieron en invernadero a un promedio de 29°C, 70% de humedad relativa, con iluminación natural (fotoperiodo luz/oscuridad).

4.4.4 Variables de estudio

Con el fin de evaluar el efecto de los factores y tratamientos en estudio se evaluaron dos variables, el número de huevos por plántula y el porcentaje de efectividad del tratamiento, mismas que se midieron a los 10 días después de la introducción de adultos de moscas blancas en las jaulas; en las tres plantas de cada tratamiento y control, se examinó con un microscopio estereoscópico el envés de la hoja y se registró la densidad de huevos de mosca blanca por planta, se obtuvo el valor promedio de ésta y se usó para el análisis estadístico.

El estudio se repitió dos veces, el primer ensayo se realizó el 11 de octubre del 2016 y el segundo ensayo el 10 de febrero del 2017, utilizando un total de 2,160 individuos de mosca blanca por cada ensayo.

4.4.5 Análisis estadístico

Los datos de la variable número promedio de huevos por plántula, la infestación a los 0, 5 y 10 DDT y la interacción entre los dos factores se analizaron estadísticamente. Se realizó primero una prueba de bondad de ajuste y posteriormente un análisis de varianza (ANOVA) individual a los 0, 5 y 10 DDT, y un análisis combinado a través de los DDT, en ambos ensayos. Además, se efectuó una prueba de comparación múltiple de medias utilizando el método de diferencia mínima significativa ($P = 0.01$) con el software Statistical Analysis System v9.4 (SAS, 2017).

A partir del número promedio de individuos en cada planta evaluada se estimó el porcentaje de efectividad de cada tratamiento con la fórmula de Abbott (1925):

$$ET = \frac{ST - st}{ST} \times 100$$

Dónde: ET = Eficacia del tratamiento. ST = Porcentaje de incidencia en el testigo.
st = Porcentaje de incidencia en cada tratamiento

4.5 Resultados y discusión

Los tratamientos con insecticidas, el DDT y la interacción entre ambos mostraron efectos significativos en ambos ensayos (Cuadro 20).

Cuadro 18. Análisis de varianza por ensayo, evaluando el efecto del tratamiento con insecticida, infestación en diferentes días después del tratamiento con insecticida (0, 5 y 10) y la interacción entre ambos factores en el promedio de densidades de huevos de mosca blanca (*B. tabaci*) por plántulas de jitomate.

Efecto	Ensayo 1			Ensayo 2		
	GL	F	P	GL	F	P
Días después del tratamiento	2	69.05	<0.0001	1	64.59	<0.0001
Tratamientos	10	370.89	<0.0001	6	329.75	<0.0001
DDT x Tratamientos	20	6.14	<0.0001	6	3.46	<0.0001

4.5.1 Densidad de huevos y porcentaje de efectividad en general

Cuando los datos de 0, 5 y 10 DDT se agruparon y analizaron como un solo conjunto de datos en cada ensayo, se encontró que la densidad promedio de huevos por plántula de jitomate en el control varió de 724.56 a 861.89 en el primero y segundo ensayo, respectivamente (Cuadro 21). La comparación múltiple de medias muestra evidencia significativa ($P = 0.01$) de que todos los tratamientos con insecticidas fueron mejores que el control.

En general, en los tratamientos con insecticidas naturales Saf-T- Side y ASPHIX® 90, se encontraron las mayores densidades de huevos, en el primero y segundo ensayos (Cuadro 21).

Cuadro 19. Prueba de comparación múltiple de medias utilizando el método de diferencia mínima significativa ($P = 0.01$) de los tratamientos insecticidas sobre el promedio de huevos de mosca blanca (*B. tabaci*) por plántula de jitomate en cada ensayo.

Tratamientos insecticidas	Ensayo 1	Ensayo 2
Control	724.56 a	861.89 a
Confidor [®] AS	50.00 fg	56.33 fg
Movento [®] AF	93.00 f	108.11 f
Muralla Max [®] AF	220.22 e	235.33 e
Sivanto [®] prime AS	25.00 g	22.00 g
Sivanto [®] prime AF	32.78 g	41.00 e
Saf-T- Side AF	616.00 b	660.56 b
Sivanto [®] prime + Oberon [®] AF	26.67 g	28.33 g
PHC [®] Neem [®] AF	360.78 d	382.89 d
Asphix [®] AF	634.22 b	644.78 b
Allium liquido [®] AF	440.33 c	508.22 c
Biodi [®] e AF	447.22 c	449.00 c
DMS	51.529	60.46

Valores de medias con la misma letra por columnas no son estadísticamente diferentes ($P = 0.01$), DMS = Diferencia mínima significativa.

4.5.2 Densidad de huevos y porcentaje de efectividad en los DDT (0, 5 y 10 DDT)

B. tabaci es un complejo de especies que expuesta al uso constante de insecticidas tiene la capacidad de desarrollar resistencia rápidamente a insecticidas organofosforados, carbamatos y piretroides de contacto, así como aquellos de acción sistémica (Xie *et al.* 2014; Brown *et al.*, 2015). La información sobre la efectividad residual de los productos es fundamental para un programa de manejo integrado de *B. tabaci*, junto con otros métodos de control como culturales y de resistencia genética de la planta hospedera para prescindir del uso excesivo de insecticidas en el manejo de *B. tabaci* y begomovirus (Smith &

Giurcanu 2013). De Cock *et al.* (1995), mencionaron que un tratamiento es efectivo cuando el porcentaje de control es superior a 80%.

Todos los insecticidas mostraron efecto significativo ($P = 0.01$; DMS) porque en ellos se obtuvieron menores densidades de huevos que en el tratamiento control, con excepción de Asphix® a los 10 DDT, en el primer ensayo (Cuadro 22 y 23).

Control

La comparación múltiple de medias ($P = 0.01$) indicó que el control (sin tratar) representó la agrupación con la mayor densidad de huevos a los 0, 5 y 10 DDT en el primer ensayo y a los 0 y 5 DDT en el segundo de éstos, o no estadísticamente diferentes del grupo más alto a los 10 DDT en el segundo ensayo (22 y 23). En el presente estudio, al evaluar a los 10 días después de haber infestado con 20 adultos de mosca blanca la planta de jitomate, tratamiento control (sin tratar), se registró un promedio de 874 huevos planta⁻¹. Smith y Giurcanu (2013) en un experimento similar en invernadero, indicaron que en los tratamientos control registraron 184.15 huevos por planta infestada dentro de jaulas entomológicas que contenían 30 plantas con 100 moscas blancas (3.30 moscas blancas planta⁻¹). Algunos autores han demostrado que *B. tabaci* puede alcanzar poblaciones de más de mil adultos por planta (Argerich & Troilo, 2011).

Cuadro 20. Porcentaje de efectividad y prueba de comparación múltiple de medias utilizando el método de diferencia mínima significativa ($P = 0.01$) de los tratamientos insecticidas en el promedio de la densidad de huevos de mosca blanca (*B. tabaci*) por plántula de jitomate a los 0, 5 y 10 DDT en el primer ensayo.

Tratamientos insecticidas	0 DDT		5 DDT		10 DDT	
	Huevos	% EF	Huevos	% EF	Huevos	% EF
Control	736.33 a		752.00 a		685.33 a	
Confidor [®] AS	34.00 e	95.38	44.00 e	94.15	72.00 e	88.03
Movento [®] AF	59.67 e	91.90	109.00 e	85.51	110.33 e	83.89
Muralla Max [®] AF	204.00 d	72.30	216.00 d	71.28	240.67 d	64.96
Sivanto [®] prime AS	3.50 e	99.05	29.00 f	96.51	39.00 e	94.31
Sivanto [®] prime AF	1.00 e	99.86	18.00 f	97.61	72.00 e	88.47
Saf-T- Side AF	566.00 b	23.13	604.33 b	19.64	677.67 ab	1.07
Sivanto [®] prime + Oberon [®] AF	0.00 e	100.00	5.33 f	99.29	74.67 e	89.10
PHC [®] Neem [®] AF	251.33 cd	65.87	366.00 c	51.33	465.00 c	32.12
Asphix [®] AF	538.00 b	42.09	641.33 b	14.72	723.33 a	0
Allium liquido [®] AF	292.67 cd	60.25	392.67 c	47.87	635.67 ab	7.20
Biodi [®] e AF	338.67 c	54.01	414.33 c	44.90	588.67 b	14.06
DMS	108.43		77.524		91.744	
F	84.38		186.56		152.15	
P	<0.0001		<0.0001		<0.0001	

Valores de medias con la misma letra por columnas no son estadísticamente diferentes ($P = 0.01$), DMS = Diferencia mínima significativa.

Cuadro 21. Porcentaje de efectividad y prueba de comparación múltiple de medias utilizando el método de diferencia mínima significativa ($P = 0.01$) de los tratamientos insecticidas en el promedio de la densidad de huevos de mosca blanca (*B. tabaci*) por plántula de jitomate a los 0, 5 y 10 DDT en el segundo ensayo.

Tratamientos insecticidas	0 DDT		5 DDT		10 DDT	
	Huevos	% EF	Huevos	% EF	Huevos	% EF
Control	840.67 a		870.67 a		874.33 a	
Confidor [®] AS	41.67 e	95.04	59.33 f	93.19	68.00 fg	92.22
Movento [®] AF	54.67 e	93.50	107.33 f	87.67	162.33 ef	81.43
Muralla Max [®] AF	214.67 d	74.46	230.33 e	73.55	261.00 e	70.15
Sivanto [®] prime AS	0.33 e	99.96	23.00 f	97.36	42.67 g	95.12
Sivanto [®] prime AF	0.67 e	99.92	21.67 f	97.51	100.67 fg	88.49
Saf-T- Side AF	534.67 b	36.40	657.67 b	24.46	789.33 ab	9.72
Sivanto [®] prime + Oberon [®] AF	1.00 e	99.88	4.67 f	99.46	79.33 fg	90.93
PHC [®] Neem [®] AF	308.67 cd	63.28	346.00 de	60.26	494.00 d	43.50
Asphix [®] AF	573.00 b	31.84	663.67 b	23.77	697.67 bc	20.21
Allium liquido [®] AF	357.67 c	57.45	525.00 c	39.70	642.00 c	26.57
Biodi [®] e AF	354.67 c	57.81	378.67 d	56.51	613.67 c	29.81
DMS	100.13		122.55		111.05	
F	116.75		92.74		125.05	
P	<0.0001		<0.0001		<0.0001	

Valores de medias con la misma letra por columnas no son estadísticamente diferentes ($P = 0.01$), DMS = Diferencia mínima significativa.

Confidor® 350 SC (Imidacloprid)

La densidad de huevos en cada plántula de jitomate que registró este insecticida sintético aplicado en suelo se encontró siempre en el grupo estadísticamente más bajo al infestar con mosca blanca a los 0, 5 y 10 DDT ($P = 0.01$; DMS) en el primer ensayo, y a los 0 y 5 DDT en el segundo ensayo. La infestación de mosca blanca a los 10 DDT del segundo ensayo, se ubicó en el segundo agrupamiento con la menor densidad de huevos (Cuadros 22 y 23).

El ingrediente activo imidacloprid del grupo de los neonicotinoides, desde su descubrimiento hace más de dos décadas (Mullins & Christie, 1995), ha sido utilizado eficazmente contra una amplia gama de insectos chupadores, por ser un insecticida sistémico, el cual actúa sobre el sistema nervioso central de los insectos, causando un bloqueo irreversible de los receptores de la acetilcolina (Polack, 2005); sin embargo, existe numerosa evidencia científica de que el uso indiscriminado de este insecticida ha provocado que poblaciones de adultos de mosca blanca muestren resistencia a los neonicotinoides, como imidacloprid (Caballero *et al.*, 2013; Cahill *et al.*, 1996).

A pesar del uso irracional de este insecticida contra *B. tabaci* y de conocerse que la mayoría de las investigaciones sobre la resistencia de la plaga a los neonicotinoides se han realizado más en los adultos que en los huevos y las larvas (Xie *et al.*, 2014), en esta investigación el producto Confidor® 350 SC registró un porcentaje de efectividad que fluctuó de 95.38 al 88.03% en los distintos periodos de infestación en los dos ensayos. Probablemente las poblaciones obtenidas de *B. tabaci* no han estado en constante contacto con este ingrediente activo en este lugar, debido a que, en el valle de Iguala y Cocula, Guerrero, los cultivos hospederos de *B. tabaci* se desarrollan en una superficie limitada y se rotan constantemente con maíz y sorgo año tras año, retrasando el cambio hereditario en la sensibilidad de mosca blanca a este insecticida (IRAC, 2017). Al respecto, Caballero *et al.* (2013), aislaron moscas blancas de campos que estuvieron expuestas a imidacloprid hasta el 2007, esas poblaciones se probaron en ensayos en 2008 y 2009, y presentaron disminución en la

sensibilidad hacia imidacloprid a DL_{50} y DL_{95} , en cambio, la población que se probó hasta el 2010 volvió a presentar susceptibilidad y la eficacia del producto volvió a destacar a ambas dosis. Gastélum *et al.* (2014), evaluaron la rotación de insecticidas para el manejo de *B. tabaci* y confirmaron que en la mayoría de las evaluaciones los tratamientos más eficientes en la reducción de adultos fueron en aquellos que aplicaron imidacloprid solo y combinado.

Movento® 150 OD (Spirotetramat)

Este insecticida sintético se encontró en el grupo con las densidades de huevos más bajas estadísticamente, a los 0, 5 y 10 DDT en el primer ensayo, y a los 0 y 5 DDT en el segundo ensayo, mientras que a los 10 DDT en el segundo ensayo se ubicó en la tercera agrupación estadísticamente más baja ($P = 0.01$). Por otro lado, en los tres periodos de infestación (0, 5 y 10 DDT) el porcentaje de efectividad osciló de 93.50 al 81.43% en el primer y segundo ensayo (Cuadros 22 y 23). A pesar de ser más efectivo contra huevos de *B. tabaci*, hay evidencia de que Spirotetramat es eficaz contra adultos, por ser un insecticida de mecanismo sistémico y translaminar (Nauen, 2008). En pruebas de campo en España y Brasil, se han encontrado porcentajes de efectividad que varían de 84-96 y 78-96%, al usarlo solo o en mezcla con imidacloprid (Brück *et al.*, 2009); resultados que son similares a los obtenidos en esta investigación. Xie *et al.* (2011), reportan que al utilizar Movento® se tiene persistencia y buen efecto en el control de *B. tabaci* a través del tiempo, aumentando su eficacia cuando se rota con otros productos de diferente grupo químico.

Muralla Max® 300 OD (Betacyflutrín + Imidacloprid)

Con excepción de los valores tomados a los 5 DDT en el primer ensayo y a los 10 DDT en el segundo ensayo, el resultado obtenido de la densidad de huevos en la mayoría de los periodos de infestación, se clasificó como el segundo grupo estadístico con el menor número de huevos ($P = 0.01$), siempre precedido del resto de los tratamientos con insecticidas sintéticos. La eficacia del tratamiento varió de 74.46 al 64.96% en ambos ensayos cuando se infestó con mosca blanca a los 0, 5 y 10 DDT. Silva *et al.* (2012) evaluaron el efecto de los ingredientes

activos betacyflutrin + imidacloprid en *Bemisia tabaci* en el cultivo de soya; reportaron un porcentaje de control (86.99 %) satisfactorio cuando se aplicó a los huevos dl insecto; este valor es mayor a los obtenidos con el tratamiento Muralla Max[®] en esta investigación (Cuadros 22 y 23).

Sivanto[®]prime 200 SL (Flupyradifurone; aplicación en suelo)

Fue el único tratamiento cuya densidad de huevos se mantuvo estadísticamente en la agrupación más baja o no estadísticamente diferentes del grupo más bajo ($P = 0.01$) a los 0, 5 y 10 DDT en ambos ensayos. El porcentaje de efectividad de este insecticida con aplicación al suelo fluctuó de 99.96 al 94.31% en los tres periodos de infestación (0, 5 y 10 DDT) de los dos ensayos. En comparación con su compañero de grupo toxicológico imidacloprid aplicado en suelo, flupyradifurone presentó mayor porcentaje de efectividad y disminuyó el número de huevos (Cuadros 22 y 23). Diversos estudios han confirmado que las densidades más bajas de *B. tabaci* se registran en los tratamientos con Flupyradifurone en comparación con insecticidas neonicotinodes (Smith & Nagle, 2014; Smith *et al.*, 2016). Sivanto[®]prime (Flupyradifurone) es un insecticida que controla insectos chupadores, y a pesar de ser del mismo grupo de los neonicotinoides, no presenta resistencia cruzada con imidacloprid, actuando en plagas resistentes, incluidas la mosquita blanca (Nauen *et al.*, 2002). Además, no presenta efectos adversos para las abejas, mamíferos, humanos y la mayoría de insectos benéficos. Se adapta bien a sistemas de manejo integrado de plagas agrícolas (Jeschke *et al.*, 2015).

Sivanto[®]prime 200 SL (Flupyradifurone; aplicación foliar)

Con excepción del resultado obtenido a los 10 DDT en el segundo ensayo, los valores de la densidad de huevos colocaron constantemente a este insecticida sintético en el grupo estadístico más bajo durante los diferentes periodos de infestación con mosca blanca ($P = 0.01$; DMS). El porcentaje de efectividad para este insecticida en aplicación foliar se encontró en un rango de 99.92 al 88.47% a través de los distintos periodos de infestación en los dos ensayos (Cuadros 22 y 23). En estudios anteriores se ha demostrado qué en tratamientos con

Flupyradifurone se observa una prolongada inhibición en la alimentación y una fuerte reducción de mosca blanca, reflejando un potencial para suprimir la transmisión de virosis (Dempsey *et al.*, 2017); Smith y Giurcanu (2014), reportaron que los porcentajes de incidencia de plántulas con síntomas virales fueron más bajos en plántulas tratadas con Flupyradifurone que presentaron los menores porcentajes de incidencia de virus (TYLCV), asimismo, Roditakis *et al.* (2017), indicaron que tratamientos con Flupyradifurone suprimieron 85% la transmisión de virus.

Sivanto® prime 200 SL (Flupyradifurone) + Oberon® 240 SC (Spiromesifen)

Con excepción del resultado obtenido a los 10 DDT en el segundo ensayo, los datos obtenidos ubicaron a este tratamiento combinado en el grupo estadístico más bajo con la menor densidad de en ambos ensayos ($P = 0.01$). Por otro lado, el porcentaje de efectividad fluctuó de 100.00 al 89.10% en los tres periodos de infestación (0, 5 y 10 DDT) de ambos ensayos (Cuadros 22 y 23). MahaLakshmi *et al.* (2015), al evaluar la eficacia de diferentes insecticidas contra mosca blanca; reportaron que el tratamiento de Spiromesifen (Oberon® 240 SC) fue el más efectivo de diez insecticidas evaluados, el cual redujo 80% de la población ninfal. Por su parte, Smith y Nagle (2014) evaluaron la combinación de modos de acción contra *B. tabaci* y reportaron que las densidades de adultos fueron los más bajos en el tratamiento con Flupyradifurone (Sivanto® prime), seguido de pirifluquinazon.

Saf-T-Side (Aceite parafínico de petróleo)

Los resultados obtenidos en ambos ensayos mostraron evidencia significativa ($P = 0.01$; DMS) de que, las densidades de huevos con la aplicación de este insecticida a base de aceite mineral, se ubicaron constantemente en el segundo y tercer grupos más altos a los 0, 10 y 15 DDT. La eficacia del tratamiento para ambos ensayos varió de 36.40 al 1.07% a través de los tres periodos de infestación (Cuadros 22 y 23). Este aceite agrícola parafinado impide el proceso respiratorio de huevos, larvas y adultos, causando hipoxia (Varela *et al.*, 2013). De Almeida, Quintela, Mascarín, Fernandes & Arthurs (2014), al evaluar aceites

minerales con el mismo modo de acción que Saf-T-Side, indicaron que obtuvieron menos del 10% en la mortalidad de huevos de *B. tabaci*. Otras investigaciones han estipulado que *B. tabaci* es susceptible al aceite de petróleo cuando se encuentra en estados inmaduros, especialmente cuando se aplica en huevo para controlar las ninfas de la primera etapa (Larew & Locke, 1990).

PHC® Neem® (*Azadirachtina*)

La agrupación estadística ($P = 0.01$) de este tratamiento varió a los 0, 5 y 10 DDT en los dos ensayos. Fue el insecticida natural que presentó la menor densidad de huevos, siempre antecedido de los tratamientos con insecticidas sintéticos; presentó eficacia que osciló de 65.87 al 43.50% en los diferentes días después del tratamiento (0, 5 y 10 DDT) con insecticida en los dos ensayos (Cuadros 22 y 23). Los extractos de semillas de neem son conocidos por causar mortalidad en *B. tabaci* (Coudriet, Prabhaker & Meyerdirk, 1985); le dificultan al insecto encontrar su fuente de alimento; provocan repelencia y excitación del sistema nervioso que les dificulta volar y la ovoposición; el efecto irritante induce a los insectos a salir de sus refugios, facilitando su control (Ledesma, 2005). De Almeida, Quintela, Mascarín, Fernandes & Arthurs (2014), reportaron que el aceite de la semilla de neem tiene el potencial de ser utilizado en programas de manejo de mosca blanca. MahaLakshmi *et al.* (2015), reencontró una reducción de 35.23% de la población ninfal en el tratamiento con *Azadirachtina* al 3%, a dosis de 5 mL L⁻¹, en comparación al tratamiento control.

Asphix® 90 (Aceite vegetal de semilla de soya)

No presentó diferencias significativas con el tratamiento control a los 10 DDT en el primer ensayo; con excepción de este resultado, las densidades de huevos a los 0 y 5 DDT en el primer ensayo y a los 0, 5 y 10 DDT en el segundo ensayo, fueron estadísticamente similares al tratamiento Saf-T-Side, ubicándose constantemente en el segundo y tercer grupos con la mayor densidad de huevos en los dos ensayos ($P = 0.01$; DMS). En este experimento el extracto de soya presentó porcentaje de efectividad en un rango del 42.09 al 0% cuando las plántulas se infestaron con mosca blanca en diferentes días después del

tratamiento (0, 5 y 10 DDT) con insecticida (Cuadro 22 y 23). La acción insecticida de Asphix 90 probablemente tiene mayor efecto cuando el insecto está presente al momento de la aplicación, sustentado en su efecto desecante, porque es altamente lipofílico, altera la cubierta cerosa por completo de ninfas y adultos, de tal forma que bloquea los espiráculos a través de los cuales se da el intercambio gaseoso, provocando la sofocación de los insectos; también en huevos, limita el intercambio de gases a través del aerópilo, los endurece y dificulta la eclosión del insecto.

Allium liquido® (*Allium sativum*)

Las densidades de huevos a los 0, 5 y 10 DDT fueron intermedias en los dos ensayos, siempre con una mayor densidad de huevos que el tratamiento con PHC® Neem®. Durante los periodos de infestación (0, 5 y 10 DDT) en ambos ensayos, tuvo porcentajes de efectividad de 60.25 a 26.57% (Cuadros 22 y 23). En un experimento previo realizado por Ledesma (2005), se utilizó extracto de ajo (Biocrak), se evaluó el número de huevos de *B. tabaci* y se obtuvo un porcentaje de efectividad de 61.16 y 36.54% a los 3 y 7 DDT; estos son valores similares a los obtenidos en esta investigación. Por otro lado, Liu, Hu, Zhou & Liu (2014), al evaluar 16 aceites botánicos, señaló que *A. sativum* exhibió la mayor efectividad contra adultos de *B. tabaci*. Gómez, Cubillo, Mora & Hilje (1997) reportaron que en su investigación el extracto de ajo no presentó ninguno de estos efectos al usar Garlic Barrier contra adultos de *B. tabaci*. Se sugiere en aplicaciones en campo o en futuros ensayos, aplicar dosis altas 2 a 3 L ha⁻¹, como también lo estipula Ledesma (2005).

Biodi®e (Argemonina+Berberina+ Ricinina+a-terthienil)

Las densidades de huevo en este tratamiento mostraron evidencia significativa ($P = 0.01$; DMS) similar al tratamiento con Allium liquido®; se colocó casi siempre en la misma agrupación estadística intermedia, con un porcentaje de efectividad que fluctuó de 14.06 al 57.81% a través de los distintos periodos de infestación. Probablemente usando dosis altas de Biodi®e se pueden conseguir mejores porcentajes de efectividad que los obtenidos en la presente investigación. Al no

ser un producto sistémico, se han recomendado realizar buenas coberturas para lograr máximas eficiencias del producto en campo (DISAGRO, 2014).

4.6 Conclusiones

Los resultados de nuestra investigación demuestran que las poblaciones de *B. tabaci* de la región norte de Guerrero, exhiben susceptibilidad variable a todos los insecticidas sintéticos evaluados, mientras que los productos naturales tienen efecto repelente o disuasivos de *B. tabaci*. El tratamiento con Sivanto®prime (Flupyradifurone) en aplicaciones foliar y en suelo presentó el mayor porcentaje de efectividad de todos los productos sintéticos, el cual fluctuó de 99.96 al 88.47% a los 0, 5 y 10 DDT en los dos ensayos. De los tratamientos con productos naturales, el PHC® NEEM® (*Azadiractina*) registró el mayor porcentaje de efectividad, variando de 65.87 al 43.50% a través de los 0, 5 y 10 DDT en los dos ensayos. Los resultados de este estudio contribuirán a conocer la efectividad y residualidad de los tratamientos evaluados para diseñar un óptimo manejo integral de *B. tabaci* en jitomate y otros cultivos hospederos.

4.7 Agradecimientos

Los autores agradecen al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología de México por el apoyo al estudiante durante su trabajo de investigación. A la universidad Autónoma Chapingo que otorgó los fondos para el desarrollo de este proyecto y apoyó con el invernadero para el desarrollo de la investigación.

4.8 Literatura citada

- Abbott, W. S. (1925). A method of computing the effectiveness of an insecticide. *Journal of Economic Entomology*, 18, 265-267.
- Argerich C. & Troilo, L. (2011). Manual de Buenas Prácticas Agrícolas en la cadena de tomate (No. Q02 ARG 18460). Ministerio de Agricultura, Ganadería y Pesca, Buenos Aires (Argentina) FAOINTA, 145 p.
- Bautista, M. N., Chavarrín, C., & Valenzuela F. (2010). *Jitomate: Tecnología para su Producción en Invernadero*. (3ª ed.). Colegio de Postgraduados. Montecillos, Estado de México. México.

- Brown, J. K., Frohlich, D. R. N. & Rosell, R. C. (1995). The sweetpotato or silverleaf whiteflies: biotypes of *Bemisia tabaci* or a species complex. *Annual Review of Entomology*, 40, 511-34.
- Brück, E., Elbert, A., Fischer, R., Krueger, S., Kühnhold, J., Klueken, A. M. & Steffens, R. (2009). Movento®, an innovative ambimobile insecticide for sucking insect pest control in agriculture: Biological profile and field performance. *Crop Protection*, 28, 838-844.
- Caballero, R., Cyman, S. & Schuster, D. J. (2013). Monitoring insecticide resistance in biotype B of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in Florida. *Florida Entomologist* 96, 1243-1256.
- Cahill, M., K. Gorman, S. Day, I. Denholm, A. Elbert, & R. Nauen. (1996). Baseline determination and detection of resistance to imidacloprid in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *Bulletin of Entomological Research*, 86, 343-349.
- Coudriet, D. L., Prabhaker, N. & Meyerdirk, D. E. (1985). Sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae): Effects of neem-seed extract on oviposition and immature stages. *Environmental Entomology*, 14, 776-779.
- De Almeida M., M., Quintela, E. D., Mascarin, G. M., Fernandes, P. M. & Arthurs, S. P. (2014). Management of *Bemisia tabaci* biotype B with botanical and mineral oils. *Crop Protection*, 66, 127-132.
- De Cock, A., Ishaaya, I., Veire, M., Van De Veire, M. & Degheele, D. (1995). Response of buprofezin-susceptible and resistant strains of *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) to pyriproxyfen and diafenthiuron. *Journal of Economic Entomology*, 88, 763-767.
- DISAGRO (Distribuidora de Insumos Agropecuarios). (2014). Hoja técnica Bio Die. Consultada en <http://www.disagro.com/sites/default/files/downloads/biodiehojatecnica.pdf>. (07/06/17).
- Dempsey, M., Riley, D. G. & Srinivasan, R. (2017). Insecticidal Efectos on the spatial progression of *Tomato Yellow Leaf Curl Virus* and movement of its whitefly vector in tomato. *Journal of Economic Entomology*, 110, 875-883.
- Elbert, A. & Nauen, R. (2000). Resistance of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) to insecticides in southern Spain with special reference to neonicotinoids. *Pest Management Science*, 56, 60-64.
- Fauquet, C. M., Bisaro, D. M., Briddon, R. W., Brown, J. K., Harrison, B. D., Rybicki, E. P. & Stanley, J. (2003). Virology division news: revision of taxonomic criteria for species demarcation in the family Geminiviridae, and an updated list of begomovirus species. *Archives of virology*, 148, 405-421.
- Fauquet, C. M., Mayo, M. A., Maniloff, J., Desselberger, U. & Ball, L. A. (2005). *Virus taxonomy: VIIIth report of the International Committee on Taxonomy of Viruses*. Elsevier Academic Press. San Diego, California, U.S.

- Gastélum, L. R., Godoy, A. T. R., López, M. M., Yáñez, J. M. G., Inzunza, C. J. F. & Avendaño, M. F. (2014). Rotación de insecticidas para el manejo de mosca blanca *Bemisia tabaci* biotipo b Genn. (Hemiptera: Aleyrodidae) y madurez irregular en frutos de tomate bajo casa sombra. *Entomología mexicana*, 1, 846-851.
- Gómez, P., Cubillo, D., Mora, G.A., & Hilje, L. (1997). Evaluación de posibles repelentes de *Bemisia tabaci*: II. Extractos vegetales. *Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica)*, 46, 17-25.
- Hernández F. B. (2013). *Epidemiología y detección de begomovirus y Candidatus Liberibacter psyllaurens en plantaciones comerciales de tomate (Solanum lycopersicum L.)* (Tesis doctoral, Colegio de Postgraduados, Montecillo, Texcoco, Edo. de México). Consultada en http://colposdigital.colpos.mx:8080/jspui/bitstream/handle/10521/1884/Hernandez_Flores_B_DC_Fitopatologia_2013.pGL?sequence=1&isAllowed. (02/05/17).
- IRAC. Insecticide Resistance Action Committee. (2017). Mode of action and classification of insecticides. Consultado en <http://www.irac-online.org/documents/moa-classification/> (03/06/16).
- Jeschke, P., Haas, M., Nauen, R., Gutbrod, O., Beck, M. E., Matthiesen, S. & Velten, R. (2015). Sivanto®. A Novel Insecticide with a Sustainable Profile, in: P. Maienfisch, T. M. Stevenson (Eds.), *Discovery Synthesis of Crop Protection Products*, 24, 331–344.
- Larew, H. G. & LOCKE, J. C. (1990). Repellency and toxicity of a horticultural oil against whiteflies on chrysanthemum. *HortScienc*, 25, 1406-1407.
- Ledesma I., G. (2005). *Efectos de extractos de neem (Azadirachta indica (Juss)) y ajo (Allium sativum (Linneo)), y de los insecticidas Imidacloprid y Pymetrozina sobre mosca blanca Bemisia tabaci (Gennadius) en tomate (Lycopersicon esculentum Mill.)* (Tesis de Licenciatura, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Buena Vista, Saltillo, Coahuila, México). Consultado en <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/4210/T15071%20LEDESMA%20BARRA,%20GUILLERMO%20%20TESIS.pdf?sequence=1>. (08/09/17).
- Liu, X. C., Hu, J. F., Zhou, L. & Liu, Z. L. (2014). Evaluation of fumigant toxicity of essential oils of Chinese medicinal herbs against *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae). *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 2, 164-169.
- Efficacy of some novel insecticide molecules against incidence of whiteflies (*Bemisia tabaci* Genn.) and occurrence of Yellow Mosaic Virus (YMV) disease in urdbean.
- MahaLakshmi, M. S., Sreekanth, M., Adinarayana, M. & Koteswara Rao Y. (2015). Efficacy of some novel insecticide molecules against incidence of

- whiteflies (*Bemisia tabaci* Genn.) and occurrence of *Yellow Mosaic Virus* (YMV) disease in urdbean. *Int. J. Pure App. Biosci.* 3, 101-106.
- Molina, N. (2001). Uso de extractos botánicos en control de plagas y enfermedades. *Manejo Integrado de Plagas* (Costa Rica) 59, 76-77.
- Mullins, J. W. & Christie, D. (1995). Imidacloprid: a new nitroguanidine insecticide. *American Chemical Society Symposium Series*, 524, 183-198.
- Nauen, R., Stumpf, N. & Elbert, A. (2002). Toxicological and mechanistic studies on neonicotinoid cross resistance in Q-type *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Pest Management Science* 8, 868-875.
- Nauen, R., Reckmann, U., Thomzik, J. & W. Thielert. (2008). Biological profile of spirotetramat (Movento®)—a new two-way systemic (ambimobile) insecticide against sucking pest species. *Bayer Crop Science Journal*, 61, 245-278.
- Polack, L. A. (2005). Manejo integrado de moscas blancas. *Boletín hortícola*, 10, 1-5.
- Roditakis, E., Stavrakaki, M., Grispou, M., Achimastou, A., Van Waetermeulen, X., Nauen, R. & Tsagkarakou, A. (2017). Flupyradifurone effectively manages whitefly *Bemisia tabaci* MED (Hemiptera: Aleyrodidae) and *Tomato yellow leaf curl virus* in tomato. *Pest Management Science*, 73, 1574-1584 doi: 10.1002/ps.4577.
- SAS Institute Inc. 2009. SAS user's guide: Statistics. Release 6.03. Ed. SAS Institute incorporation, Cary, N.C. USA. 1028 p.
- SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera). 2016. Atlas Agroalimentario 2016. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, México.
- Silva, V. S., Carissimi, B. M. I., Freitas, B. A., Luís, G. A., Vicentini, L. R. & Bueno, F. C. (2012). Effects of insecticides used in *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotype B control and their selectivity to natural enemies in soybean crop. *Semina: Ciências Agrárias, Londrina*, 33, 1809-1817.
- Smith, H. A. & Giurcanu, M. C. (2013). Residual effects of new insecticides on egg and nymph densities of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Florida Entomologist*, 96, 504-511.
- Smith, H. A. & Giurcanu, M. C. (2014). New Insecticides for Management of Tomato Yellow Leaf Curl, a Virus Vected by the Silverleaf Whitefly, *Bemisia tabaci*. *Journal of Insect Science*, 14.
- Stanley, J., Bisaro, D., M., Briddon, R., W., Brown, J. K., Fauquet, C. M., Harrison, B. D., Rybicki, E. P. & Stenger, D. C. (2005). Geminiviridae. In: *Virus Taxonomy, VIIIth Report of the ICTV* (C.M. Fauquet, M.A. Mayo, J. Maniloff, U. Desselberger, and L.A. Ball, eds), 301-326. Elsevier/Academic Press, London.

- Varela F., S. E., Camacho C., R. Briones E., F. & López S., J., A. (2013). Aceites agrícolas para el control de *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae) en limón italiano de Tamaulipas. Memorias 25° Encuentro Nacional de Investigación Científica y Tecnológica del Golfo de México, 4-9.
- Xie, W., Wu, Q. J., Xu, B. Y., Wang, S. L. & Zhang, Y. J. (2011). Evaluation on the effect of spirotetramat on controlling *Bemisia tabaci*. *China Vegetables*, 14, 69–73.
- Xie, W., Liu, Y., Wang, S., Wu, Q., Pan, H., Yang, X., Guo, L. & Zhang, Y. (2014). Sensitivity of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) to several new insecticides in China: effects of insecticide type and whitefly species, strain, and stage. *Journal of Insect Science*, 14, 1-7.

APÉNDICE

Cuadro A- 2. Análisis de varianza evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en las variables dependientes, en la primera fecha de siembra.

Variable dependiente	Efecto	GL	Muestreo 1		Muestreo 2		Muestreo 3		Muestreo 4		Muestreo 5	
			F	P	F	P	F	P	F	P	F	P
Adultos de <i>B. tabaci</i> por planta	Genotipos	1	1.36	0.2454	0.28	0.5981	4.20	0.0416	0.10	0.7483	2.01	0.1572
	Tratamientos	6	1.98	0.0691	3.30	0.0039	2.63	0.0173	2.22	0.0424	0.61	0.7195
	Genotipos xTratamientos	6	1.36	0.2310	0.23	0.9676	1.01	0.4183	0.63	0.7023	0.67	0.6754
Diámetro del cuello	Genotipos	1	6.73	0.0101	0.32	0.5751	28.60	0.0001	0.97	0.3262	1.46	0.2279
	Tratamientos	6	1.93	0.0768	1.74	0.1128	2.45	0.0260	0.81	0.5602	2.62	0.0751
	Genotipos xTratamientos	6	1.41	0.2100	1.58	0.1549	2.46	0.0251	1.13	0.3443	1.08	0.3780
Altura	Genotipos	1	11.67	0.0007	63.45	0.0001	92.15	0.0001	93.18	0.0001	252.97	0.0001
	Tratamientos	6	2.77	0.0128	1.08	0.3731	0.87	0.5181	0.63	0.7080	1.99	0.0674
	Genotipos xTratamientos	6	3.04	0.0069	2.84	0.0110	2.27	0.0381	2.01	0.0649	1.82	0.0952
Número de hojas de la planta	Genotipos	1	9.68	0.0021	2.92	0.0889	12.42	0.0005	18.87	0.0001	18.47	0.0001
	Tratamientos	6	2.08	0.0559	0.74	0.6168	3.69	0.0016	2.66	0.0164	2.30	0.0358
	Genotipos xTratamientos	6	0.44	0.8492	1.14	0.3385	2.90	0.0097	1.85	0.0903	1.23	0.2899

Cuadro A- 3. Análisis de varianza evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en las variables dependientes, en la segunda fecha de siembra.

Variable dependiente	Efecto	GL	Muestreo 1		Muestreo 2		Muestreo 3		Muestreo 4	
			F	P	F	P	F	P	F	P
Adultos de <i>B. tabaci</i> por planta	Genotipos	1	0.01	0.9254	4.13	0.0433	11.22	0.0010	19.09	0.0001
	Tratamientos	6	5.68	0.0001	1.60	0.1485	2.47	0.0256	5.83	0.0001
	Genotipos xTratamientos	6	3.47	0.0027	0.90	0.4966	2.64	0.0179	2.36	0.0348
Diámetro del cuello	Genotipos	1	29.63	0.0001	0.00	0.9556	4.21	0.0416	19.66	0.0001
	Tratamientos	6	8.71	0.0001	4.76	0.0001	2.06	0.0598	2.05	0.0645
	Genotipos xTratamientos	6	0.75	0.6087	4.09	0.0006	2.15	0.0496	3.38	0.0042
Altura	Genotipos	1	85.54	0.0001	57.29	0.0001	144.94	0.0001	222.52	0.0001
	Tratamientos	6	10.89	0.0001	4.59	0.0002	2.02	0.0650	0.93	0.4730
	Genotipos xTratamientos	6	0.65	0.6939	2.49	0.0235	0.79	0.5760	1.73	0.1196
Número de hojas de la planta	Genotipos	1	20.13	0.0001	42.53	0.0001	102.49	0.0001	76.59	0.0001
	Tratamientos	6	6.42	0.0001	3.61	0.0019	1.98	0.0705	3.03	0.0088
	Genotipos xTratamientos	6	0.55	0.7683	2.02	0.0647	1.68	0.1280	1.77	0.1107

Cuadro A- 4. Análisis de varianza evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en el porcentaje de incidencia y severidad de virosis, en la primera fecha de siembra en Guerrero, México.

Variable dependiente	Efecto	GL	Muestreo 1		Muestreo 2		Muestreo 3		Muestreo 4	
			F	P	F	P	F	P	F	P
Porcentaje de incidencia	Genotipos	1	117.44	0.0001	283.32	0.0001	10.72	0.0032	.	.
	Tratamientos	6	1.35	0.2753	0.92	0.4956	1.40	0.2550	.	.
	Genotipos								.	.
	xTratamientos	6	1.41	0.2511	0.70	0.6552	1.40	0.2550		
Porcentaje de severidad	Genotipos	1	83.18	0.0001	298.04	0.0001	229.58	0.0001	757.58	0.0001
	Tratamientos	6	0.91	0.5019	1.43	0.2458	1.17	0.3535	2.81	0.0325
	Genotipos									
	xTratamientos	6	0.83	0.5618	0.16	0.9850	0.61	0.7182	1.01	0.4429

Cuadro A- 5. Análisis de varianza evaluando el efecto de los genotipos, tratamientos de insecticidas y de su interacción en el porcentaje de incidencia y severidad de virosis, en la segunda fecha de siembra en Guerrero, México.

Variable dependiente	Efecto	GL	Muestreo 1		Muestreo 2		Muestreo 3	
			F	P	F	P	F	P
Porcentaje de incidencia	Genotipos	1	57.20	0.0001	1.00	0.3273	.	.
	Tratamientos	6	0.92	0.5002	1.00	0.4481	.	.
	Genotipos xTratamientos	6	0.34	0.9066	1.00	0.4481	.	.
Porcentaje de severidad	Genotipos	1	54.51	0.0001	41.62	0.0001	84.38	0.0001
	Tratamientos	6	0.88	0.5223	1.49	0.2246	7.01	0.0002
	Genotipos xTratamientos	6	0.36	0.8985	0.84	0.5510	1.75	0.1516