

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE FITOMEJORAMIENTO



Efectos del Parasitismo del Virus del Mosaico del Tabaco (*Tobacco mosaic virus*, TMV) en el Crecimiento y Desarrollo de la Planta de Chile Habanero (*Capsicum chinense* Jacq.)

Por:

YANETH PACHECO JUAREZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México

Febrero, 2020.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE FITOMEJORAMIENTO

Efectos del Parasitismo del Virus del Mosaico del Tabaco (*Tobacco mosaic virus*,
TMV) en el Crecimiento y Desarrollo de la Planta de Chile Habanero (*Capsicum*
chinense Jacq.)

Por:

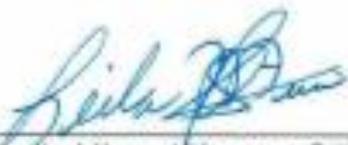
YANETH PACHECO JUAREZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN

Aprobada por el Comité de Asesoría:


Dra. Leila Minea Vásquez Siller
Asesor Principal Interno


Dr. David Sánchez Aspeytia
Asesor Principal Externo


Dr. Alfonso López Benítez
Coasesor


Dr. Neymar Camposeco Montejo
Coasesor


Dr. José Antonio González Fuentes
Coordinador de la División de Agronomía



Buenavista, Saltillo, Coahuila, México
Febrero, 2020.

*Desarrolla una actitud de gratitud y da las gracias por todo lo que te sucede,
sabiendo que cada paso adelante es un paso hacia el logro de algo
más grande y mejor que tu situación actual.*

-Brian Tracy

AGRADECIMIENTOS

A *Díos*, por guiarme siempre por el camino correcto, brindarme la fuerza, salud e inspiración de seguir adelante y por enseñarme que con sacrificio y motivación se cumplen los sueños.

A la *Uníversidad Autónoma Agraria Antonio Narro*, por haberme dado la oportunidad de empezar y concluir una meta más en mi vida. Siempre llevare momentos muy gratos, fue y será mi segundo hogar, donde adquiriré conocimientos, visiones, metas, y sobre todo amistades para toda la vida, los llevare en mi mente y corazón.... *Gracias Alma Mater*.

Con respeto a la *Dra. Leíla Minea Vásquez Síller*, mi más sincero y profundo agradecimiento por brindarme la oportunidad y confianza de realizar este trabajo de investigación, así mismo por el tiempo, apoyo, paciencia y sobre todo por compartir sus conocimientos los cuales me han ayudado a crecer como persona y como profesionista.

Al *Dr. David Sánchez Aspeytía*, por la oportunidad brindada para realizar esta investigación y sugerencias para llevar acabo el trabajo en invernadero, al igual por su valioso tiempo invertido para la visión y culminación de este trabajo.

Al *Dr. Alfonso López Benítez*, por formar parte del comité de asesoría, por sus aportaciones y dedicatoria en la revisión del presente trabajo.

Al *Dr. Neymar Camposeco Montejo*, por ser parte del jurado calificador y por su valiosa aportación para la revisión de esta tesis.

A mis compañeros y amigos que me acompañaron y estuvieron al pendiente de esta investigación *Diana Cervantes, Mónica Lizeth, Paulina Mejía, Omar Cordero, Abraham Cordero, Berní Cruz*.

A la Familia *Escamilla* por abrirme las puertas de su casa y hacerme sentir parte de su familia y siempre apoyarme durante esta etapa.

A mis Amigos de universidad: *Diana, Móni, Kendy, Carmen, Cecilia, Marco Polo, Francisco, Tacho, Pablo*, sin duda alguna han dejado marcada mi vida y han sido mi familia durante esta bonita etapa. Pero sobre todo quiero agradecer a mi mejor amigo y más que eso, mi hermano, aunque no sea de sangre, pero sí de corazón *Pedro Omar Moctezuma* por estar siempre a mi lado, y porque en ti guarde y brinde toda la confianza que a nadie le he tenido y por nunca haber traicionado nuestra amistad y hermandad... Gracias

A mis compañeros de la *generación CXXVIII*, principalmente a ustedes mis amigos, *Karina, Antonio, Ricky, Marcos, Oscar, Misael, Ronaldo, Edgar, Jesús Izaguirre*, por tantas aventuras que pasamos dentro y fuera de la escuela, que de seguro hicimos historia, sé que siempre podremos contar los unos con los otros y algún día nos volveremos a ver, arrieros somos (ingenieros) y en el camino andamos.

Al *Ing. Raúl Gándara*, por todo el apoyo brindado desde el principio hasta el final de la carrera, porque además de aportar conocimientos, apporto muchas cosas en mi vida, gracias por ser un buen amigo.

A todos aquellos docentes que fueron pieza clave para mi formación profesional y a quienes compartieron sus conocimientos conmigo durante toda la estancia en la universidad.

A mis amigas de toda la vida, *Mónica Nohemí y Araceli Salvador*, quienes siempre han estado para mí y me han alentado para nunca darme por vencida.

DEDICATORIA

Con mucho respeto y cariño a mis padres:

Teofilo Pacheco Ponce

Patricia Juárez Pacheco

Porque siempre han sido mi sostén y motivación para ser alguien en la vida, porque sin ustedes, su apoyo y confianza depositada en mi yo no sería la persona que hoy soy, a la cual le abrieron las alas para volar dándome a mi disposición todo tanto emocional como económicamente, me han enseñado a luchar por mis sueños y nunca darme por vencida, que cada sacrificio tiene su recompensa; estoy consciente que jamás podré pagar todos sus esfuerzos y sacrificios que han hecho por mí, nunca los defraudare.

Mamá; Gracias por las todas las horas de desvelo y de enseñanza que me has dedicado, por guiarme a ser una persona íntegra, responsable, honesta y sobre todo por enseñarme lo que se puede lograr en la vida siendo perseverante. Te amo.

Papí; Gracias por transmitirme el amor por el campo, por haberme dado la mejor herencia “la educación”, por seguir motivándome cada día. Te amo.

Con cariño a mis hermanos:

Eduardo Pacheco Juárez

Lorena Pacheco Juárez

Por ser esos dos cómplices que Dios me ha dado, a pesar de que la vida nos ha llevado por distintos caminos, siempre han estado para mí; a ti hermano por cuidar de mí desde pequeña y jamás abandonarme y saber que, si en alguien puedo confiar, sin duda alguna es en ti. A ti hermana porque además has sido mi mejor amiga y la que siempre ha estado ahí para escucharme.

A mi sobrino *Santiago Yair* por contagiarme de alegría todos los días, ser mi motivación y mi fuerza para seguir, con todo cariño y amor.

A mis abuelitos (as)

Nicolás Pacheco y Josefina Ponce

Pedro Juárez y Josefina Pacheco

Por el gran amor que siempre me ha dado y demostrado, por estar pendiente y cuidar de mí, enseñarme que con esfuerzo y sacrificios los sueños se cumplen.

A mis tíos (as)

José, Rosy, Miguel, Marí, por sus valiosos consejos que sin condición me han brindado, por sus muestras de cariño muchas gracias.

A mis primos

Toño, Héctor, Max a quienes siempre han estado para mí y más que primos son mis hermanos, gracias por todo, lo quiero con todo mi corazón.

ÍNDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	IV
DEDICATORIA	VI
ÍNDICE DE CONTENIDO	VIII
ÍNDICE DE CUADROS	XI
ÍNDICE DE FIGURAS	XIII
RESUMEN	XIV
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1 Objetivos	4
1.1.1 Objetivo General	4
1.1.2 Objetivos Específicos.....	4
1.2 Hipótesis	4
1.2.1 Hipótesis alternativa.....	4
1.2.2 Hipótesis nula	4
II. REVISIÓN DE LITERATURA	5
2.1 Importancia mundial del chile	5
2.1.1 Importancia mundial del chile habanero.....	5
2.2 Importancia nacional del chile habanero	6
2.3 Origen	8
2.4 Botánica del chile habanero	9
2.4.1 Clasificación taxonómica.....	9
2.4.2 Morfología del chile habanero.....	9
2.4.2.1 Raíz	9
2.4.2.2 Tallo.....	10

2.4.2.3	Hoja	10
2.4.2.4	Flor	11
2.4.2.5	Fruto	11
2.4.2.6	Semilla	11
2.4.3	Etapas fenológicas.....	11
2.5	Agroecología del chile habanero	13
2.5.1	Condiciones climáticas.....	13
2.5.2	Condiciones edáficas.....	14
2.5.3	Agronomía	14
2.5.3.1	Labores culturales	16
2.5.3.2	Protección fitosanitaria	18
2.5.3.3	Plagas.....	18
2.5.3.4	Enfermedades	19
2.5.3.4.1	Virus del Mosaico del Tabaco (<i>Tobacco mosaic virus</i> , TMV)	20
2.5.3.4.1.1	Ubicación taxonómica	21
2.5.3.4.1.2	Etiología del TMV	21
2.5.3.4.1.3	Organización del genoma y replicación.....	22
2.5.3.4.1.4	Ciclo de la enfermedad.....	23
2.5.3.4.1.5	Movimiento dentro de la planta	24
2.5.3.4.1.6	Epidemiología.....	26
III.	MATERIALES Y METODOS.....	27
3.1	Caracterización del estudio	27
3.1.1	Materiales Biológicos	27
3.2	Determinación los efectos de la infección TMV en el crecimiento y desarrollo de tres genotipos de chile habanero;	28

3.2.1	Actividades preliminares	28
3.2.2	Establecimiento del experimento	32
3.2.3	Desarrollo del experimento	33
3.2.4	Manejo del cultivo	35
3.2.5	Parámetros evaluados	38
3.2.6	Análisis estadístico (ANOVA).....	39
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	41
4.1	Monitoreo de niveles de inóculo con prueba ELISA.....	43
4.2	Altura de planta	44
4.3	Diámetro de tallo	46
4.4	Peso seco de la planta	48
4.5	Rendimiento	49
V.	CONCLUSIONES	52
VI.	LITERATURA CITADA	53
VII.	ANEXOS	58

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Producción de chile habanero en toneladas en diferentes estados de México. (Ocampo, 2014).....	7
Cuadro 2. Comercialización del chile habanero. Principales mercados donde se determinan precios y manejo del producto (SAGARPA, 2019).....	8
Cuadro 3. Cantidades de fertilizante requeridas en cada etapa de desarrollo del cultivo de chile habanero (INIFAP, 2017).....	15
Cuadro 4. Relación de los tres genotipos utilizados durante esta investigación. .	28
Cuadro 5. Contenido de cada solución utilizada para realizar la inoculación.....	29
Cuadro 6. Fuentes de fertilizantes para la preparación de la solución A.	31
Cuadro 7. Fuentes de fertilizantes para la preparación de la solución B.	31
Cuadro 8. Tratamientos evaluados para determinar la infección de TMV en el desarrollo del cultivo de Chile Habanero.....	35
Cuadro 9. Productos utilizados para controlar las diferentes plagas que se presentaron durante el desarrollo del cultivo.....	37
Cuadro 10. Comparación de medias para las variables analizadas, durante el crecimiento y desarrollo de Chile habanero.	42
Cuadro 11. Comparación de medias para lecturas de ELISA en planta en tres genotipos de chile habanero.	43
Cuadro 12. Comparación de medias de altura de planta en la última lectura del desarrollo del cultivo.	45
Cuadro 13. Comparación de medias para la última lectura de diámetro de tallo.	47
Cuadro 14. Comparación de medias para peso seco de planta en tres genotipos de chile habanero.....	49
Cuadro 15. Comparación de medias para rendimiento en tres genotipos de chile habanero durante 5 cosechas estimadas en g/planta.....	51
Cuadro 16. Análisis de varianza para altura de planta determinado en las 15 fechas de lectura.....	58
Cuadro 17. Análisis de varianza para diámetro de tallo con las 4 fechas de lectura.	58

Cuadro 18. Análisis de varianza para rendimiento con las 5 cosechas de lectura.	58
Cuadro 19. Análisis de varianza para lecturas de densidad óptica de la prueba ELISA de planta, en tres genotipos de chile habanero.	59
Cuadro 20. Monitoreo de niveles de inóculo de TMV, registrados con la prueba ELISA durante la primer evaluación, antes de ser inóculados.	59
Cuadro 21. Monitoreo de niveles de inóculo de TMV, registrados con la prueba ELISA durante la segunda evaluación, después de la primera inóculación.	59
Cuadro 22. Monitoreo de niveles de inóculo de TMV, registrados con la prueba ELISA durante la tercera evaluación, después de la segunda inóculación.	60
Cuadro 23. Análisis de varianza para la altura final del cultivo de chile habanero.	60
Cuadro 24. Análisis de varianza con diámetro de tallo durante la etapa de fructificación del cultivo de chile habanero.	60
Cuadro 25. Análisis de varianza para peso seco de la planta.	61

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Morfología del cultivo de chile habanero A) Hoja y flor. B) Fruto y tallo. (Fuente: Propia, 2018).	10
Figura 2. Ciclo del cultivo de chile. (Nuez et al., 1996).	13
Figura 3. Poda brotes debajo de la bifurcación en el cultivo de chile habanero (INIFAP, 2014).	16
Figura 4. Entutorado de chile habanero. A) Usando rafia en invernadero. B) Usando arillos de plástico (INIFAP, 2014).	17
Figura 5. Fotomicrografía electrónica de la forma de varilla. (TMV). Fuente: Agrios, (2008).	22
Figura 6. El ciclo de replicación de Tobacco mosaic virus (TMV). Fuente: Scholthof, (2000).	24
Figura 7. Movimiento de Tobacco mosaic virus (TMV) dentro de las células Fuente: Scholthof, (2000).	25
Figura 8. A) Capas de partículas del virus del mosaico del tabaco TMV en una célula epidérmica de la hoja del tabaco. B) Partículas del TMV en la savia de una hoja de tabaco infectada. Fuente: Agrios, (2008).	25
Figura 9. Hoja de <i>Chenopodium</i> spp. Infectada con el TMV. (Cordero, 2019).	28
Figura 10. Pasos para Infectar una planta: A) Aplicación de celite. B) Infección con el inoculo de TMV. C) Enjuague con la solución fosfatada.	30
Figura 11. Distribución de los diferentes tratamientos dentro del invernadero.	32
Figura 12. Dinámica de crecimiento de altura de planta, de tres genotipos de chile habanero.	44
Figura 13. Dinámica de crecimiento de Diámetro de tallo; de los diferentes genotipos de chile habanero durante el desarrollo del estudio.	46
Figura 14. Acumulación de biomasa (peso seco) en tres genotipos de chile habanero.	48
Figura 15. Rendimiento por cosecha de los tres genotipos de chile habanero evaluados.	50

RESUMEN

Efectos del Parasitismo del Virus del Mosaico del Tabaco (*Tobacco mosaic virus*, TMV) en el Crecimiento y Desarrollo de la Planta de Chile Habanero (*Capsicum chinense* Jacq.).

El chile habanero a nivel mundial ha incrementado su importancia económica, esto se debe a su diversidad de usos, al igual que la gran cantidad de capsaicina que aporta, resultando muy atractivo para sus consumidores; México es uno de los principales productores y exportadores de este cultivo, con una producción de 9 millones 351 toneladas de las cuales el 10% son exportadas. La producción de chile es limitada por diversos factores agronómicos como es la incidencia de agentes fitopatógenos que causan enfermedades en las plantas los cuales generan pérdidas económicas entre el 20 y 100% tal es el caso del TMV. EL objetivo de esta investigación fue determinar los efectos de la patogénesis del TMV en el crecimiento, desarrollo y rendimiento en el cultivo de chile habanero. La investigación se realizó en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, comenzó primeramente por inocular con TMV los genotipos Jaguar, HRM-1 y HN4-59 en etapas vegetativas y antesis; se monitoreó en inóculo de TMV utilizando la prueba serológica de ELISA (AGDIA®) antes de las inoculaciones y con intervalos de 15 días cada una por etapa inoculada, incluyendo testigos, para detectar el efecto potencial del parasitismo del TMV en el crecimiento y desarrollo de las plantas inoculadas. Se analizaron estadísticamente altura de planta (AP), diámetro de tallo (DT), Rendimiento (REND) durante todo el desarrollo del cultivo, utilizando un análisis estadístico de bloques al azar con arreglo de parcelas divididas. Los resultados evidenciaron diferencias estadísticas significativas ($P=0.0001$) para las variables vegetativas y rendimiento. Para determinar el efecto del parasitismo del TMV en las plantas de chile al final del experimento, se realizó un análisis estadístico completamente al azar y pruebas de comparaciones de medias con la prueba de Mínima Diferencia Significativa (DMS), considerando las variables peso seco de la planta (PSP) y la última lectura de AP, DT y las tres lecturas de ELISA. Los tratamientos inoculados resultaron estadísticamente similares a los testigos no inoculados en todas las variables medidas,

observándose en el genotipo Jaguar el mayor rendimiento de peso de fruto (1.2 kg) con cinco cortes, la mayor altura de planta (58.75 cm) en el genotipo HN4-59, además que adquirió la mayor biomasa (293 g). Por otro lado, el genotipo HRM-1 fue el que obtuvo un mayor diámetro de tallo (11.88 mm), sin embargo presentó menor desarrollo que los otros genotipos en términos de AP, PSP y REND. Las pruebas de ELISA registraron niveles iguales o menores que el testigo negativo en las lecturas realizadas por lo que probablemente los genotipos de chile habanero investigados son potencialmente tolerantes o no susceptibles a la patogénesis del TMV, en las diversas etapas fenológicas estudiadas.

Palabras clave: TMV, parasitismo, *Capsicum chinenses*, genotipos, ELISA, crecimiento, desarrollo, rendimiento.

I. INTRODUCCIÓN

El chile es un fruto que tiene su origen en América tropical; se han encontrado evidencias arqueológicas donde señalan que fue uno de los primeros cultivos domesticados. Existen hallazgos de restos de semillas y fracciones de chile que remontan de hace 9000 años en excavaciones realizadas en Tamaulipas y Tehuacán, México. En México, este cultivo ha sido domesticado aparentemente en diversos lugares y de distintas formas. El género *Capsicum* (Solanaceae) comprende alrededor de 30 especies. De ellas, 22 son endémicas de Sudamérica, lo que lo hace un género sudamericano. Solo cinco de las especies, *C. annum*, *C. frutescens*, *C. chinense*, *C. baccatum* y *C. pubescens*, incluyen variedades domesticadas (Piñero, *et al.*, 2008).

Su utilización principal ha sido como condimento en las diferentes culturas americanas, sin embargo, su versatilidad permite que se use como colorante en alimentos, cosméticos, planta ornamental y religiosa, antimicrobiano, entre otros. Nutricionalmente, los chiles rojos son ricos en vitamina C y caroteno (provitamina A), los chiles amarillos y especialmente los verdes, contienen cantidades menores de ambas sustancias. En general son una buena fuente de vitaminas B, en especial la B6. (Orellana, *et al.*, 2013)

Los principales países productores de chile son: China, Indonesia, Turquía, España, Estados Unidos, Nigeria y México. A nivel internacional, México ocupa el segundo lugar en producción de chile verde (Género *Capsicum*) con una producción de 3.2 millones de toneladas, dedicándole más de 160 mil hectáreas, ésta actividad genera alrededor de 30 millones de jornales en el campo, en la cual participan más de 12 mil productores (FAOSTAT, 2017).

México exporta alrededor de 500 mil toneladas al año de chiles frescos y 60 mil de secos; en el año 2013, el chile fresco mexicano se exportó a 22 países, principalmente a Estados Unidos, seguido de Canadá, Japón y Guatemala. (SIAP,

2013). El cultivo de ésta hortaliza es de suma importancia debido a su gran consumo, alta rentabilidad y a su amplia demanda de mano de obra.

La producción de chile es limitada por diversos factores agronómicos, incluyendo la incidencia de parásitos agrícolas como los agentes fitopatógenos que causan enfermedades en las plantas, y aunque actualmente son controlados por los métodos generales de control fitosanitario, aún siguen ocasionando daños que generan pérdidas, como la marchitez causada por *Phytophthora capsici* y la mancha bacteriana del fruto causada por *Xanthomonas vesicatoria*, continúan generando considerables pérdidas de hasta un 80% (Chew, *et al.*, 2008).

En los últimos años las enfermedades causadas por virus han ocasionado pérdidas económicas importantes debido a la reducción en la producción de diferentes cultivos hortícolas en México (Astier, *et al.*, 2007). Estas pérdidas varían cada año, y han estado en función del manejo del cultivo y las condiciones climáticas, alcanzando en algunos casos pérdidas hasta de un 100% (Vidales y Alcantar, 1989). Se estima que en México el cultivo de chile sufre pérdidas de entre 20 y 100% causadas por enfermedades virales (Anaya-López, *et al.*, 2003).

Los síntomas más comunes que producen las infecciones virales son los mosaicos y manchas anulares (Agrios, 2005).

Los mosaicos, presentan áreas de color verde claro, amarillo o blanco, áreas blanquecinas combinadas con áreas de color normal de flores o frutos. De acuerdo con la intensidad, los síntomas de mosaicos se describen como moteado, raya, modelo anular, modelo lineal, aclaramiento de nervaduras, bandeado de nervaduras o clorosis. Las manchas anulares, aparecen como anillos cloróticos o necróticos sobre las hojas, así como el fruto y tallo (Agrios, 2005).

Las plantas, pueden encontrarse infectadas de forma simultánea por más de un virus, por lo que es de suma importancia llevar a cabo técnicas de diagnóstico especializadas que permitan detectar los virus fitopatógenos rápidamente, con precisión y alto grado de sensibilidad; dentro de ellas se encuentran: la identificación por sintomatología, pruebas fisiológicas en plantas indicadoras,

pruebas serológicas como ELISA (Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay) y de biología molecular como la reacción en cadena de la Polimerasa, PCR (Robles, *et al.*, 2010).

Las más eficientes y confiables son las serológicas como ELISA y las de biología molecular como RT-PCR y PCR-MULTIPLEX; por su alta sensibilidad (Robles, *et al.*, 2010). La técnica de PCR, se basa en la propiedad de las ADN polimerasas para la replicación de moléculas de ADN, se obtiene millones de copias a partir de una mínima cantidad de ADN en pocas horas (Robles, *et al.*, 2010), sin embargo, la prueba de ELISA (Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay), ha sido una de las más utilizadas para la detección de virus en plantas (Agrios, 2005).

La prueba de ELISA, es un procedimiento muy confiable y rápido para la detección de virus fitopatógenos, ya que a través de ella es posible detectar cantidades muy pequeñas de estos agentes en órganos de plantas enfermas. Su importancia reside en su sensibilidad, ya que permite identificar la presencia de patógenos importantes en especies o variedades de plantas que son tolerantes o resistentes, aun cuando no aparezcan síntomas (Agrios, 2005).

En México, en plantaciones de chile se han encontrado patógenos de origen viral, principalmente los siguientes: *Tobacco Mosaic Virus*, TMV (Virus del mosaico del tabaco), PMMoM (Virus del moteado atenuado del chile), *Tomato bushy stunt virus*, TBSV (Virus del enanismo arbustivo del tomate), *Cucumber mosaic virus*, CMV (Virus del mosaico del pepino), *Alfalfa mosaic virus*, AMV (Virus del mosaico de la alfalfa), *Tobacco etch virus*, TEV (Virus del jaspeado del tabaco), *Potato virus*, PVY (Virus Y de la papa), *Tomato ringspot virus*, ToRSV (Virus de la mancha anular del tomate), *Impatiens necrotic spot virus*, INSV (Virus de la mancha necrótica del impaciente), TSWV (Virus de la marchitez manchada del tomate), *Tobacco ringspot virus*, TRSV (Virus de la mancha anular del tabaco), *Tomato mosaic virus*, ToMV (Virus del mosaico del tomate), *Pepper huasteco yellow vein virus*, PHYVV (Virus huasteco del chile), *Pepper golden mosaic virus*, PepGMV (Virus del mosaico dorado del chile), (Robles, *et al.*, 2010).

Existe información limitada de la capacidad que tienen estos virus para infectar las plantas de chile habanero y el impacto que puedan tener en el desarrollo, crecimiento y rendimientos de las plantas de chile, por lo que el presente trabajo expone los siguientes objetivos e hipótesis.

1.1 Objetivos

1.1.1 Objetivo General

Determinar los efectos de la patogénesis del *Tobacco mosaic virus* (TMV) en el crecimiento, desarrollo y rendimiento de la planta de chile habanero

1.1.2 Objetivos Específicos

1. Determinar los efectos de la infección del *Tobacco mosaic virus* (TMV) en el desarrollo y crecimiento de plantas de tres genotipos de chile habanero.
2. Determinar los efectos de la infección del *Tobacco mosaic virus* (TMV) en el rendimiento de frutos de plantas de tres genotipos de chile habanero.

1.2 Hipótesis

1.2.1 Hipótesis alternativa

La infección de virus fitopatógenos puede afectar el desarrollo, crecimiento y rendimiento en fruto de la planta de chile habanero.

1.2.2 Hipótesis nula

La infección de virus fitopatógenos no afecta el desarrollo, crecimiento y rendimiento en fruto de la planta de chile habanero.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Importancia mundial del chile

La importancia económica del chile en general, se basa principalmente en la utilización de frutos. El chile es a nivel mundial el quinto producto hortícola, por superficie cultivada. El interés por este cultivo no se centra únicamente en su importancia económica y consumo humano, también se ha demostrado que el chile es una fuente excelente de colorantes naturales, minerales y vitaminas A, C y E (Ruíz, *et al.*, 2011).

El chile también se relaciona con algunos efectos medicinales, por ejemplo: aumenta el número de calorías quemadas durante la ingestión, reduce los niveles de colesterol, es anticoagulante y se asocia con actividades antioxidantes. Tradicionalmente se usa como infusión para el asma, la tos y el resfriado; como analgésico en caso de artritis y como anti inflamatorio; incluso, previene el riesgo de padecer cáncer por ser una fuente de antioxidantes y vitaminas B1, B2, B3, C Y provitaminas A, E y P (Howard, 2011).

El chile constituye una fuente importante de nutrimentos ya que en promedio 148 g de chiles contienen 30 calorías; 7 g de carbohidratos; 2 g de fibra dietética; 4 g de azúcar; un gramo de proteína; y proporciona 8% de la dosis diaria recomendada de vitamina A, 180% de vitamina C, 2% de calcio y 2 % de hierro (Bosland y Votava, 2000).

2.1.1 Importancia mundial del chile habanero

El chile habanero tiene gran demanda en estados unidos, ya que se considera dentro de los más picantes y aromáticos. Los únicos países que se sabe exportan esta especie son Belice y México; generalmente se hace en forma de pasta, para ser utilizada en la preparación de salsas verdes y rojas de chile habanero, que se distribuye en el mercado nacional, Estados Unidos y Canadá (Ruíz, 2011). Este cultivo no se ha consolidado, no existe estadísticas oficiales de su producción,

porque está considerado en el rubro de “otros chiles”. (SAGARPA, 2012), menciona que los países principales productores de esta hortaliza son: China, México, Indonesia, Turquía y España.

La importancia mundial del chile habanero no tiene la misma importancia que tiene otras hortalizas, por lo cual no se ha consolidado. En cuanto a producción China ocupa el primer lugar con 17, 821,238 toneladas, con una superficie sembrada de 761, 284 ha, mientras que México ocupa el segundo lugar a nivel mundial con una producción de 3,296.875 toneladas, con una superficie sembrada de 160,438 ha (FAOSTAT, 2017). El principal exportador de chiles frescos es México con una exportación de 1, 037,394 ton seguido por España, Países Bajos, Marruecos y Canadá.

Por lo que concierne a la importación de chiles frescos, Estados Unidos ocupa el primer lugar a nivel mundial con 1, 109,866 toneladas, seguido por Alemania; respecto a México, no tiene un registro de importancia relevante a nivel mundial, esto se debe a que no tiene necesidad de importar chiles ya que es uno de los mayores productores a nivel mundial, con una producción que le alcanza para ser autosuficiente y tener la capacidad de exportación de dicho producto (FAOSTAT, 2017).

2.2 Importancia nacional del chile habanero

México cuenta con una amplia variedad de chiles, ya que es centro de origen de varias especies; el chile habanero es uno de los chiles más picantes del mundo con una pungencia de 150 mil unidades Scoville (SHU). Alcanzando niveles de hasta 350 mil SHU, característica generada tanto por factores genéticos como por el ambiente (INIFAP, 2012).

Entre 1999 y 2000, la superficie cultivada con chile habanero creció de 150 ha a 600 ha en el estado de Yucatán, mientras que a nivel nacional la superficie sembrada fue de 900 ha (INIFAP, 2012).

El 80% de la producción de chile habanero se comercializa como fruto fresco y el 20% restante se emplea en la elaboración de salsas, pastas y deshidratados. Se exporta principalmente a Estados Unidos, Japón, Corea del Sur, Italia y Alemania (SAGARPA, 2012). En el cuadro 1 se muestra la producción de chile habanero a nivel nacional del año 2002 al 2012, se ha concentrado en 17 entidades federativas, sin embargo, es notorio como la producción se concentra en mayor parte en estados del sureste, siendo Yucatán y Tabasco los estados que sobresalen.

Cuadro 1. Producción de chile habanero en toneladas en diferentes estados de México. (Ocampo, 2014).

Año	2002	2003	2004	2005	2006	2007	2008	2009	2010	2011	2012
Baja California	0	0	0	111	0	0	0	75	0	0	0
Campeche	288	305	358	470	487	674	565	393	236	462	578
Colima	0	0	0	0	26	18	0	0	0	3	28
Chiapas	0	0	45	0	190	15	100	100	175	340	144
Chihuahua	0	0	0	0	80	40	0	0	0	0	0
Jalisco	0	0	0	0	8	56	28	0	0	15	25
Michoacán	0	0	0	30	20	72	70	15	14	40	86
Nayarit	0	0	0	0	4	22	0	0	0	8	42
Nuevo León	0	0	0	0	0	0	0	0	900	240	461
Oaxaca	0	0	0	0	0	0	0	73	0	0	37
Quintana Roo	133	120	377	237	386	265	336	244	271	187	436
San Luis Potosí	0	0	0	36	0	0	0	0	76	76	18
Sonora	0	0	80	0	150	255	179	0	0	0	0
Tabasco	531	1,667	1,101	1,475	2,250	904	2,766	911	520	1,401	4,546
Tamaulipas	0	0	0	0	0	0	0	0	40	25	0
Veracruz	0	0	44	0	84	88	9	12	0	0	56
Yucatán	1,650	2,487	3,295	3,645	3,390	2,897	3,263	2,705	2,968	2,842	2,615

En 2015 la producción de chile habanero fue de 9 millones 351 toneladas de las cuales con valor de 166.9 millones de pesos, en estados como Yucatan (41%) y Tabasco (32%), producen en conjunto el 73% de la producción. La producción es

mayor en el ciclo otoño-invierno con el 57%, mientras que en el ciclo primavera-veran, se genera el restante 43% (SIAP, 2017).

Para el año 2019 la mayor parte de chile habanero que se comercializó en los principales mercados nacionales provino de tres entidades: Campeche, Tabasco y Yucatán, donde de acuerdo el precio al productor; el precio más alto por kilogramo se registró en Yucatán \$30.32, mientras que el precio más bajo se situó en Tabasco \$16.42. En lo que respecta a la venta al mayoreo, el precio más alto se encontró en Morelia \$111.80, mientras que el más bajo se registró en Tabasco \$37.81. El precio más importante que es al consumidor, el más alto se ubicó en Durango \$187.54, mientras que el más bajo se detectó en Oaxaca \$58.60 (SAGARPA, 2019). Como se muestra en el cuadro 2.

Cuadro 2. Comercialización del chile habanero. Principales mercados donde se determinan precios y manejo del producto (SAGARPA, 2019).

Entidad Productora	Centro de Abasto y ciudad monitoreada	Precios		
		Productor	Mayoreo	Consumidor
Campeche	Campeche, Camp.	27.6	40	78.1
Tabasco	Durango, Dgo.	16.42	105.35	187.54
Tabasco	Oaxaca, Oax.	16.42	49	58.6
Yucatán	Mérida, Yuc.	30.32	43.6	68.45

2.3 Origen

De acuerdo con diversos estudios, el chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) tiene como centro de origen el sur de Brasil y el este de Bolivia, el Oeste de Paraguay y el norte de Argentina (Ruiz, *et al.*, 2011). Durante tiempos de conquista, el fruto llamó la atención de los conquistadores, ya sea por su color, sabor, forma y pungencia; éstos llevaron frutos y semillas en sus viajes y fue así como llegó esta especie al continente Europeo (Tun, 2001). A diferencia de otros chiles cultivados en el estado de Yucatán, *Capsicum chinense* Jacq. es el único que no tiene nombre maya, comúnmente se le conoce como “Chile habanero”.

2.4 Botánica del chile habanero

Es una planta de ciclo anual, que puede alcanzar hasta 12 meses de vida, dependiendo del manejo agronómico. Su altura es variable: puede oscilar de 75 y 120 centímetros en condiciones de invernadero, tiene buena cobertura de follaje, posee de una a tres flores por nudo, las cuales pueden dar origen a la misma cantidad de frutos (Ruiz, *et al.*, 2011).

2.4.1 Clasificación taxonómica

Izco, (2004) clasifica al cultivo de Chile habanero de la siguiente manera.

Reino: Vegetal

Subreino: Embriophyta

División: Angiospermae

Clase: Magnoliopsida

Subclase: Ranunculidae

Orden: Solanales o Tubiflorale

Familia: Solanaceae

Género: *Capsicum*

Especie: *Capsicum chinense* Jacq.

2.4.2 Morfología del chile habanero

Las características morfológicas se han utilizado ampliamente con propósitos descriptivos y son usadas comúnmente para distinguir variedades de este cultivo, en la figura 2 se muestran algunas de las características morfológicas del chile habanero.

2.4.2.1 Raíz

Está formada por un pivote recto con muchas raíces largas y fibrosas, vellosas a profundidades de 40 cm, con un sistema radicular bien desarrollado, cuyo tamaño depende de la edad de la planta, las características del suelo y las prácticas de

manejo que se le proporcionen, difícilmente forma raíces adventicias (Méndez, *et al.*, 2009).



Figura 1. Morfología del cultivo de chile habanero A) Hoja y flor. B) Fruto y tallo. (Fuente: Propia, 2018).

2.4.2.2 Tallo

El tallo principal está bien diferenciado, es erecto, grueso, glabro robusto, ramificado, subleñoso y cilíndrico, tiene un habito de crecimiento indeterminado, se comporta como planta perenne, con variación al tipo de ramificación la cual generalmente es erecta y produce de 3 a 5 ramas y de 9 a 13 ramas secundarias, la planta presenta una altura de 1.30 m, su diámetro oscila de 0.9 y 3.1 cm. (Tun, 2001).

2.4.2.3 Hoja

Hoja grande, simple y alterna, ovalada de forma lanceolada, de tamaño variable, su color presenta diferentes tonos de verdes, dependiendo de la variedad. Pueden ser glabras o pubescentes, esto dependiendo de la variedad. Con una nutrición adecuada pueden alcanzar un tamaño de 15 cm de longitud y 10 cm de ancho con un peciolo largo (Tun, 2001). La tonalidad de la hoja es verde brillante y no cuenta con pubescencias (Soria, *et al.*, 2002).

2.4.2.4 Flor

Sus flores son de color blanco verdoso, tiene de una a tres flores por nudo con la capacidad de dar el mismo número de frutos amarrados (Ramírez, *et al.*, 2012).

La floración se presenta a los 80 a 100 días después del trasplante. Las flores forman racimos, sin embargo, cada una presenta su axila individual. La corola es blanca y redonda con una longitud promedio de 0.81 cm, las anteras son de color morado y tiene alrededor de 2 mm. El cáliz de hasta 0.5 mm de largo y no presenta pigmentación y el margen es de tipo dentado (Trujillo y Pérez, 2004).

2.4.2.5 Fruto

El fruto es una baya poco carnosas y hueca, con tres o cuatro tiene lóculos, los frutos de la planta de habanero presenta en promedio seis frutos por axila, la forma de estos varia de redonda a oblonga, estos son de un tamaño entre 2 y 6 cm de largo por 2 y 4 cm de ancho, con un estrechamiento en la base. Presenta una coloración verde claro en su estado inmaduro y de color naranja o rojo al madurar, esto depende de pigmentos: los carotenoides y las antocianinas (Ochoa, 2001).

2.4.2.6 Semilla

Las semillas de chile habanero son lisas, ovaladas y pequeñas (2.5 a 3.5 mm), tienen testa de color café claro a café oscuro y su periodo de germinación varía entre ocho y quince días; el número de semillas por fruto va de 20 a 50, dependiendo de las condiciones ambientales donde se establezca el cultivo (Tun, 2001).

2.4.3 Etapas fenológicas

Nuez *et al.*, (2006). Describe las etapas fenológicas del chile de la siguiente manera (figura 2):

El período de preemergencia varía entre 8 a 12 días, y es más rápido cuando la temperatura es mayor durante el período de la germinación (etapa A0) y la

emergencia, luego el crecimiento de la parte aérea procede muy lentamente, mientras que se desarrolla la raíz pivotante (etapa A1).

Luego del desarrollo de las hojas cotiledóneas, (etapa A2) inicia el crecimiento de las hojas verdaderas, que son alternas y más pequeñas que las hojas de una planta adulta. De aquí en adelante, se detecta un crecimiento lento de la parte aérea, mientras la planta sigue desarrollando el sistema radical, es decir, alargando y profundizando la raíz pivotante y empezando a producir algunas raíces secundarias laterales. La tolerancia de la planta a los daños empieza a aumentarse, pero todavía se considera que es muy susceptible.

A partir de la producción de la sexta a la octava hoja, la tasa de crecimiento del sistema radicular se reduce gradualmente; en cambio la del follaje y de los tallos se incrementa, las hojas alcanzan el máximo tamaño, el tallo principal se bifurca (9-12 Hojas), después que el brote ha terminado por una flor o vástago floral (botón floral). Y a medida que la planta crece, ambas ramas se subramifican, después que el crecimiento del brote ha producido un número específico de órganos florales, vuelve a iniciarse una continuación vegetativa del proceso (etapa A3).

Este ciclo se repite a lo largo del período de crecimiento. Se trata de un crecimiento simpodial. En este período la planta puede tolerar niveles moderados de defoliación. La tolerancia se incrementa a medida que la planta crece y siempre, que no haya otros factores limitantes la pérdida de follaje se compensan rápidamente. En el inicio de floración (etapa A4), la planta absorbe (necesita), niveles altos de N y K.

En la etapa de floración, el cultivo de chile produce abundantes flores terminales en la mayoría de las ramas, aunque debido al tipo de ramificación de la planta, parece que fueran producidas en pares en las axilas de las hojas superiores. Cuando los primeros frutos empiezan a madurar (etapa 5), se inicia una nueva

fase de crecimiento vegetativo y de producción de flores. De esta manera, el cultivo de chile tiene ciclos de producción de frutos que se traslapan con los siguientes ciclos de floración y crecimiento vegetativo (etapa A6). Este patrón de fructificación da origen a frutos con distintos grados de madurez (etapa A7).

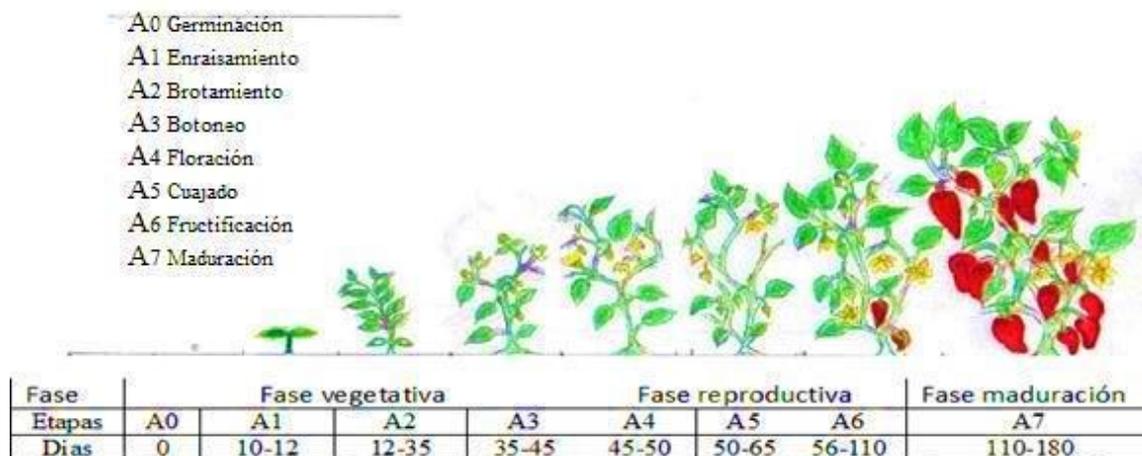


Figura 2. Ciclo del cultivo de chile. (Nuez, *et al.*, 1996).

2.5 Agroecología del chile habanero

2.5.1 Condiciones climáticas

OIRSA, (2003). Este cultivo requiere una altitud que va de 0 a 2700 msnm. Para un desarrollo óptimo debe sembrarse a alturas que varían de 100 a 400 msnm.

El chile habanero utiliza una mayor cantidad de energía luminosa, es una planta neutra de fotoperiodo, ya que se reproduce satisfactoriamente en días largos como en días cortos, pero teniendo en cuenta la calidad de la luz. Este cultivo crece bien en condiciones de luz intensa y de día corto (<12 horas), día neutro (14 a 12 horas) y día largo (>14 horas) (FAO, 1994).

El desarrollo óptimo empieza en un rango de temperatura que se ubica entre los 18 y 26°C, una variación excesiva de las temperaturas puede afectar la tasa de crecimiento y provocar anomalías en la floración o el cuajo en el fruto, en caso de calor excesivo (arriba de los 38°C), se presentan desprendimiento de las flores y una falta de maduración en los frutos ya fijados por la planta (Mojarro, 1996).

2.5.2 Condiciones edáficas

FAO, (1994). El cultivo de chile habanero se adapta a diferentes tipos de suelo, pero se desarrolla mejor a profundidades de 30 a 60 cm; de ser posibles, franco arenosos, franco limosos o franco arcillosos, con alto contenido de materia orgánica y que sean bien drenados, con un pH desde 6.5 a 7.0. Por abajo o arriba de los valores indicados no es recomendable su siembra porque afecta la disponibilidad de los nutrientes. Es muy importante conocer y considerar el pH del suelo porque indica los rangos para el buen uso y asimilación de los fertilizantes y especialmente cuando sean de origen nitrogenado.

2.5.3 Agronomía

Siembra

Las plantas de chile habanero no se siembran directamente en el suelo, es común que las semillas se germinen en sitios especiales llamados almácigos, los cuales ofrecen condiciones muy favorables al suelo, luz, agua, para posibilitar un buen crecimiento, así se obtiene las llamadas plántulas, que se traslapan al sitio de cultivo y también suelen producirse en charolas de poliestireno (Tomas, *et al.*, 2006).

Fertilización

La fertilización para el chile habanero se puede realizar de forma manual y vía fertirriego. El fertirriego nace por la necesidad de los escasos de agua, además de la limitada disponibilidad de nutrientes y condiciones químicas de suelo. La importancia deriva de que en la técnica de fertirrigación continuamente se aplican los elementos necesarios para la planta, se hace uso de fertilizantes solubles y además de que se tiene un control de la solución, CE, pH; factores determinantes para expresar el máximo potencial del cultivo (Tun, 2001).

En el cuadro 3 se muestra una recomendación de fertirrigación, donde se especifican las unidades de Nitrógeno, Fosforo, y Potasio (N, P, K) requeridas en cada etapa de desarrollo del cultivo. Sin embargo, las cantidades de los elementos

pueden ajustarse con base en resultados de análisis de suelo del terreno en que se establecerá el cultivo de chile, así como los resultados de los análisis foliares que hacen durante el desarrollo del cultivo (INIFAP, 2017).

Cuadro 3. Cantidades de fertilizante requeridas en cada etapa de desarrollo del cultivo de chile habanero (INIFAP, 2017).

Etapa DDT	Unidades			
	N	P	K	Mg
1-10	12	12	11	0
11-30	32	30	35	0
31-50	40	20	44	20
51-75	65	25	72	20
76-105	855	15	92	20
Total	234	102	254	60

De acuerdo con INIFAP, 2017 sugiere las siguientes fuentes de fertilizantes para la aplicación en el cultivo de chile habanero.

Para N: Fosfonitrato (31% N) O UAN 32 (32% N).

Para P: Ácido Fosfórico (58% P).

Para K: Nitrato de Potasio (12% N + 44% K).

Para Mg: Sulfato de Magnesio (10% Mg).

Riego

El cultivo de chile habanero, es una planta sensible al exceso o a la falta de agua, por lo que requiere una lámina de riego de 750 a 1000 mm para obtener altos rendimientos. Una lámina de riego menor a 30 mm mensuales afecta el rendimiento, el cual se ven disminuido (Ramírez, *et al.*, 2006).

Cosecha

El cultivo de chile habanero tiene un ciclo de 170 días aproximadamente a partir del trasplante; normalmente la cosecha se realiza 90 días después del trasplante, posteriormente los cortes se realizan cada siete días hasta completar un total de 12 cortes aproximadamente (Medina, 1984).

2.5.3.1 Labores culturales

Poda

La poda de formación se hace para determinar el número de tallos con los que se desarrollara la planta, la poda se lleva a cabo cuando las plantas tienen las ramas necesarias para dejar uno, dos o tres tallos dependiendo del genotipo, se hace a partir de la primera bifurcación. Las hojas y brotes debajo de la bifurcación principal se retiran con el objetivo de evitar que las plantas gasten energía y nutrientes; los cuales son necesarios para el crecimiento vegetativo y de órganos fructíferos (Figura 3). Una vez desarrolladas las ramas laterales o tallos secundarios se dejan cuatro nudos y se les corta el punto de crecimiento. También durante el ciclo del cultivo se cortan los brotes nuevos en la parte inferior de los tallos. (INIFAP, 2014).



Figura 3. Poda brotes debajo de la bifurcación en el cultivo de chile habanero (INIFAP, 2014).

Deshojado

El deshojado consiste en quitar las hojas que están por debajo de la bifurcación de los tallos, las que van senesciendo y las que están enfermas. Esto se hace con el fin de lograr una mejor ventilación y evitar la propagación de enfermedades.

Aporcado

Esta práctica se recomienda cuando se usa arena como sustrato y en superficies grandes. Consiste en cubrir con arena parte del tronco de la planta para reforzar su base y favorecer el desarrollo radicular. Se hace en las horas de menor incidencia del sol para evitar el riesgo de quemaduras por sobrecalentamiento de la arena. (INIFAP, 2014).

Entutorado

El entutorado se lleva a cabo para mantener erguida a la planta y evitar que se quiebren las ramas. Se hace después de la poda de formación y se utiliza hilo de rafia y arillos de plástico. Cada tallo es guiado con un hilo el cual se sujeta en la parte alta de la estructura del invernadero; los arillos de plástico se usan para sujetar el tallo con a rafia (figura 4). Esta actividad facilita las labores de cultivo, favorece la aireación de la planta y el aprovechamiento de la luz lo que repercutirá en la producción final, la calidad del fruto y el control de enfermedades. (INIFAP, 2014).



Figura 4. Entutorado de chile habanero. A) Usando rafia en invernadero. B) Usando arillos de plástico (INIFAP, 2014).

2.5.3.2 Protección fitosanitaria

Luego de que han germinado las plantas, lo cual sucede entre 4 a 7 días y dependiendo del vigor de la semilla, de la temperatura del suelo, de la profundidad a que fue sembrada la semilla, hay problemas en el semillero, tales como la caída de plantitas o mal del talluelo (Damping off), el cual se puede presentar cuando no se hizo una buena desinfección del semillero. También suele ocurrir cuando la semilla es portadora de agentes patógenos. Cuando se presentan dichos problemas, se recomienda para prevenir el problema, aplicar a la semilla PCNB (Pentacloronitrobenceno); también se puede utilizar Benlate. Cuando la plantita ha alcanzado una altura de 3.5 cm se le puede aplicar, para el control del mal del talluelo; Derosal 500. Otra alternativa es el uso de Banrot; estas aplicaciones deben hacerse directo al tallo, y en especial en el cuello de la plantita.

Para prevenir el ataque de insectos, que provocan daños de consideración en la fase de semilleros, tales como: masticaduras o cortaduras de los tallos de las plantas y transmisión de enfermedades virosas, hay que realizar aplicaciones preventivas y alternas con Piretroides (Ambush y Herald), Organoclorados (Thiodan), Carbamatos (Vydate), mezclados con detergentes y adherentes. Se debe dosificar bien y no abusar de los insecticidas, el lugar donde se ejecute el semillero debe estar limpio y sobre todo hay que eliminar malezas hospederas de plagas.

2.5.3.3 Plagas

(Medina, 1984), menciona que las principales plagas que atacan esta hortaliza son los trozadores, chupadores, masticadores y los barrenadores.

El pulgón es la plaga de chupadores más importantes que pueda invadir todo el cultivo, especialmente en épocas de sequía. El chupar el jugo de las hojas, este insecto ocasiona raquitismo y transmite enfermedades virosas, por lo que es importante realizar muestreos para detectar su presencia e iniciar su control con cualquier de los siguientes productos: Tamaron 50% un litro/ha; Tritón 25% PH

(polvo humectante), un kg/ha y además otros productos como: Pirimor 25% medio kg/ha y Afifrin 40% 1.25 litros/ha.

La pulga saltona y los gusanos masticadores desaparecen al efectuarse la aplicación para controlar al picudo, pero si se convierte en problema importante, debe aplicarse Paratión Metilico 50% en dosis de uno y medio litro/ha o bien 60 ml por Metal, antes de iniciar el control del picudo del chile.

Otra de las plagas importantes que atacan al chile en orden de importancia son: la mosquita blanca (*Bemisia tabaco*), nematodo agallador, principalmente del genero *meloidogine*, barrenillo del fruto (*Anthonomus Eugeni Cano*), el pulgón verde (*Mizus persicae*), el minador de la hoja (*Liriomyza sp*), en etapa de plántula, la babosa o caracol (*Agriolimax sp*) y en ocasiones la araña roja (*Tetranychus sp*).

2.5.3.4 Enfermedades

Mancha bacteriana (*Xanthomonas campestris*) esta enfermedad es causada por la bacteria *Xanthomonas vesicatoria*, puede presentarse en todas las partes de la planta (hojas, fruto y tallos). Los primeros síntomas son manchas acuosas circulares que se presentan en las hojas, estas manchas se necrosean, con centro de color café y bordes cloróticos delgados. En los frutos la infección seda en pequeños puntos negros (INIFAP, 2014).

Otra de las enfermedades que afecta a este cultivo es la marchitez causada por *Phytophthora* o *Fusarium*; sus síntomas más comunes son un enchinamiento general o parcial, el daño se puede presentar en cualquier parte de la planta y en cualquier estado de desarrollo. Cuando el ataque es en la raíz, destruye el xilema y floema impidiendo el paso del agua y nutrientes a la parte de la planta (Mendoza, 1996).

(SARH-INIA, 1984) Las enfermedades que constituyen un problema económico importante para el cultivo del chile habanero son de tipo viroso, ya que ocasionan grandes daños al acabar con la capacidad productiva de la planta; las manchas en las hojas y las nodulaciones o bolas en la raíz.

Los síntomas que provocan las enfermedades son varios, pero entre los más comunes están el enchinamiento y los mosaicos en el follaje; no existe hasta el momento ningún producto para su control.

Los virus; se manifiestan en las hojas al cambian su color verde oscuro a verde claro incluso en ocasiones hasta amarillo, se desarrollan poco y se arrugan; esto se conoce como enchinamiento. Si la enfermedad ataca antes del fructificación, la planta no crece y produce poco fruto.

2.5.3.4.1 Virus del Mosaico del Tabaco (*Tobacco mosaic virus*, TMV)

Tobacco mosaic virus (TMV) es el primer virus en ser descubierto hace ya más de un siglo y fue el primer virus alguna vez purificado. Desde entonces ha generado fascinantes perspectivas de cómo los virus infectan a sus hospederos. En 1989, Martinus W. Beijerinck de los Países Bajos, propuso sus ideas de que el TMV era pequeño e infeccioso. Además, el demostró que TMV no podía ser cultivado, excepto en plantas vivas y en desarrollo. Este reporte, sugiriendo que los “microbios” no necesitan ser celulares, cambió para siempre la definición de patógenos. El TMV es un virus de ARN de cadena positiva que pertenece al género Tobamovirus de la familia Virgaviridae. Se multiplican con alta eficiencia (Harrison y Wilson, 1999; Scholthof, 2004).

Los síntomas causados por el TMV son aclaramiento pronunciado de las venas en hojas jóvenes que suelen presentar ampollamientos, mosaicos y clorosis. Ocasionalmente puede observarse una necrosis sistemática y defoliación; las plantas afectadas en sus primeras etapas de desarrollo muestran enanismo y los frutos producidos en las plantas infectadas pueden ser deformes o de menor tamaño, así como presentarse áreas cloróticas o necróticas y maduración irregular (Pernezny, *et al.*, 2003).

2.5.3.4.1.1 Ubicación taxonómica

Según International Committee on Taxonomy of virus (ICTV, 2018).

Reino: *Riboviria*

Phylum: No asignado

Clase: No asignado

Orden. No asignado

Familia. *Virgaviridae*

Género. *Tobamovirus*

Especie. *Tobacco mosaic virus*

Acrónimo. TMV

Código decimal ICTV 71.0.1.0.012

2.5.3.4.1.2 Etiología del TMV

Morfología

Es un tobamovirus, es decir que tiene forma de varilla, 300 nm de largo y 15 de diámetro (Figura 5).

Propiedades de la partícula:

- a) **Propiedades físicas:** Un componente de sedimentación en preparaciones purificadas; coeficiente de sedimentación 194 s. densidad 1.325 g cm^{-3} en CsCl. Punto isoeléctrico pH 3.5.
- b) **Punto de inactivación térmica:** en savia de tabaco es de 90C por 10 min.
- c) El **punto de final de dilución** se desconoce.
- d) La **longevidad *in vitro*** sobrevive en savia de la planta hasta 10 años.
- e) **Propiedades bioquímicas:** Los viriones contienen 5% de ácido nucleico; 95% de proteína; 0% de lípidos. También incluye una pequeña cantidad de iones metálicos (ICTV, 2018).

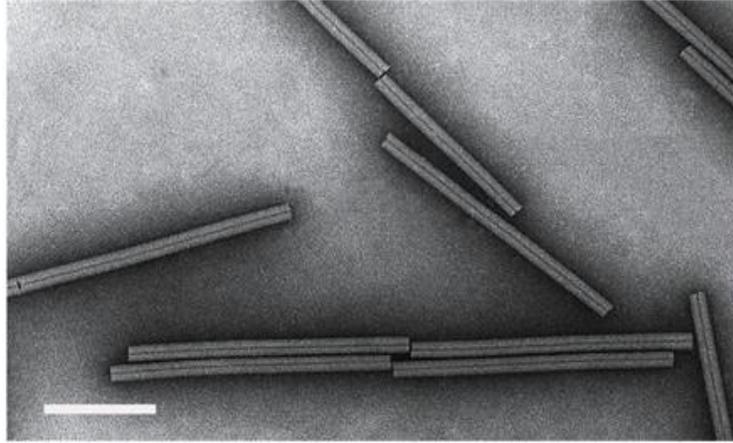


Figura 5. Fotomicrografía electrónica de la forma de varilla. (TMV). (Agrios, 2008).

2.5.3.4.1.3 Organización del genoma y replicación

El genoma de TMV consiste en un ARN de cadena sencilla (ss) de 6.3 a 6.6 kb. (ICTV, 2018). Una sola partícula de TMV está compuesta por una hélice de 2130 subunidades de proteína de cobertura (CP) que envuelve a un ARN de cadena sencilla con sentido positivo de aproximadamente 6400 nucleótidos. Esta cadena sencilla de ARN codifica cuatro genes: dos proteínas asociadas a la replicasa que son directamente traducidas del ARN de TMV, y la proteína de movimiento (MP) y la proteína de cobertura (CP) que son traducidas de ARNs subgenómicos (Hull, 2002).

El ARN genómico de TMV con sus 6,400 nucleótidos actúa como un ARN mensajero para la expresión de proteínas asociadas a la replicasa de 126 kDa y 183 kDa. Los otros genes en el ARN de *TMV* son expresados a partir de ARNs subgenómicos (sgRNAs) durante el ciclo de replicación. La proteína de movimiento (MP), la proteína de cobertura (CP), y las proteínas de la replicasa (RP) han sido detectadas en plantas infectadas con TMV. El sgRNA de 54 kDa se acumula en plantas infectadas con *TMV*, pero hasta el momento proteínas predichas de 54 kDa no han sido detectadas. Los viriones de *TMV* con forma de varilla están compuestos por la CP y el ARN genómico. El número de codones que se utilizan para su síntesis es solo una fracción de la cantidad total de codones

disponibles (158 de los 2130). Es probable que los codones restantes participen en la síntesis de varias otras proteínas, ya sea estructurales o enzimas. El peso de cada virus fluctúa entre 39 y 40 millones de unidades de peso molecular (ICTV, 2018).

La replicación de ARN ocurre a través de varios pasos: (a) síntesis de proteínas de replicación viral por traducción del ARN genómico; (b) unión acoplada por traducción de las proteínas de replicación a una región 5'-terminal del ARN genómico; (c) reclutamiento del ARN genómico mediante proteínas de replicación en membranas y formación de un complejo con proteínas huésped TOM1 y ARL8; (d) síntesis de ARN complementario (cadena negativa) en el complejo; y (e) síntesis de ARN genómico de progenie (Ishibashi and Ishikawa 2016).

2.5.3.4.1.4 Ciclo de la enfermedad

TMV entra a la célula de la planta a través de heridas menores. Produce infecciones sistemáticas e invade a todas las células parenquimatosas de la planta. Dicho virus se mueve de célula en célula y a través del floema. Una vez que TMV penetra a la célula, las partículas virales se desarman en una manera organizada para exponer el ARN del TMV. TMV entra a la célula de una planta herida para comenzar el ciclo de replicación (Figura 6 [1]). Mientras las moléculas de proteína de cobertura (CP) son removidas del ARN [2], ribosomas del hospedero comienzan a traducir las dos proteínas asociadas a la replicasa. Las proteínas de la replicasa (RP) son usadas para generar una plantilla del ARN en sentido negativo (sentido -) del ARN del virus [3]. Este ARN sentido - es, sucesivamente, usado para generar ambos ARN de longitud completa con sentido positivo (sentido +) de TMV [4] y el ARN subgenómico (sgARNs) con sentido + [5] que son usados para expresar la proteína de movimiento (MP) y CP. El ARN de TMV con sentido + puede ser encapsulado por el CP para formar nuevas partículas de TMV [6] o envuelto con MP [7] para permitir su desplazamiento a una célula adyacente para otra ronda de replicación (Scholthof, 2000). Se ha estimado que las células vegetales infectadas por el virus del mosaico contienen entre 1 000 000 y 10 000 000 de partículas virales por célula. (Markham *et al.*, 1964).

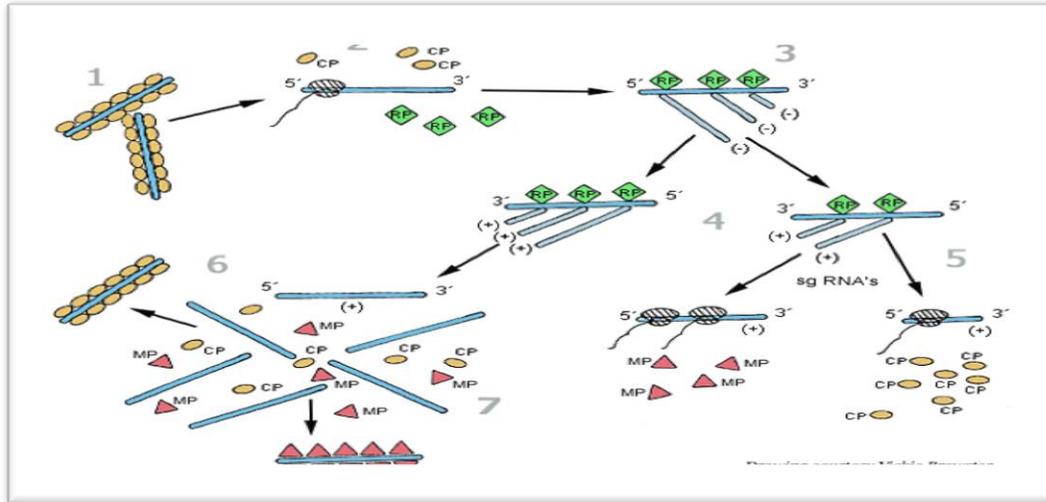


Figura 6. El ciclo de replicación de Tobacco mosaic virus (TMV). (Scholthof, 2000).

2.5.3.4.1.5 Movimiento dentro de la planta

TMV usa su proteína de movimiento para propagarse de célula-a-célula a través de los plasmodesmos, los cuales conectan las células de la planta (Figura 7). Normalmente, los plasmodesmos son demasiado pequeños para el paso de partículas intactas de *TMV*. La proteína de movimiento (probablemente con la asistencia de proteínas del hospedero aun no identificadas) agranda las aberturas plasmodesmales permitiendo que el ARN de TMV se mueva hacia células adyacentes, libere la proteína de movimiento y las proteínas del hospedero, e inicie una nueva ronda de infección. La proteína de movimiento (MP) se une al ARN viral (Figura 7 [1]). Proteínas del hospedero y/u otras proteínas codificadas por el virus pueden estar incluidas en el complejo-MP [2]. El complejo-MP después se mueve de célula-a-célula a través de los plasmodesmos [3]. Cuando el complejo se localiza en una nueva célula, el MP (y cualquier proteína del hospedero) son presumiblemente liberadas del ARN de TMV [4], permitiendo la traducción del ARN genómico para expresar las proteínas de la replicasa e iniciar una nueva ronda de replicación [5] (Figura 7).

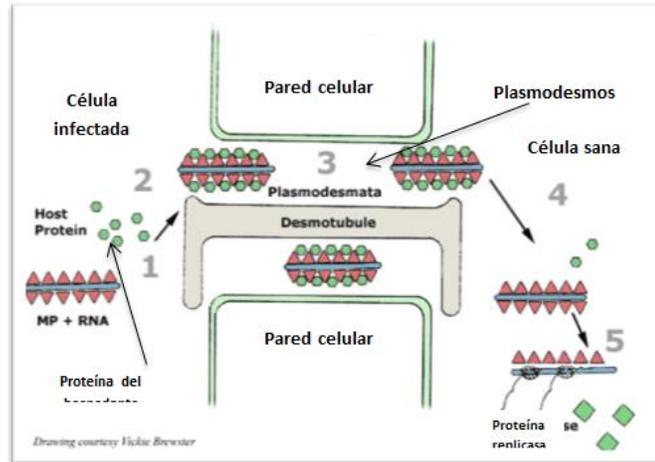


Figura 7. Movimiento de Tobacco mosaic virus (TMV) dentro de las células (Scholthof, 2000).

Mientras el virus se mueve de célula a célula, eventualmente alcanza el sistema vascular de la planta (nervadura) y se propaga rápidamente, de forma sistémica, a través del floema a las raíces y las puntas de la planta en crecimiento (Agrios, 2008). Para que un virus infecte a una planta, primero debe pasar de una célula a otra y propagarse por la mayoría de las células en las que se mueve. Dentro de las células, el TMV se sitúa principalmente en el citoplasma en forma de partículas individuales como agregados cristalinos (Figura 8) y en forma de cuerpos amorfos (cuerpos X).

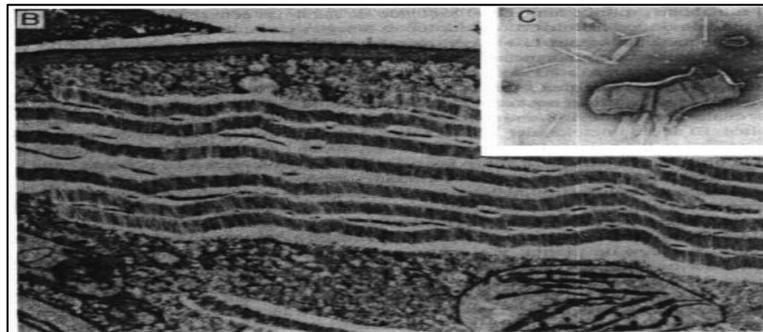


Figura 8. A) Capas de partículas del virus del mosaico del tabaco TMV en una célula epidérmica de la hoja del tabaco. B) Partículas del TMV en la savia de una hoja de tabaco infectada. (Agrios, 2008).

Los primeros viriones aparecen en las células aproximadamente 10 horas después de haberse producido la inoculación. En las células parenquimatosas de la hoja, el

virus se desplaza aproximadamente 1 mm a un ritmo de 8 a 10 células por día (Agrios, 2008). Gran cantidad de ellos son transportados con rapidez a grandes distancias a través del floema. Se mueven con una velocidad hasta de 15 cm en los primeros 6 minutos. Cuando el virus ha entrado al floema, se mueve con rapidez hacia las zonas en proceso de crecimiento (meristemos apicales) o hacia otras regiones de la planta donde se utilizan los fotosintatos, tales como los frutos (Cheplick, *et al.*, 1983).

2.5.3.4.1.6 Epidemiología

El ciclo de la enfermedad de TMV y su epidemiología están íntimamente relacionados porque el virus es completamente dependiente del hospedero para su replicación y propagación. Hay una amplia variación en la incidencia de la enfermedad, dependiendo del momento de iniciación de la enfermedad en el campo y de las prácticas de cultivo. Por ejemplo, unas pocas plantas podrían infectarse al principio de la temporada, ya sea por TMV presente sobre la cobertura de la semilla o por trabajadores que contaminan las plantas. La enfermedad podría después propagarse rápidamente en todo el campo o invernadero por plantas infectadas con TMV que entran en contacto con plantas sanas, por equipo contaminado o por medio de los trabajadores. TMV también puede sobrevivir o pasar el invierno en restos de plantas infectadas u hospederos perenes (maleza) y, quizás, en el suelo. Prácticas agrícolas, tales como cultivos continuos, tienen el potencial de ser un problema, especialmente en invernaderos, donde se puede incrementar el inóculo de TMV en más de una especie de planta (Scholthof, 2000).

III. MATERIALES Y METODOS

3.1 Caracterización del estudio

La presente investigación consto de dos fases; Invernadero y laboratorio. El experimento de invernadero se estableció durante el ciclo agrícola primavera-otoño del 2018, en el invernadero perteneciente al departamento de Fitomejoramiento de la sede de la Universidad Autónoma Agraria Antonio, con una temperatura media anual de 20° C, una humedad relativa entre 45 y 80% y una oscilación de 12 ° C. La parte de laboratorio se desarrolló en el laboratorio del Área de Sanidad de Semillas, el cual pertenece al Centro de Capacitación y Desarrollo de Tecnología de Semillas donde fueron evaluadas algunas de las variables. Ambas locaciones se encuentran situadas en Buenavista, Municipio de Saltillo, a 7 km, al sur de esta ciudad, sobre la carretera 54 (Saltillo-Zacatecas), localizándose entre las coordenadas geográficas 25° 22" de latitud norte y 101° 02" longitud oeste y a una altitud de 1742 msnm.

3.1.1 Materiales Biológicos

Material genético del chile habanero

Para el presente trabajo se utilizaron semillas de tres genotipos de chile habanero (*Capsicum chinense*, Jacq.), Cuadro 4, los cuales fueron otorgados por el Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP) del Campo Experimental Saltillo.

Virus *Tobacco mosaic virus*.

(Figura 9), la cepa viral utilizada se obtuvo de hojas de *Chenopodium* spp. Infectada con el Virus del Mosaico del Tabaco (TMV), las cuales fueron caracterizadas y proporcionadas por el Departamento de Parasitología de la Universidad de Chapingo (UACH), mismas que posteriormente se utilizaron para transferir el virus a plantas de tomate de la variedad Villa Narro para activar e incrementar inóculo.

Cuadro 4. Relación de los tres genotipos utilizados durante esta investigación.

Genotipo	Descripción	Genealogía	
1	Chile habanero naranja	JAGUAR	
2	Chile habanero rojo (antillano)	HRM-1	
3	Chile habanero naranja	HN-4-59	



Figura 9. Hoja de *Chenopodium* spp. Infectada con el TMV. (Cordero, 2019).

3.2 Determinación los efectos de la infección TMV en el crecimiento y desarrollo de tres genotipos de chile habanero;

3.2.1 Actividades preliminares

Siembra

La fecha en la que se realizó la siembra de la semilla de los genotipos de chile habanero fue el 21 de febrero de 2018, las cuales fueron sometidas primeramente

en inmersión de Ácido Giberelico (AG3) en una concentración de 75ppm durante 18 horas. Después del tiempo de inmersión fueron colocadas en charolas de poliestireno de 200 cavidades, utilizando como sustrato peat-moss, aplicando un riego al momento de la siembra, colocando 25 semillas por genotipo, incubándolas en invernadero.

Actividades preliminares de inoculación

Se realizaron bioensayos *in vivo* de inoculación de TMV en plantas de tomate variedad Rio Grande, para incrementar el inoculo y estandarizar la técnica de inoculación, para el proyecto de investigación. Se utilizó una fuente de inoculo, las cuales fueron muestras de hojas de *Chenopodium* spp. infectadas con TMV, procedentes del laboratorio de Virología del Depto. de parasitología de la UACH. Previamente, se realizó una prueba con tiras inmunológicas (Immunostrip, AGDIA®) para corroborar que fuera TMV, lo cual resulto positivo al virus.

La inoculación se realizó a una temperatura que fluctuó de los 27 – 32°C. Se maceraron hojas infectadas con TMV en una solución amortiguadora de fosfatos 0.01 M, PH 8.0 (Hull, 2002), para obtener la savia infectada con TMV y se mantuvo a 2°C durante la inoculación.

Se utilizaron dos soluciones que se describen en el cuadro 5 dichas soluciones se mezclaron 2.65 ml de la solución A y 47.35n ml de la solución B, se aforo hasta llevar a un volumen de 100ml con agua destilada, se mantuvo en el refrigerador hasta que se utilizó.

Cuadro 5. Contenido de cada solución utilizada para realizar la inoculación.

Solución	Formula	Dosis
A	$\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	27.6 g/l
B	$\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ /	53.65 g/l
	$\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot 12\text{H}_2\text{O}$	71.64 g/l

Para poder hacer la molienda y obtener el inoculo se realizaron los siguientes puntos:

1. Esterilización de un mortero con pistilo, posterior a esto se metió al refrigerador.
2. Se pesó de 1 a 5 gr de tejido infectado de TMV y se colocó en el mortero, se le agrego de 3 a 10 ml de la solución amortiguadora de fosfato, por gramo de tejido y se marcelo con el pistilo.
3. Se obtuvo la extracción de la savia y se colocó en unos tubos de fondo conico de plástico los cuales se pusieron dentro de un recipiente de unicel con hielo; esto para que el líquido no se oxidara.
4. La técnica de inoculación consistió en colocar celite en la savia infectada con TMV (Figura 10) y posteriormente se frotaron con un hisopo los foliolos de la planta y se enjuagaron con la misma solución fosfatada.
5. Después de 5 minutos de haber aplicado la savia, se lavaron las hojas de la planta con la solución amortiguadora.



Figura 10. Pasos para Infectar una planta: A) Aplicación de celite. B) Infección con el inoculo de TMV. C) Enjuague con la solución fosfatada.

Preparación de solución nutritiva

La nutrición se realizó con la fórmula 196 N, 232 P, 174 K, 113 Ca en kg; más micronutrientes mediante una solución nutritiva correspondiente a 100 litros de agua con adición de 500 ml de solución A y 200 ml de solución B, más 500 ml de

solución amortiguadora de pH. En los cuadros 6 y 7 se puede observar tanto la solución A y la solución B, con sus respectivas fuentes utilizadas (Dr. David Sánchez Aspeytia, *comunicación personal*).

Cuadro 6. Fuentes de fertilizantes para la preparación de la solución A.

Fuente (macronutrientes)	Cantidad
Fosfato monoamónico (MAP)	340 gr
Nitrato de Calcio	2080 gr
Nitrato de Potasio	1100 gr

Nota: Agregar seis litros de agua en cubeta de 10 litros, disolver cada uno de los fertilizantes (por orden), completar con agua hasta 10 litros.

Cuadro 7. Fuentes de fertilizantes para la preparación de la solución B.

Fuente (micronutrientes)	Cantidad
Sulfato de Mg	0.492 gr
Sulfato de Cu	0.48 gr
Sulfato de Mn	2.48 gr
Sulfato de Zn	1.2 gr
Boro	6.2 gr
Molibdato de amonio	0.02 gr
Sulfato de hierro	50 gr

Nota: Agregar 2 litros de agua y disolver cada elemento, completar con agua hasta los 4 litros.

Una vez preparada la solución madre, en un tambo de 200 litros, se agregó 1 litro de la solución A (macronutrientes) 400 mililitros de la solución B, más 100 ml de solución amortiguadora de pH.

Sistema de riego

Se realizó la colocación de un diseño de riego por goteo consistente de líneas de irrigación con mangueras de plástico con tubines y estacas.

Trasplante

El trasplante se llevó a cabo el 15 de mayo de 2018, cuando se generaron plántulas de diez cm de altura, colocándolas en bolsas plástico con capacidad de 4 kg, utilizando sustrato de lombricomposta, peat-moss y vermiculita a una relación de 6:1:1.

3.2.2 Establecimiento del experimento

El experimento se estableció dentro del invernadero el día 15 de mayo del 2018 una vez realizado el trasplante, cada unidad experimental consto de una bolsa con una plántula de cada genotipo y se dispusieron espacialmente de manera secuencial como se muestra en la figura 11 con una distancia de 1 m entre planta y entre hilera, abarcando un total de 63 m².

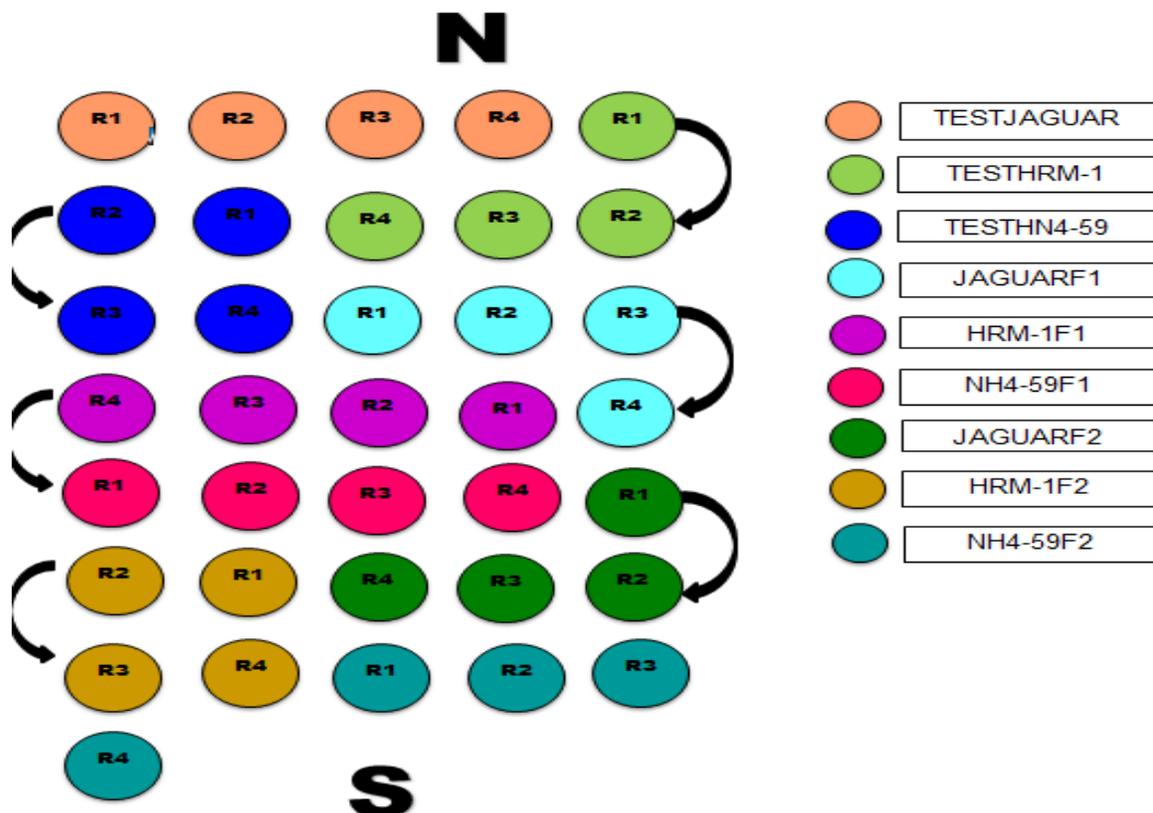


Figura 11. Distribución de los diferentes tratamientos dentro del invernadero.

3.2.3 Desarrollo del experimento

Se inocularon en dos etapas fenológicas al chile habanero con la técnica descrita anteriormente (Figura 9) la primera inoculación se llevó a cabo el día 26 de junio cuando la planta estaba en desarrollo vegetativo (43 días después del trasplante), posteriormente la segunda inoculación se realizó el 7 de agosto cuando la planta se encontraba en antesis (85 días después del trasplante).

A los quince días después de la inoculación de TMV en cada etapa fenológica inoculada, se realizaron pruebas serológicas de ELISA (técnica que se describe a continuación), para confirmar si la infección por TMV.

Monitoreo del inóculo del TMV

La detección y cuantificación del *Tobacco mosaic virus* (TMV) se realizó por el *Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay* (ELISA) Clarck *et al.*, (1997); en la cuantificación de TMV se ocupó el Kit Phathoscreen TMV, AGDIA®, que es un ensayo directo ligado a enzimas competitivas de inmunoabsorción el cual determina en forma cuantitativa niveles para la presencia de virus en planta y semillas.

Para la determinación de virus se incluyeron varios pasos, los cuales fueron la preparación de la muestra, detección y cuantificación.

a) Preparación de la muestra

1. Se tomaron muestras vegetales de la parte meristemática aérea de las plantas y se colocaron en una bolsa de ziploc y guardadas en el refrigerador a 5 °C.
2. Para realizar la extracción del virus, se utilizó un buffer de fosfatos (Hull, 2002). El buffer se utiliza a una relación 1:10 (peso del tejido en g: volumen de buffer en ml).

b) Detección y cuantificación.

1. Preparar las muestras. Se maceraron 0.5 g de tejido aplicando 5 ml de buffer fosfatado. Con ayuda de una micropipeta, se agregó 100 µl de cada muestra dentro del pocillo correspondiente en la placa de ELISA.

2. Incubar la placa. Se colocó la placa dentro de una caja húmeda y se dejó incubando toda la noche en el refrigerador (4°C).
3. Preparar el conjugado enzimático. Para estimar el volumen necesario, se preparó 1ml por cada 8 pocillos utilizados, en una concentración 1 uL de conjugado / 100 de ECI buffer.
4. Lavar la placa. Cuando se completó la incubación de la muestra, se lavó la placa con un buffer 1X phosphate-buffered saline with Tween® (PBST).
5. Añadir el conjugado enzimático. Se dispensó 100 µl del preparado enzimático por pocillo.
6. Incubar la placa. Incubar la placa dentro de una caja húmeda por 2 horas a temperatura ambiente.
7. Preparar solución Para-Nitrofenil Fosfato (PNP). Cada tableta PNP hará 5 ml de solución PNP, a una concentración de 1 mg/ml, suficiente para preparar 5 tiras de 8 pocillos.
8. Lavar el plato. Lavar el plato 8 veces con buffer 1X (PBST).
9. Añadir el sustrato PNP. Se añadió un tampón de sustrato de dietanolamina con una fosfatasa alcalina soluble *p*-nitrofenol. Se dispensó 100 µl de sustrato PNP dentro de cada pocillo.
10. Incubar la placa. Incubar la placa dentro de una caja húmeda por 20 minutos, para hacer visible la reacción al tornarse la solución transparente contenida en cada pocillo, en color amarillo.

Evaluar resultados. Se leyó la placa con un lector de placas marca Biotek® modelo Elx808 utilizando una longitud de onda de 450 nm. Se registraron los valores de densidades ópticas leídos para cada pocillo. Considerándose positiva una muestra cuando se obtiene una absorbancia tres veces la media de las absorbancias obtenidas con los controles negativos (Salomone y Roggero, 2002; De Blas, 1992).

Se tuvieron testigos absolutos, se aplicaron cuatro repeticiones por tratamiento como se muestra en el cuadro 8.

Cuadro 8. Tratamientos evaluados para determinar la infección de TMV en el desarrollo del cultivo de Chile Habanero.

Genotipo	Tratamiento	Etapa fenológica con/sin Inoculación
	TESTJAGUAR	Sin inocular
JAGUAR	JAGUARF1	Etapa Vegetativa
	JAGUARF2	Etapa de Antesis
	TESTHRM-1	Sin inocular
HRM-1	HRM-1F1	Etapa Vegetativa
	HRM-1F2	Etapa de Antesis
	TESTHN4-59	Sin inocular
HN4-59	HN4-59F1	Etapa Vegetativa
	HN4-59F2	Etapa de Antesis

3.2.4 Manejo del cultivo

Entutorado

Durante el crecimiento de las plantas, se llevó acabo el entutorado de las mismas, el cual realizó 60 días después del trasplante, consistió en amarrar una rafia a la base del tallo en forma vertical, enrollándola en la planta, a modo de no causar daños ni lesiones, sostenida en la parte aérea de un alambre tensado de tubos en cada extremo, esto con el fin de darle estabilidad a la planta y evitar contacto con el suelo.

Poda

La primera poda que se realizo fue la de eliminación de chupones la cual se llevó acabo un mes después del trasplante, la cual consistió en eliminar de manera manual los chupones que estaban en el tallo, posterior a esto a los 15 días se realizó la poda de aclareo, en la cual se eliminaron las ramas que se encontraban

en la parte inferior de la planta, para así poder dejar solo un tallo o en todo caso tres tallos dependiendo de la variedad.

Las actividades culturales del cultivo y la toma de datos, comenzaba a realizarlas en las plantas libres de TMV, para evitar el contagio del virus en caso de presentarse, adicionalmente me desinfectaba las manos y el material con hipoclorito de sodio al 10%.

Nutrición

Para la nutrición se utilizó la fórmula 196 N, 232 P, 174 K y 113 Ca en kg (la cual se describió anteriormente) y se aplicó por el sistema de riego, además de realizar aplicaciones foliara en la etapa de crecimiento con Fertidrip 20-20-20 (N,P,K), así como también la etapa de fructificación se aplicó el mismo producto pero con diferente dosis 11-02-42 (N,P,K).

Riegos

En la etapa inicial de desarrollo del cultivo se proporcionando dos riegos por día, uno en la mañana y otro por la tarde, estimándose un calendario de riego de 600 ml d⁻¹ por planta; cuando esta alcanzo la etapa de floración y amarre de fruto se aumentó un riego más para completar el agua requerida por la planta y alcanzar una lámina de riego de 900 ml d⁻¹.

Control de Plagas y enfermedades

Para el control de plagas y enfermedades se estuvo monitoreando constantemente con la colocación de trampas pegajosas, las cuales se instalaron un mes después del trasplante; así como de manera visual, posterior a esto como se fueron presentando las plagas así como los síntomas de las enfermedades, se fueron realizando las aplicaciones de pesticidas correspondientes para evitar que estas rebasaran el umbral de daño económico.

Entre las plagas y enfermedades que se presentaron y se sometieron a control son:

Mosquita blanca (*Bemisia tabaci*).

La mosquita blanca fue el insecto vector de mayor prevalencia en el ciclo del cultivo, dicha plaga es un importante vector de enfermedades virosas; para su control, se realizaron aplicaciones alternadas con el fin de evitar crear resistencia. Los productos aplicados se muestran en el cuadro 9. Dichas aplicaciones se realizaron por la mañana en forma de aspersión por toda la planta, principalmente en el ápice y en el envés de las hojas.

Araña roja (*Tetranychus urticae*).

La arañita roja se presentó en una población pequeña, este acaro succiona la savia en la hoja, la cual se pone ceniza y provoca manchas amarillas; cuando el ataque es severo forma telaraña.

Enfermedades

Se realizaron diagnósticos de manchas foliares detectadas en el genotipo HRM-1, cultivando los tejidos con papa dextrosa agar (PDA) en cajas petri con medio solidificado, los organismos detectados se compararon a nivel genero con claves taxonómicas especializadas (Barnett y Hunter, 1998).

Los organismos identificados fueron *Fusarium spp.* y *Alternaria spp.* en el follaje.

Cuadro 9. Productos utilizados para controlar las diferentes plagas que se presentaron durante el desarrollo del cultivo.

Plaga/ Enfermedad	Producto	Dosis
Mosquita Blanca	Confidor (imidacloprid)	1ml/Lt de agua
	Abamectina (Abamectina)	2ml/Lt de agua
Araña Roja	Malation (malathion)	1ml/Lt de agua
Marchitez, <i>Fusarium spp.</i> , tizón, <i>Alternaria spp.</i>	Sulfacob-25 (sulfato de cobre pentahidratado)	2gr/Lt de agua

3.2.5 Parámetros evaluados

Altura de Planta (AP)

La toma de datos comenzó 30 días después del trasplante, los días lunes de cada semana. Consistió en medir con una cinta métrica desde la base del tallo hasta el ápice de la planta, durante 15 semanas; en esta actividad se evaluó planta por planta.

Diámetro del tallo (DT):

Esta variable se evaluó con ayuda de un vernier electrónico, midiendo la parte intermedia del tallo en mm, esto se realizó cuatro veces: 30 días después del trasplante, durante el crecimiento (30 días después de la primera toma), durante la floración y en la fructificación.

Peso Seco de la Planta (PSP)

Las plantas de cada tratamiento se cortaron en pedazos pequeños y se colocaron junto con el sistema radicular de cada planta en bolsas de papel, por consiguiente se metieron a una estufa marca SHEL-LAB modelo FX14-2 a 65°C durante 24 horas, una vez que se sacaron de dicho aparato se obtuvo dicho peso con ayuda de una balanza marca AND modelo GF-2000 con precisión 0.01 g.

Rendimiento (REND)

El rendimiento de fruto se estimó pesando los cinco cortes de cosecha y se expresó en kilogramos por planta.

Prueba Elisa

Se realizaron tres pruebas ELISA: antes de inocular, quince días de la primera inoculación (etapa vegetativa); quince días después de la segunda inoculación (etapa de antesis), con la técnica descrita anteriormente. Cabe señalar que tres veces el negativo es el positivo.

3.2.6 Análisis estadístico (ANOVA)

En un primer paso para la evaluación del bioensayo, los datos crudos obtenidos se analizaron estadísticamente bajo un diseño experimental de bloques al azar con arreglo de parcelas divididas para las variables Altura de planta (AP), Diámetro de tallo (DT), Rendimiento (REND). En el cual los factores involucran como primer factor; fecha de inoculación (tratamientos) y un segundo factor fechas de toma de datos (Lectura). Donde se observa efectos totales del experimento bajo el siguiente modelo:

$$Y_{ij} = \mu + \lambda_i + \beta_j + \beta(\lambda)_{ij} + \varepsilon_{ij}$$

Dónde:

Y_{ij} = Variable Observada

μ = media general

λ_i = efecto del factor A (Tratamientos)

β_j = efecto del factor B (Lectura)

$\beta(\lambda)_{ij}$ = efecto de la interacción entre el i -ésimo tratamiento con la j -ésima lectura(AB).

ε_{ij} = error experimental

La comparación de medias se realizó mediante la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) con un nivel de significancia de $P=0.05$ %. Calculándose mediante la fórmula según Steel y Torrie (1980).

$$DMS = t_a (\sqrt{2CMEE/r})$$

Dónde:

CMEE: cuadrado medio del error.

r: número de observaciones usadas para calcular un valor medio.

a: nivel de significancia.

t = valor tabular que se usa en la prueba, con los grados de libertad del error y el nivel de significancia apropiada.

Para el análisis estadístico de las variables se utilizó el paquete estadístico SAS versión 9.0 (2012), donde se realizó un análisis de varianza y una comparación de medias con la prueba DMS con una probabilidad de $p \leq 0.05$.

Para una segunda evaluación del bioensayo, los datos obtenidos se analizaron estadísticamente bajo un diseño experimental completamente al azar con arreglo factorial; para analizar la última lectura de las variables: Altura de planta (AP), Diámetro de tallo (DT), peso seco de la planta (PSP), y pruebas Elisa en el cual los factores involucran como primer factor; genotipos y un segundo factor fechas de inoculación. Donde se observa efectos totales del experimento bajo el siguiente modelo:

$$Y_{ij} = \mu + \lambda_i + \beta(\lambda)_{ij} + \varepsilon_{ij}$$

Dónde:

Y_{ij} = Variable Observada

μ = media general

λ_i = efecto del factor A (Genotipos)

$\beta(\lambda)_{ij}$ = efecto del factor B (Fechas de inoculación) anidado en los tratamientos (factor A)

ε_{ij} = error experimental

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El análisis estadístico con parcelas divididas reveló datos acumulados durante el crecimiento de las plantas en los que la Altura de planta (AP), Diámetro del tallo (DT) y Rendimiento (REND); tuvieron diferencias Significativas como se muestra en los Cuadros 16, 17 y 18 (anexos), en los que se registraron coeficientes de variación de 9.88% para AP, 13.71% para DT y 43.40% para rendimiento. Los genotipos evaluados para estimar su potencial de susceptibilidad al TMV, resultaron negativos a las inoculaciones realizadas a lo largo del desarrollo de la investigación. Los resultados de las pruebas de ELISA para detectar el TMV, indicaron niveles de densidad óptica por debajo del control negativo, lo cual indica que posiblemente los genotipos de *C. chinense* probados presentaron altos niveles de tolerancia ya que dicho virus no desarrollo infecciones perceptibles por dicha prueba (Cuadros 20, 21 y 22 de anexos).

Cabe señalar que los análisis estadísticos realizados en la lectura final de AP, DT y Peso Seco de la Planta (PSP), revelaron, en cada variable, diferencias estadísticamente significativas entre los genotipos estudiados (Cuadros 23, 24 y 25 de anexos). Por otro lado los análisis estadísticos realizados para la variable de ELISA indicó que no se encontraron diferencias estadísticas (cuadro 11) entre los genotipos.

Cuadro 10. Comparación de medias para las variables analizadas, durante el crecimiento y desarrollo de Chile habanero.

Tratamientos ²	Variables ¹					
	AP (cm)			DT (mm)		REND (g/planta)
TESTJAGUAR	34.64		d	7.98	b	236.35 a
JAGUARF1	37.33	a b		7.46	b c	237.4 a
JAGUARF2	36.15	b c		6.66		247.25 a
TESTHRM-1	29.74		e	9.13	a	194.75 a b
HRM-1F1	25.54		f	7.06	b c	189.65 a b
HRM-1F2	29.63		e	7.8	b	168.35 a
TESTHN4-59	37.29	a b		7.65	b c	230.4 a
HN4-59F1	34.97		c d	6.94	b c	246.45 a
HN4-59F2	38.23	a		7.62	c	237.35 a
DMS	1.19			0.73		60.03

¹AP= altura de planta; DT= diámetro de tallo; Rend= Rendimiento. ²TESTJAGUAR= Jaguar sin inocular; JAGUARF1= Jaguar inculado en la etapa vegetativa; JAGUARF2= Jaguar inculado en la etapa de antesis; TESTHRM-1= HRM-1 sin inocular, HRM-1F1= HRM-1 inculado en la etapa vegetativa; HRM-1F= HRM-1 inculado en la etapa de antesis; TESTHN4-59= HN4-59 sin inocular; HN4-59F1= HN4-59 inculado en la etapa vegetativa; HN4-59F2= HN4-59 inculado en la etapa de antesis.

4.1 Monitoreo de niveles de inóculo con prueba ELISA

Para las lecturas de absorbancia en la prueba ELISA, no se encontraron diferencias significativas ($P \leq 0.05$) entre tratamientos (Cuadro 19 de anexos) para las 3 lecturas evaluadas. Los coeficientes de variación fueron de 11.20 a 39.98 %.

Todos los tratamientos resultaron negativos a TMV en la prueba ELISA, estos tratamientos permanecieron libres del patógeno durante el desarrollo del experimento, lo cual se evidencia en las absorbancias obtenidas, con tres lecturas que van del 0.092 al 0.212 de densidades ópticas (cuadro 11); aunque estadísticamente si fueron diferentes.

Los datos crudos nos indicaron que a lo largo del desarrollo del experimento las verificaciones que se realizaron de las lecturas, cuyos promedios se ven en los cuadros 20, 21 y 22, nos indicaron que en los tres casos que hubo lecturas resultando negativas; lo que corrobora que el virus no tuvo la capacidad de generar la patogénesis para poder replicarse.

Cuadro 11. Comparación de medias para lecturas de ELISA en planta en tres genotipos de chile habanero.

Tratamiento	Antes de la inoculación	1er inoculación (etapa vegetativa)	2da Inoculación (etapa de antesis)
TESTJAGUAR	0.154 a	0.154 cd	0.212 a
JAGUARF1	0.095 b	0.150 cd	0.102 b
JAGUARF2	0.096 b	0.175 cd	0.100 b
TESTHRM-1	0.094 b	0.169 c	0.100 b
HRM-1F1	0.092 b	0.154 cd	0.097 b
HRM-1F2	0.100 b	0.201 ab	0.128 b
TESTHN4-59	0.096 b	0.153 cd	0.104 b
HN4-59F1	0.128 ab	0.141 d	0.168 ab
HN4-59F2	0.101 b	0.214 a	0.114 b
DMS	0.038	0.027	0.072

El TMV se ha caracterizado por infectar cultivares del género *Capsicum*, en donde ocasiona pérdidas en la producción de hasta un 70% en cultivares susceptibles. La frecuencia de este virus se incrementa en el cultivo de chile por la manipulación de plántulas durante el trasplante o durante el desarrollo de las plantas, ya que este virus se transmite mayormente por contacto y mecánicamente (Himmel, 2003). Además, con frecuencia los trabajadores fuman durante los horarios de trabajo, lo cual es un riesgo de contaminación para iniciar las infecciones con este virus debido a que el TMV mantiene su estructura y actividad en la ceniza del cigarro cuando el tabaco proviene de un campo infectado con el virus (Hull, 2002).

4.2 Altura de planta

Las diferencias observadas en el ANOVA (Cuadro 16 de anexos), realizado para esta variable, implicó que uno o más de los tratamientos es diferente a los demás. En el cuadro 10; se indican las comparación de medias de los diferentes genotipos, en los que se puede observar que las plantas del tratamiento HN4-59F2, fueron superiores con una altura promedio de 38.23 cm durante todo el ciclo del cultivo, superando al resto de los tratamientos, exceptuando al genotipo Jaguar que fue similar a este genotipo, en contraste a esto; el tratamiento HRM-1F1 fue inferior con un promedio de altura de 25.24 cm durante el desarrollo del estudio.

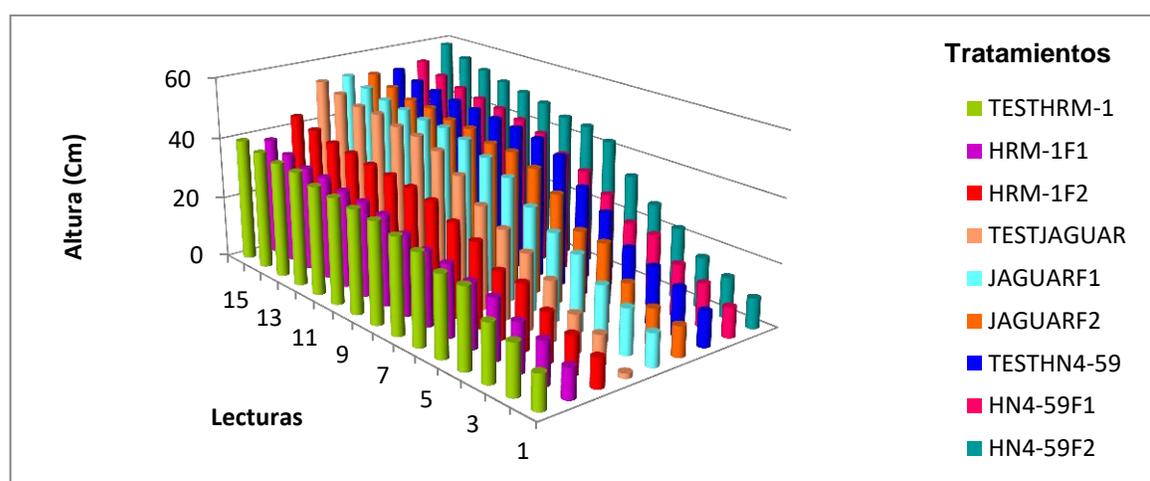


Figura 12. Dinámica de crecimiento de altura de planta, de tres genotipos de chile habanero.

En la figura 12; se observa la dinámica de crecimiento de los tres genotipos durante su cultivo, donde JAGUAR y HN4-59 con sus tratamientos correspondientes, presentaron un crecimiento superior desde el trasplante hasta la etapa de fructificación del cultivo, el genotipo HRM-1 con sus respectivos tratamientos fue el que presentó un crecimiento inferior en cuanto a altura durante el desarrollo del estudio (Cuadro 10).

Al culminar la etapa de crecimiento, se observaron diferencias significativas entre los tratamientos (Cuadro 23 de anexos) con un coeficiente de variación de 7.99%; los tratamientos de los genotipos HN4-59 y Jaguar fueron iguales a sus testigos, implicando la ausencia de patogénesis del TMV, los cuales presentaron un crecimiento superior; con una altura que va de los 53 cm a los 58 cm por planta; por otro lado el genotipo HRM-1 tuvo una altura entre los 38 cm a los 44 cm por planta, resultando inferior a los otros dos genotipos, como se muestra en el cuadro 12 de comparaciones de medias.

Considerando altura de planta, el genotipo que mayor se desarrolló en estas condiciones de cultivo y aun con las inoculaciones que se hicieron de virus, fue el genotipo HN4-59 el cual a los testigos que no fueron inoculados con virus, lo que corrobora el hecho de que el virus no tuvo impacto en el desarrollo de la planta. Considerando que las pruebas de Elisa que se hicieron al último resultaron negativas es evidente que la planta no es susceptible al TMV.

Cuadro 12. Comparación de medias de altura de planta en la última lectura del desarrollo del cultivo.

Tratamiento	AP (cm)
TESTJAGUAR	54.000 a
JAGUARF1	54.250 a
JAGUARF2	53.250 a
TESTHRM-1	39.750 b c
HRM-1F1	38.000 c
HRM-1F2	44.000 b
TESTHN4-59	53.000 a
HN4-59F1	54.250 a
HN4-59F2	58.750 a
DMS	5.78

De acuerdo con (Ramírez et al., 2012) las plantas de chile habanero alcanzan una altura de 80 a 90 cm en campo abierto y de 1.80 m en sistema de agricultura protegida; con lo cual los resultados obtenidos durante este experimento no coinciden; esto podría deberse a factores climáticos que limitaron el desarrollo y productividad de esta especie como son la precipitación y la temperatura que imperaron durante las últimas etapas de desarrollo en el experimento, aspecto que concuerda con lo expuesto por (Aragón, 1995; FAO, 1994) citados por (Acevedes, *et al.*, 2008), quienes mencionan que el mejor desarrollo del cultivo de chile habanero se encuentra principalmente en zonas subtropicales y tropicales, condiciones climáticas que fueron disimiles a las prevalecientes durante el desarrollo de este estudio en la localidad de Buenavista, Saltillo, Coahuila, México

4.3 Diámetro de tallo

En este estudio el análisis de varianza mostro diferencias significativas para el diámetro de tallo durante las cuatro fechas muestreadas (Cuadro 17 de anexos); los tallos con mayor diámetro durante el desarrollo del cultivo se observaron en las plantas del tratamiento TESTHRM-1 con una media de 9.13 mm, siendo superior a los demás tratamientos (Cuadro 10); en cambio el tratamiento JAGUARF2 resulto estadísticamente inferior durante todo el desarrollo del proyecto con una media de 6.66 mm.

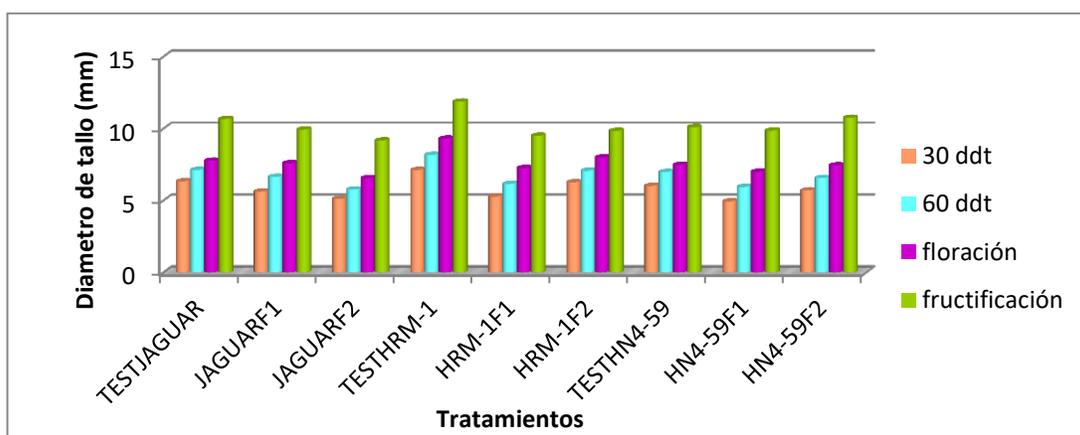


Figura 13. Dinámica de crecimiento de Diámetro de tallo; de los diferentes genotipos de chile habanero durante el desarrollo del estudio.

En la figura 13 se muestra la dinámica de crecimiento de diámetro de tallo de los diferentes tratamientos; desde los 30 días después del trasplante hasta la etapa de fructificación, donde cabe resaltar que el tratamiento HRM-1 fue el que presentó siempre un desarrollo de diámetro mayor; en cambio, el resto de los tratamientos presentaron un crecimiento similar de diámetro, pero estadísticamente fueron diferentes (Cuadro 13).

Si analizamos los resultados de diámetro de tallo durante la etapa de fructificación se observan diferencias significativas (Cuadro 24 de anexos) con un coeficiente de variación de 11.58%; En el cuadro 13, se observa que el tratamiento TESTHRM-1 fue superior al resto de los tratamientos, presentando el mayor diámetro de tallo con una media de 11.88 mm. El resto de los genotipos resultaron similares con una media máxima de 10.75 mm y una mínima de 9.18 mm.

Cuadro 13. Comparación de medias para la última lectura de diámetro de tallo.

Tratamiento	DT (mm)
TESTJAGUAR	10.67 b
JAGUARF1	9.94 b
JAGUARF2	9.18 b
TESTHRM-1	11.88 a
HRM-1F1	9.51 b
HRM-1F2	9.85 b
TESTHN4-59	10.11 b
HN4-59F1	9.87 b
HN4-59F2	10.75 a b
DMS	1.71

Considerando que el tallo es la parte aérea de la planta que junto con las hojas genera la fotosíntesis produciendo la cantidad de fotosintatos que generan crecimiento y desarrollo, por lo que es de suma importancia, ya que da sostén al resto de los órganos como son las hojas en la fase vegetativa, flores en la fase

reproductiva, además de que sustenta los órganos derivados de ellas como son los frutos y semilla, además permite la conducción de agua, sales minerales y sustancias alimenticias (Megías, 2019).

Los resultados que se obtuvieron en DT concuerdan con los reportados por De Loera, (2017) quien registra que el genotipo HN4-59 tiene un diámetro de tallo que va de 9.4 ± 2.1 mm, mientras que el genotipo JAGUAR presenta un diámetro de 10.2 ± 1.6 mm. Por otro lado Avendaño, (2017) describe que el genotipo HRM-1, registra un diámetro de tallo de 9.2 ± 0.8 mm; y concuerda con lo que De Loera registra para el genotipo JAGUAR.

4.4 Peso seco de la planta

Los resultados de peso seco nos permitieron observar que hubo diferencias altamente significativas entre los tratamientos (Cuadro 25 de anexos). Presentando un coeficiente de variación de 29.78%.

En la figura 14, se observa la acumulación de peso seco de la planta en los diferentes tratamientos; en donde es notable la diferencia de acumulación de biomasa en los tratamientos TESTHN4-59 y HN4-59F2; por otro lado el mayor porcentaje de reducción de biomasa se presentó en el tratamiento HRM-1F1.

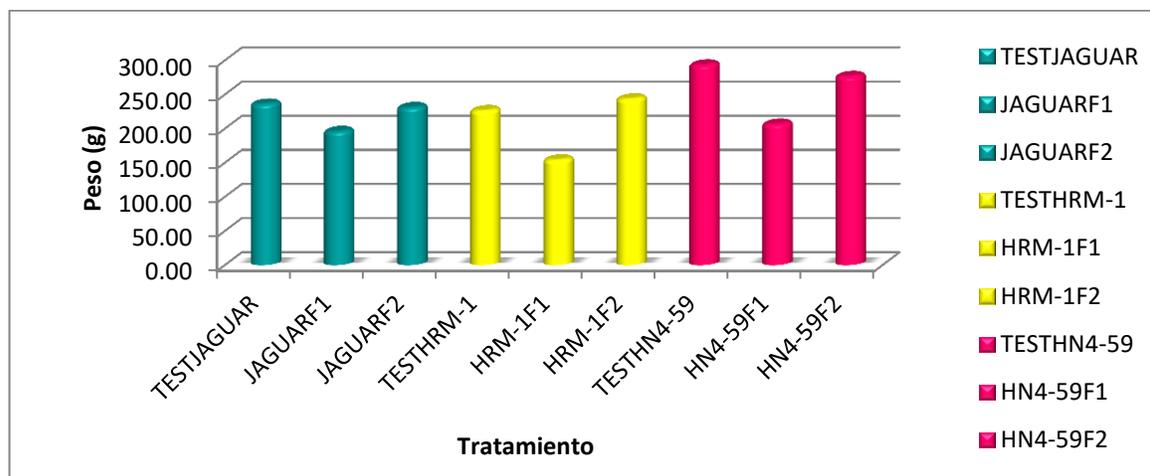


Figura 14. Acumulación de biomasa (peso seco) en tres genotipos de chile habanero.

De los 9 tratamientos evaluados; JAGUARF1, JAGUARF2, TESTHRM-1, HRM-1F2, y HN4-59 resultaron similares estadísticamente, sin embargo los tratamientos TESTJAGUAR, TESTHN4-59 y HN4-59 resultaron estadísticamente superiores al resto de los tratamientos, obteniendo la mayor acumulación de biomasa en la planta; por otro lado HRM-1F1 resulto estadísticamente inferior; en todos los materiales probados se alcanzó una media máxima de 293 g y una mínima de 154.25 g (Cuadro 14). La pérdida de follaje en el genotipo HRM-1 posiblemente a que hubo incidencia de determinados hongos (*Fusarium spp.* generando defoliación de la planta. Vázquez y Torres (2006) expresan, que el producto seco obtenido por planta o por unidad de área, depende del balance existente entre la fotosíntesis y la respiración de la misma manera.

Cuadro 14. Comparación de medias para peso seco de planta en tres genotipos de chile habanero.

Tratamiento*	PSP (g)
TESTJAGUAR	236.00 a
JAGUARF1	196.00 ab
JAGUARF2	231.00 ab
TESTHRM-1	226.50 ab
HRM-1F1	154.25 b
HRM-1F2	243.75 ab
TESTHN4-59	293.50 a
HN4-59F1	206.75 ab
HN4-59F2	276.75 a
DMS	100.43

4.5 Rendimiento

Se observaron diferencias significativas entre los tratamientos para el rendimiento promedio de fruto fresco de chile habanero por las cinco cosechas realizadas (Cuadro 18 de anexos). En el cuadro 10; comparación de medias, se puede observar que las plantas de los tratamientos JAGUAR y HN4-59 fueron

estadísticamente superiores, con un rendimiento promedio de 230 g/planta – 247 g/planta; por otro lado las plantas de los tratamientos HRM-1 fueron estadísticamente inferiores, presentando un rendimiento promedio de 168 g/planta – 194 g/planta.

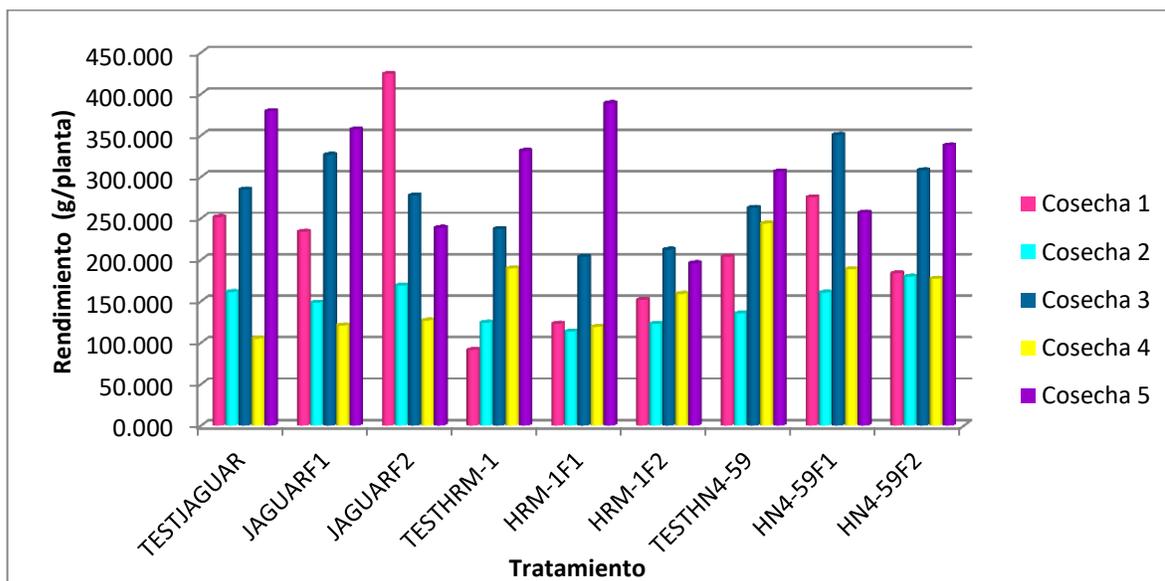


Figura 15. Rendimiento por cosecha de los tres genotipos de chile habanero evaluados.

En la figura 15 se muestra el rendimiento que obtuvo cada tratamiento durante las cinco cosechas realizadas, cabe recordar que se obtuvo la media de cada tratamiento el cual consistía en 4 repeticiones; en la primera cosecha el tratamiento JAGUARF2 fue el que presentó un mayor rendimiento, por otro lado el tratamiento TESTHRM-1 fue el que presentó el menor rendimiento, en el Cuadro 15, se comprueba estadísticamente; para la segunda cosecha el tratamiento HN4-59F2 logró el mayor rendimiento, mientras que el tratamiento HRM-1F1 presentó el menor rendimiento, pero estadísticamente no hubo diferencias (Cuadro 15); en cambio; para la tercera cosecha el tratamiento HN4-59F1 fue estadísticamente superior y como ya se venía presentando el tratamiento HRM-1F1 obtuvo el menor rendimiento, siendo estadísticamente inferior; por otro lado en la cuarta cosecha el tratamiento TESTHN4-59 produjo el mayor rendimiento siendo estadísticamente superior al resto de los tratamientos; ya para la quinta

cosecha TESTJAGUAR Y HRM-1F1 adquirieron los mayores rendimientos, en comparación a HRM-1F2 que presento el menor rendimiento, aunque estadísticamente no hubo diferencias entre los tratamientos (Cuadro 15).

Cuadro 15. Comparación de medias para rendimiento en tres genotipos de chile habanero durante 5 cosechas estimadas en g/planta.

Tratamiento ¹	Cosecha (g)				
	1er	2da	3er	4ta	5ta
TESTJAGUAR	251.50 bc	161.25 a	284.75 abc	105.00 b	379.25 a
JAGUARF1	234.00 bcd	148.25 a	326.75 ab	120.75 b	357.25 a
JAGUARF2	424.25 a	169.00 a	277.50 abc	126.75 b	238.75 a
TESTHRM-1	91.25 d	124.25 a	237.25 abc	189.50 ab	331.50 a
HRM-1F1	123.00 cd	113.50 a	203.75 c	119.00 b	389.00 a
HRM-1F2	151.75 bcd	122.75 a	212.25 bc	159.00 ab	196.00 a
TESTHN4-59	203.75 bcd	135.25 a	262.75 abc	243.75 a	306.50 a
HN4-59F1	275.25 a	160.50 a	350.75 a	188.75 ab	257.00 a
HN4-59F2	183.75 bcd	179.75 a	308.00 abc	177.25 ab	338.00 a
DMS	150.89	88.38	118.18	109.49	202.41

Los rendimientos obtenidos que presento cada genotipo fue de 1.2 k/planta para Jaguar y HN4-59, y 0.840 kg/planta para HRM-1 con cinco cortes y calculados a una densidad de población de 20,000 plantas por hectárea se obtuvo una estimación de 24 ton/ha para los genotipos Jaguar y HN4-59, mientras que HRM-1 obtuvo 16.8 ton/ha. Ramírez, *et al.*, (2012) describe que los mayores rendimientos alcanzados se obtienen en sistemas de riego por goteo y fertirrigación, donde los rendimientos alcanzados superan las treinta toneladas por hectárea a campo abierto y más de treinta y seis en condiciones de agricultura protegida.

V. CONCLUSIONES

De las observaciones realizadas en el presente experimento se obtuvieron las siguientes conclusiones:

1. El TMV no generó un efecto patogénico en el crecimiento y desarrollo de los genotipos de chile habanero HN4-59, JAGUAR y HRM-1.
2. El genotipo HN4-59 fue el mejor en términos de altura de planta durante el desarrollo vegetativo, siendo similar a Jaguar el cual es una variedad estable y comercial en México por el INIFAP, con lo que se constató y refrendó a través de todo el ciclo del cultivo que tienen un potencial de crecimiento y desarrollo similar.
3. El genotipo HRM-1 presentó el mejor crecimiento en cuanto a diámetro de tallo durante todo el desarrollo del cultivo; se considera que el detrimento en desarrollo y crecimiento se centra en el follaje, quizá determinado por una asociación entre las condiciones ambientales a las que no se adaptó dicho genotipo, generando una potencial susceptibilidad hacia enfermedades vasculares inducidas por *Fusarium* spp. y foliares como las manchas causadas por *Alternaria* spp.
4. El Genotipo HN4-59 resultó similar a Jaguar obteniendo la mayor biomasa seca generada, en contraste con el genotipo HRM-1, el cual resultó con menor cantidad de biomasa, posiblemente por ser un genotipo antillano y no adaptarse a las condiciones ecológicas del área de estudio.
5. La similitud de la biomasa generada tanto por los testigos de los genotipos destacados por su crecimiento, como la biomasa producida por los genotipos que fueron inoculados con TMV refrenda la observación en el sentido de la ausencia de patogénesis de dicho virus en el cultivo.
6. Los genotipos HN4-59 y Jaguar obtuvieron los mayores rendimientos por corte con un peso de 230 a 247 g/planta. Al final de la producción y con un total de cinco cosechas se obtuvo un rendimiento de 1.2 kg por.

VI. LITERATURA CITADA

- Acevedes, N. L. A., Juárez, L. J. F., Palma, L. D. J., López, L. R. Rivera, H. B., Rincón, R. J. A., Morales, C. A. R., Hernández, A. R. Martínez, S. A. (2008). Estudio para determinar zonas de alta potencialidad del cultivo de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) en el estado de tabasco. Gobierno del estado de Tabasco, Oficina Estatal de Información para el Desarrollo Rural Sustentable del Estado de Tabasco OIEDRUS-TAB, inifap, Colegio de posgraduados, SECRETARIA DE DESARROLLO AGROPECUARIO FORESTAL Y PESCA.
- Agrios G N. 2005. Fitopatología. Segunda edición. Ed. Limusa México. 838 p.
- Agrios GN. 2008. Fitopatología 5ª ed Elsevier Academic Press. 948p.
- Anaya-López, J.L.; Godínez-Hernández, Y.; Muñoz-Sánchez, C.I.; Guevara-Olvera, L.; Guevara-González, R.G., Rivera-Bustamante, R.F.; González-Chavira, M.M. y Torres-Pacheco, I. 2003. Identificación de resistencia contra infecciones simples y mixtas por el virus del mosaico dorado del chile (PepGMV) y el virus huasteco del chile en plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.). Revista Chapingo Serie Horticultura 9:225-234.
- Aragón, P. De L. H. 1995. Factibilidades agrícolas y Forestales en la República Mexicana. Ed. Trillas. Mexico, D.F. 177 p.
- Astier S, Albouy J, Maury Y, Robaglia C and Lecoq H. 2007. Principles of plant virology. Science Publishers. Enfield, NH, USA. 472 p.
- Avendaño, G. E. A. 2017. Descripción varietal y comportamiento agronómico de seis genotipos de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) bajo condiciones de invernadero. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Méx.
- Barnett HL y Hunter BB. 1998. Illustrated genera of imperfect Fungi. St. Paul, Minnesota, USA: The American Phytopathological Society.
- Bosland, P. W. and E. J, Votava 2000. Peppers: Vegetable and Spice Capsicums, CABI Publishing. New York. 204 p.
- Cheplick, S. M. y Agrios G. N. 1983. Effect of injected antiviral compounds on apple mosaic, scar, skin and dapple apple diseases of apple trees Plant Disease. 67. 1130-1133 p.
- Chew, Y., Vega, A., Rodríguez, M., Jiménez, F. 2008. Principales enfermedades del chile (*Capsicum annuum* L.). 1ª. Edición 2008 (en línea). Fecha de consulta 28 de

noviembre 2019. Disponible en:
<http://biblioteca.inifap.gob.mx:8080/jspui/bitstream/handle/123456789/2543/Principales%20enfermedades%20del%20chile%20capsicum%20annum%20l.pdf?sequence=1>

Clark MF, Flegg LC, Bar-Joseph M y Rottem S. 1977. The Detection of *Spiroplasma citri* by Enzyme-linked Immunosorbent Assay (ELISA). *Phytopath. Z.*, (92), 332-337.

Cordero, G. O. 2018 Mitigación de la patogenicidad del virus *Tobacco mosaic virus* (tmv), en el desarrollo de la planta de tomate (*Solanum lycopersicum* L.), utilizando nanotecnología. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.

De Blas C. 1992. Estudios sobre técnicas de detección de virus y patógenos subvirales vegetales y búsqueda de resistencia al virus del mosaico del pepino (CMV) en germoplasma de pimiento. Tesis Doctoral. Universidad Complutense, Madrid.

De Loera, H.M. 2017. Descripción varietal y comportamiento agronómico de seis genotipos de chile habanero (*Capsicum chinense* Jarq.) naranja bajo condiciones de invernadero. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Méx.

FAO. 1994. ECOCROP 1. The adaptability level of the FAO crop environmental requirements database. Versión 1.0. AGLS. FAO.

FAOSTAT 2017. Estadísticas Agrícolas 2017. Disponible en:
<http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC>

Harrison BD, Wilson TM. 1999. Milestones in the research on tobacco mosaic virus. *Philos. Trans. R. Soc. Lond. B* 354:521–29.

Himmel, P. T 2003. Tobacco mosaic virus. *Compendium of pper diseases*. APS PRESS. 38-39 p.

Howard, K. S. 2011. Cytotoxic activity of verbenaceae (*Daniellia oliven*) and solanaceae (*Capsicum frutescens*) on breast cáncer, prostate cáncer, and colon cáncer cells. Tennessee State University. 49 p.

Hull, R. 2002. *Matthews' Plant Virology*. Fourth Edition. Academic Press. London NW1 7BY, UK.

International Committee on Taxonomy of viruses ICTV. 2018. Genus: Tobamovirus. Disponible en: https://talk.ictvonline.org/ictv-reports/ictv_online_report/positive-sense-rna-viruses/w/virgaviridae/672/genus-tobamovirus.

INIFAP. 2012. Sabor de México con el chile habanero de Yucatán. Folleto informativo. 8 p.

- INIFAP. 2014. Producción Hidropónica de chile habanero en invernadero. Folleto técnico No. 34
- INIFAP. 2017. Agenda técnica Agrícola de Tamaulipas. 62-73 p.
- Ishibashi K and Ishikawa M. 2016. Replication of Tobamovirus RNA. Annual Review of Phytopathology. 54: 55-78. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-080615-100217>.
- Izco. J. 2004. Botánica. Mc. Graw Hill – Interamericana. México. 508 p.
- Markham R, Hitchborn JH, Hills GJ and Frey S. 1964. The anatomy of the tobacco mosaic virus. Virology. 22(3): 342-359.
- Medina, E.J.A. 1984. Guía para producción de habanero en la zona henequenera. SARH-INIA-CAEZOHE., Número 10. Mérida, Yucatán, Mex. 127 p.
- Megias, M. Molist, P. Pombal, M.A. 2019. Atlas de histología vegetal y animal. Organos vegetales. Disponible en: http://mmegias.webs.uvigo.es/2-organos-v/guiada_o_v_inicio.php
- Mendez, A y Moreno, C. E. 2009. Las microtaxis contaminantes naturales de los Alimentos. Revista ciencias. 61 p.
- Mendoza, Z.C. 1996. Enfermedades fungosas de Hortalizas. Universidad Autónoma de Chapingo. Parasitología Agrícola. México. 85 p.
- Mojarro, B. 1996. Revista de Productores de Hortalizas.
- Nuez, F. Gil, Ortega, R. Costa J. 1996. El cultivo de pimientos, chiles y ajies. Ediciones Mundi-Prensa Madrid-España. 586 p.
- Orellana, F.E., Escobar J.C., Morales, A.J., Méndez I.S., Cruz R.A., Castellón M.E. El cultivo de chile dulce (en línea). Fecha de consulta 28 de noviembre 2019. Disponible en: <http://simag.mag.gob.sv/uploads/pdf/201412011299.pdf>
- Ocampo, T.P. 2014. Mitigación del cambio climático y sus efectos en la cadenas productivas de chile habanero, papaya, plátano y miel en el sureste de México. Centro de investigación científica de Yucatan, A.C. 19 p.
- Ochoa, A. N; 2001. Usos y propiedades del chile habanero. Seminario de chile habanero. Memorias. Fundación produce Yucatán. SAGARPA. INIFAP. Mérida Yucatán.
- Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria (OIRSA). 2003. Disponible en: <https://www.oirsa.org:443/aplicaciones/subidoarchivos/BibliotecaVirtual/Volumen2/Numero22003.pd>

- Pernezny, K., P. D; Roberts, J. F; Murphy, and N. P. Goldberg. 2003. Compendium of pepper diseases. The American Phytopathological Society. St. Paul, Minnesota, U.S.A. 63 p.
- Piñero, D., et al. 2008. La diversidad genética como instrumento para la conservación y el aprovechamiento de la biodiversidad: estudios en especies mexicanas, en Capital natural de México, vol. I: Conocimiento actual de la biodiversidad. Conabio, México, pp. 437-494.
http://www.biodiversidad.gob.mx/pais/pdf/CapNatMex/Vol%20I/115_Ladiversidadgen.pdf
- Ramírez, J. G., Avilés, B. W., Dzip, E. R. 2006. Áreas con potencial productivo para chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq) en el estado de Yucatán. En: Primera Reunión Nacional de Innovación Agrícola y Forestal. INIFAP, COFUPRO, CICY, AMEAS y OTRAS INSTITUCIONES. Mérida, Yucatán, México. 66 pág.
- Ramírez, M.M., Arcos, C. G., Mata, V. H., Vázquez, G. E. (2012). Jaguar, variedad de chile habanero para México. SAGARPA. INIFAP.
- Robles-Hernández L, González-Franco AC, Gill-Langarica EM, Pérez-Moreno L y López-Díaz JC. 2010. Virus fitopatógenos que afectan al cultivo de chile en México y análisis de las técnicas de detección. *Tecnociencia Chihuahua* 4:72-86.
- Ruiz, L.N., Medina, L.F., Martínez, M. 2011. El chile habanero su origen y sus usos. *Ciencia*. 70-77 p.
- SAGARPA, Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, México líder mundial en exportación de chile 2012 (en línea). Fecha de consulta: 28 de noviembre 2019. Disponible en:
<http://www.sagarpa.gob.mx/Delegaciones/yucatan/Boletines/Paginas/201208B058.aspx>
- SAGARPA, Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, México líder mundial en exportación de chile 2019 (en línea). Fecha de consulta: 28 de noviembre 2019. Disponible en:
<http://www.sagarpa.gob.mx/Delegaciones/sanluispotosi/boletines/Paginas/2015B076.aspx>
- Salome A and Roggero P. 2002. Host range, seed transmission and detection by ELISA and lateral flow of an Italian isolate of Pepino mosaic virus. *Journal of Plant Pathology*. 84(1), 65-68.
<http://www.sipav.org/main/jpp/index.php/jpp/article/view/1088/871>
- SAS (Statistical Analysis System). 2004. SAS/STAT 9.1 User's Guide Cary, NC: SAS Institute Inc. USA. 5121 p.

- Scholthof, K-BG. 2000. Tobacco mosaic virus. The Plant Health Instructor. DOI: 10.1094/PHI-I-2000-1010-01.
- Scholthof, K-BG. 2004. Tobacco mosaic virus: A model system for plant biology. *Annu. Rev. Phytopathol.* 42:13-34.
- Secretaria de Agricultura y Recursos Hidráulicos-Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria (SARH-INIA).1984. Guía para producir chile habanero en suelos arables de Yucatán. Editorial unidad de difusión técnica del CIAPY.
- SIAP Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. 2013. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola <http://www.siap.gob.mx>
- SIAP Servicio de información Agroalimentaria y Pesquera. 2017. Producción agrícola. Sagarpa. México.
- Soria, M., Trejo, J., Terán, R. (2002). Paquete tecnológico para la producción de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.). SEP. DGETA. ITA Conkal, Yucatán, México.
- Steel, R. G., y Torrie, J. H. 1980. Principles and procedures of statistics. A biometrial approach. 2nd ed. Mc Graw-Hill, NY, USA.
- Tomás, G.E., Gutiérrez, P.L. y Contreras, F.M. 2006. El chile habanero de Yucatán. Ciencias y Desarrollo. CONACYT.
- Trujillo, A.J.J.G y Pérez, L.C del R. 2004. Chile Habanero (*Capsicum chinense* Jacq) Diversidad varietal. Centro de investigación regional del sureste, INIFAP, Campo Experimental Uxmal, Yucatán, México. 5-23 p.
- Tun, D. J. (2001). Chile Habanero. Características y Tecnología de Producción. INIFAP. Yucatán, México.
- Vázquez E. y Torres S. 2006. Fisiología Vegetal, 2da parte. Editorial Pueblo y Educación, Ciudad de La Habana, Cuba, 207 p.
- Vidales FJA y Alcantar RJJ. 1989. Ataque de la virosis durante la floración y su efecto sobre la producción de melón (*Cucumis melo* L.). Memorias del XVI Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Fitopatología. Xalapa, Veracruz, México. Resumen, p 67.

VII. ANEXOS

Cuadro 16. Análisis de varianza para altura de planta determinado en las 15 fechas de lectura.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Altura de planta CM
Tratamiento	8	1154.12357**
Lectura (Trat.)	112	47.31879**
Error	360	11.1168
% C.V.		9.885028

% C.V= Porcentaje de Coeficiente de variación; CM= Cuadrado Medio; *= Diferencias significativas ($P \leq 0.05$); **=Diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$).

Cuadro 17. Análisis de varianza para diámetro de tallo con las 4 fechas de lectura.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Diámetro de tallo CM
Tratamiento	8	8.3059413**
Lectura (Trat.)	24	0.2407080**
Error	96	1.084589
% C.V.		13.71902

% C.V= Porcentaje de Coeficiente de variación; CM= Cuadrado Medio; *= Diferencias significativas ($P \leq 0.05$); **=Diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$).

Cuadro 18. Análisis de varianza para rendimiento con las 5 cosechas de lectura.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Rendimiento CM
Tratamiento	8	16602.038**
Lectura (Trat.)	32	15128.258**
Error	120	9192.538
% C.V.		43.406

% C.V= Porcentaje de Coeficiente de variación; CM= Cuadrado Medio; *= Diferencias significativas ($P \leq 0.05$); **=Diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$).

Cuadro 19. Análisis de varianza para lecturas de densidad óptica de la prueba ELISA de planta, en tres genotipos de chile habanero.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Antes de la inoculación CM	1er inoculación CM	2da Inoculación CM
Tratamiento	8	0.00175326NS	0.00243390NS	0.00628250NS
Error	27	0.00068986	0.00035515	0.00250840
Total	35			
% C.V.		24.63	11.20	39.98

% C.V.= Porcentaje de Coeficiente de variación; CM= Cuadrado Medio; NS= No significancia; *= Diferencias significativas ($P \leq 0.05$); **=Diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$).

Cuadro 20. Monitoreo de niveles de inoculo de TMV, registrados con la prueba ELISA durante la primer evaluación, antes de ser inoculados.

	1	2	3	4	5	6
A	0.125	0.108	0.109	0.109	0.104	0.11
B	0.109	0.115	0.183	0.106	0.104	0.101
C	0.118	0.115	0.111	0.103	0.105	0.1
D	0.113	0.109	0.107	0.106	0.12	0.099
E	0.131	0.106	0.095	0.101	0.104	0.101
F	0.108	0.111	0.096	0.103	0.116	0.106
G	0.09	0.093	0.096	0.098	0.099	0.103
H	4.164	4.157	0.101	0.102	0.098	0.104

Cuadro 21. Monitoreo de niveles de inoculo de TMV, registrados con la prueba ELISA durante la segunda evaluación, después de la primera inoculación.

	1	2	3	4	5	6
A	0.205	0.155	0.151	0.161	0.245	0.202
B	0.155	0.159	0.152	0.154	0.208	0.201
C	0.155	0.16	0.184	0.144	0.199	0.206
D	0.159	0.154	0.115	0.143	0.194	0.204
E	0.148	0.154	0.15	0.146	0.212	0.207
F	0.159	0.164	0.151	0.134	0.2	0.213
G	0.142	0.151	0.151	0.144	0.213	0.267
H	3.153	2.966	0.155	0.145	0.198	0.2

Cuadro 22. Monitoreo de niveles de inóculo de TMV, registrados con la prueba ELISA durante la tercera evaluación, después de la segunda inoculación.

	1	2	3	4	5	6
A	0.09	0.103	0.096	0.105	0.118	0.131
B	0.119	0.102	0.092	0.095	0.108	0.1
C	0.202	0.105	0.108	0.103	0.13	0.145
D	0.249	0.102	0.105	0.299	0.132	0.228
E	0.28	0.102	0.096	0.096	0.103	0.265
F	0.1	0.096	0.101	0.11	0.147	0.207
G	0.092	0.089	0.096	0.106	0.102	0.196
H	2.063	2.026	0.118	0.095	0.099	0.103

Cuadro 23. Análisis de varianza para la altura final del cultivo de chile habanero.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Altura de planta CM
Tratamiento	8	216.625**
Error	27	15.916
Total	35	
% C.V.		7.992

% C.V= Porcentaje de Coeficiente de variación; CM= Cuadrado Medio; *= Diferencias significativas ($P \leq 0.05$); **=Diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$).

Cuadro 24. Análisis de varianza con diámetro de tallo durante la etapa de fructificación del cultivo de chile habanero.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Diámetro de tallo CM
Tratamiento	8	2.5899**
Error	27	1.3962
Total	35	
% C.V.		11.5849

% C.V= Porcentaje de Coeficiente de variación; CM= Cuadrado Medio; *= Diferencias significativas ($P \leq 0.05$); **=Diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$).

Cuadro 25. Análisis de varianza para peso seco de la planta.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Peso seco CM
Tratamiento	8	7446.194**
Error	27	4791.518
Total	35	
% C.V.		29.786

% C.V= Porcentaje de Coeficiente de variación; CM= Cuadrado Medio; *= Diferencias significativas ($P \leq 0.05$); **=Diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$).