

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS



**Incidencia y severidad de virosis en dos variedades de chile (*Capsicum annuum*
L.) bajo diferentes tratamientos de control**

POR:

JANET CARMONA NAVARRETE

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO

DICIEMBRE DE 2015

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

Incidencia y severidad de virosis en dos variedades de chile (*Capsicum annum* L.)
bajo diferentes tratamientos de control

POR
JANET CARMONA NAVARRETE


TESIS

QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL H. JURADO EXAMINADOR
COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:


INGENIERO AGRÓNOMO

APROBADA POR

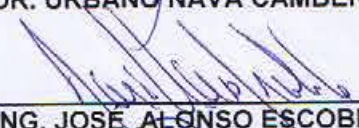
PRESIDENTE:


DR. FLORENCIO JIMÉNEZ DÍAZ

VOCAL:



DR. URBANO NAVA CAMBERO

VOCAL:


ING. JOSÉ ALONSO ESCOBEDO

VOCAL:


M.C. RICARDO COVARRUBIAS CASTRO


M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO
COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS



Coordinación de la División de
Carreras Agronómicas

TORREÓN, COAHUILA, MEXICO

DICIEMBRE DE 2015

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

Incidencia y severidad de virosis en dos variedades de chile (*Capsicum annum* L.)
bajo diferentes tratamientos de control

POR
JANET CARMONA NAVARRETE


TESIS

QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL COMITÉ DE ASESORÍA COMO
REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

APROBADA POR


ASESOR PRINCIPAL:


DR. FLORENCIO JIMÉNEZ DÍAZ

ASESOR:



DR. URBANO NAVA CAMBEROS

ASESOR:


ING. JOSÉ ALONSO ESCOBEDO

ASESOR:


M.C. RICARDO COVARRUBIAS CASTRO


M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO
COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS



Coordinación de la División de
Carreras Agronómicas

TORREÓN, COAHUILA, MEXICO

DICIEMBRE DE 2015

AGRADECIMIENTOS

Le agradezco a Dios por haberme acompañado y guiado a lo largo de mi carrera y estar siempre conmigo en todo momento por ser parte de mi vida, por ser mi fortaleza en los momentos difíciles y debilidad y por brindarme una vida llena de aprendizajes y experiencias.

Le doy gracias a mis padres Juan Carmona (+) y Aida Navarrete por apoyarme en todo momento, por los valores que me han inculcado y por haberme dado la oportunidad y la confianza, por tener una excelente educación en el transcurso de mi vida por parte de ellos y formarme como toda una profesionalista.

A mi abuelita María Elena por ser mi segunda mamá, por formar parte de mi vida y estar conmigo siempre y apoyarme, por su cariño y amor incondicional.

A mi tía Estela por sus consejos en todo momento y apoyo incondicional.

A mis hermanos Juan Carlos y José Guadalupe por apoyarme, por compartir momentos de alegrías y tristezas, por sus consejos, por ser parte de mi vida y por su cariño.

A mis mejores amigos, Mario Fernando (+), Victoria Guadalupe, Maira, Jhosimar, Julián, Karla Yaneth, Demetrio, por ser una parte muy importante en mi vida, por

apoyarme y aconsejarme en los buenos y malos momentos, por su gran amistad y cariño incondicional.

A la familia De la rosa Muñoz por haberme brindado su confianza, por cuidar siempre de mi bienestar y sobre todo por su apoyo incondicional

A la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”, por darme la oportunidad de realizar mis estudios en ella y formarme como una profesional, por ser una de las mejores Universidades llevando en alto el nombre de su fundador “Don Antonio Narro” dando oportunidades a personas de bajos recursos para realizar sus estudios y formarse como profesionales estoy muy agradecida mi “alma terra mater”.

A mis asesores Dr. Florencio Jiménez Díaz, Dr. Urbano Nava Camberos, Ing. José Alonso Escobedo, M.C Ricardo Covarrubias Castro, por haberme brindado su confianza y oportunidad de desarrollar el proyecto de tesis, por todo su apoyo incondicional, y por sus sugerencias para crecer como profesional.

Al Dr. Raymundo Amador Sinfuentes, M.C Federico Vega Sotelo, M.C Sergio Hernández, por brindarme su apoyo durante el trayecto de mi carrera, por su amistad, enseñanzas, y consejos.

DEDICATORIAS

Mi tesis la dedico con todo mi amor y cariño

A ti mi Dios por ser parte de mi vida y estar conmigo en todo momento, por tu amor incondicional y por regalarme lo más hermoso que es la vida.

A mi papa (+) aunque ya no estés conmigo te quiero mucho siempre vivirás en mi corazón gracias por creer en mí y brindarme tu apoyo incondicional para permitirme alcanzar mi meta, por ser una guía a seguir, por tu amor y cariño.

A mi mama por sus consejos y apoyo incondicional por tu amor y cariño.

A mi abuelita por sus consejos, amor y cariño incondicional de madre.

A mis hermanos por su apoyo, confianza y por su cariño.

A mi amiga Andrea por su apoyo incondicional y cariño.

A la Sra. Gabriela Muñoz por su apoyo en todo momento, consejos y cariño.

A mi querido amigo Mario Fernando (+) aunque ya no estés, gracias por haber formado parte de mi vida, por haber estado conmigo en todo momento, por ser como mi hermano, por tu cariño y gran amistad, siempre vivirás en mi corazón te quiero mucho.

A mis amigos y compañeros por su amistad y apoyo incondicional durante el trayecto de la carrera.

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS	i
DEDICATORIAS	iii
ÍNDICE	iv
ÍNDICE DE CUADROS	vii
ÍNDICE DE FIGURAS	viii
ÍNDICE DE CUADROS DE APÉNDICE.....	ix
RESUMEN.....	x
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1 Objetivo	4
1.2 Hipótesis.....	4
II.REVISIÓN DE LITERATURA	5
2.1 Cultivo del chile	5
2.1.1 Origen.....	5
2.1.2 Clasificación Taxonómica del Chile (según: Janick, 1965)	7
2.1.3 Importancia económica	8
2.2 Problemas fitosanitarios del cultivo de Chile.....	9
2.3Principales enfermedades virales que se presentan en el Chile.....	10
2.3.1 Virus del Mosaico de la Alfalfa (VMA).....	10
2.3.1.1 Agente Causal	10
2.3.1.2 Sintomatología	11
2.3.1.3 Epidemiología.....	11
2.3.1.4 Vector.....	12
2.3.2 Virus del Mosaico del Tabaco (VMT).....	12
2.3.2.1 Agente Causal	13
2.3.2.2 Sintomatología	13
2.3.2.3 Epidemiología.....	14
2.3.3 Virus del Jaspeado del Tabaco (VJT)	14
2.3.3.1 Distribución.....	14
2.3.3.2 Sintomatología	15
2.3.3.3 Agente Causal	15
2.3.3.4 Epidemiología.....	16

2.3.4 Virus del Mosaico del Pepino (VMP).....	16
2.3.4.1 Distribución.....	17
2.3.4.2 Sintomatología.....	17
2.3.4.3 Agente Causal.....	18
2.3.4.4 Epidemiología.....	19
2.3.5 Virus “Y” de la Papa (VYP).....	20
2.3.5.1 Agente Causal.....	20
2.3.5.2 Sintomatología.....	21
2.3.5.3 Epidemiología.....	21
2.3.6 Virus del Moteado del Chile (VMC).....	22
2.3.6.1 Agente Causal.....	22
2.3.6.2 Sintomatología.....	22
2.3.6.3 Epidemiología.....	23
2.3.7 Virus Huasteco del Chile (VHC).....	23
2.3.7.1 Agente Causal.....	24
2.3.7.2 Sintomatología.....	24
2.3.7.3 Vector: Mosquita Blanca: <i>Bemisia tabaci</i> Genn.....	24
2.3.7.4 Epidemiología.....	25
2.3.8 Virus del Mosaico Dorado del Chile (VMDC).....	25
2.3.8.1 Agente Causal.....	26
2.3.8.2 Sintomatología.....	26
2.3.8.3 Epidemiología.....	27
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	28
3.1. Localización del experimento.....	28
3.2 Preparación del terreno.....	28
3.3 Sistema de riego.....	28
3.4 Riego de Siembra.....	29
3.5 Variedades para siembra.....	29
3.6 Trasplante.....	29
3.7 Características de las variedades y densidad de siembra.....	30
3.8 Control de maleza en el cultivo.....	30
3.9 Cosecha de chile Jalapeño en la parcela útil.....	30
3.10 Diseño experimental y tamaño de la parcela.....	30

3.11 Tratamientos.....	31
3.12 Variables evaluadas.....	32
3.13 Análisis estadístico	34
IV. RESULTADOS	35
4.1 Población de insectos vectores	35
4.1.1. Mosquita Blanca (<i>Bemisia tabaci</i>).....	35
4.1.2 Pulgones adultos (<i>Myzus Persicae</i>).....	37
4.2 Incidencia de Virus.....	38
4.3 Identificación de Virus	40
4.3.1 Virus Transmitidos por mosca blanca	40
4.3.2 Virus transmitidos por pulgones	42
V.DISCUSIÓN.....	43
VI.CONCLUSIONES	46
VII.APENDICE	48
VII. LITERATURA CITADA.....	49

ÍNDICE DE CUADROS

		Pág.
Cuadro 1	Insecticidas utilizados para el control de plagas durante el ciclo del cultivo de chile.	32
Cuadro 2	Población de mosquita blanca en las dos variedades de chile para diferentes tratamientos, UAAAN-UL, 2014.	36
Cuadro 3	Población de pulgones en las dos variedades de chile para diferentes tratamientos, UAAAN-UL, 2014.	37
Cuadro 4	Porcentajes de plantas con síntomas de virus en las dos variedades de chile para diferentes tratamientos, UAAAN-UL, 2014.	39
Cuadro 5	Virus identificados en muestras de chile con PCR.	41

ÍNDICE DE FIGURAS

		Pág.
Figura 1	Comportamiento poblacional de mosquita blanca en las dos variedades de chile, con diferentes tratamientos, UAAAN-UL, 2014.	36
Figura 2	Comportamiento poblacional de pulgones en las dos variedades de chile, con diferentes tratamientos, UAAAN-UL, 2014.	38
Figura 3	Porcentajes de plantas con síntomas de virus en chile, UAAAN-UL, 2014.	39
Figura 4	Sintomatología observada en plantas de chile colectadas en Torreón, Coahuila, UAAAN-UL, 2014.	40
Figura 5	Detección molecular de <i>Begomovirus candidatus liberabacter solanacearum</i> (CLs) y fitoplasma por PCR en muestra de chile.	42

ÍNDICE DE CUADROS DE APÉNDICE

		Pág.
Cuadro 1	Anova para densidades de mosquita blanca en chile, UAAAN-UL, 2014.	48
Cuadro 2	Anova para densidades de pulgones en chile, UAAAN-UL, 2014.	48
Cuadro 3	Anova para densidades de plantas con síntomas de virus en chile, UAAAN-UL, 2014.	48

RESUMEN

El presente experimento se desarrolló en el Campo Experimental de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Unidad Laguna ubicado en la región agrícola de la Comarca Lagunera. El principal objetivo fue conocer el comportamiento de diferentes enfermedades virales a través del ciclo de cultivo de las variedades de chile Bravo y Bronco bajo tres tratamientos de manejo de insectos vectores. Las dos variedades se conservaron en un invernadero en charolas de unicel de 200 cavidades, el trasplante se realizó el 7 de abril del 2014. Los tratamientos evaluados fueron, (1) cobertura de las plantas con Agribon durante las primeras seis semanas, (2) aplicación de insecticidas para el control de insectos vectores, y (3) testigo sin aplicación. Durante el transcurso del experimento se evaluaron la población de insectos vectores, la incidencia de virosis y se identificaron los virus presente por el método PCR (Reacción en Cadena de la Polimerasa) y método ELISA (Inmunosorbencia con Enzimas Conjugadas). La Mosquita blanca (*Bemisia tabaci*) fue el insecto que se presentó en mayor población alcanzando el mayor valor en el testigo con un promedio de 0.63 y 0.62 adultos para Bravo y Bronco respectivamente. El tratamiento con Agribon presentó la menor población de Mosca blanca con un promedio de 0.29 y 0.44% para Bravo y Bronco respectivamente. Los pulgones adultos, (*Myzus Persicae*) estuvieron presenté durante todo el ciclo en baja población. La mayor incidencia de plantas con síntomas al final del ciclo se observó en el testigo con un promedio 37.91 y 27.91 % de plantas enfermas para Bravo y Bronco respectivamente, mientras que el menor porcentaje ocurrió en Agribon con un promedio de 27.77 y 20.27% de plantas enfermas para Bravo y Bronco respectivamente. Los principales síntomas de virus observados fueron

asociados a la presencia de Mosaico Dorado y malformación de las hojas. Con el método de PCR se identificó la presencia de los Begomovirus, Virus Mosaico Dorado del chile y Virus Huasteco del chile, mientras que con el método ELISA se identificó la presencia del Virus Mosaico del Pepino.

PALABRAS CLAVES: Chile, Variedades, Control, Enfermedades, Virosis.

I. INTRODUCCIÓN

Entre las especies con mayor riqueza y biodiversidad en México se encuentra el chile (*Capsicum annuum* L.) (Hermosillo *et al.*, 2008). El género *Capsicum* de la familia Solanaceae tiene gran importancia económica nacional y mundialmente (Aktas *et al.*, 2009). El chile es una especie de gran importancia comercial y es cultivado para su consumo en fresco, seco y en productos procesados. Según datos de FAOSTAT (2009), la superficie mundial sembrada de chiles asciende a 1.7 millones de ha, con una producción de 25.1 millones de ton. Después de China, México es el segundo productor a escala mundial. De acuerdo a la producción obtenida en toneladas, les siguen Turquía, Estados Unidos, España e Indonesia, representando juntos el 25 % del volumen mundial de producción (FAOSTAT, 2009; Aktas *et al.*, 2009). La producción de chile jalapeño está liderada principalmente por China (10, 533,584 ton), seguida por México (1, 733,900 ton) y Turquía (1, 500,000 ton) (Fintrac, 2001).

Dentro de la gran variedad de tipos de chile que se cultivan en México, el jalapeño es uno de los de mayor importancia socioeconómica por su amplio consumo, alta rentabilidad y gran demanda de mano de obra. Anualmente en el país, se siembran alrededor de 40 mil ha, con un rendimiento promedio de 12 ton por ha y un volumen de producción de 600 mil ton. De esta producción se exportan a los Estados Unidos cerca de 30 mil ton (6 por ciento), principalmente en la época que comprende de enero a abril. Los principales estados exportadores de chile jalapeño son: Sinaloa con una participación del 44 por ciento del total exportable, Chihuahua con el

22.5 por ciento, Sonora con el 14.1 por ciento, Veracruz con el 8.6 por ciento y Tamaulipas con el 2.5 por ciento (SAGARPA,1998).

Los principales estados productores de México están en el norte, entre Zacatecas y Chihuahua, mientras que en menor medida están Durango y Coahuila, que incluyen la Comarca Lagunera. En esta región, el cultivo de chile tiene gran importancia en la economía, especialmente el chile jalapeño, ya que es uno de los principales cultivos hortícolas que se siembra en la región después de la sandía, tomate y melón durante el ciclo primavera-verano. La superficie producida en los últimos años fluctúa alrededor de las 1,074 ha, con un rendimiento promedio de 15.6 kg ha (SIAP, 2010).

En la Comarca Lagunera, el cultivo de chile es la tercera hortaliza de importancia en cuanto a superficie sembrada, después del melón y la sandía. En el 2014, se establecieron 596 ha, con una producción de 19,009 ton, con un valor de producción de \$92, 703,375(SAGARPA, 2014).

La producción del cultivo es afectada por diversos organismos patógenos causantes de siniestros parciales o totales (Avelar, 1989; Ruiz, 1994). Dentro de éstos, se encuentran los virus, los daños pueden variar de acuerdo a la región en que se ubiquen (Hernández *et al.*, 1991; Mora *et al.*, 1990; Sandoval, 1993).En la actualidad, afectan calidad del fruto y rendimiento en todas las áreas productoras del país, con niveles de infección que varían de 20 a 100% (Urías y Alejandre, 1999).

Como consecuencia, algunas regiones productoras importantes han disminuido su superficie de siembra o la producción se ha desplazado a nuevas áreas (Avelar, 1989; Cortéz, 1992; Garzón, 1995). Entre los virus que atacan al cultivo del chile con mayor frecuencia en nuestro país, se encuentran, Virus Jaspeado del Tabaco, Virus del Mosaico del Pepino, Virus del Mosaico del Tabaco, Virus Huasteco del Chile, Virus del Chile Jalapeño y Virus Chino del Tomate (Hernández *et al.*, 1991; Sandoval, 1993; Laborde y Pozo, 1984; Garzón, 1995; Galván y Sandoval, 1989).

1.1 Objetivo

Conocer el comportamiento de diferentes enfermedades virales a través del ciclo de cultivo en las variedades de chiles (*Capsicum annuum* L.), Bravo y Bronco bajos tres tratamientos de manejo de insectos vectores.

1.2 Hipótesis

En las parcelas cubiertas con Agribon se registrará la menor incidencia y severidad de enfermedades virales en las dos variedades.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Cultivo del chile

2.1.1 Origen

El chile jalapeño pertenece a la familia de las Solanáceas, las plantas son herbáceas o arbustivas de 1.5 m de alto, perennes o anuales, principalmente glabras: flores solitarias, raramente en pares, ocasionalmente fasciculadas, sin constricción en la base del cáliz y pedicelo, aunque a veces un poco rugoso; cáliz dentado, ausente o rudimentario; corola de color blanco a azul, raramente violeta, sin manchas difusas en la base de los pétalos; pétalos casualmente rectos; anteras normalmente de color azul a violeta, filamentos cortos: frutos inmaduros de color verde y rojos, cuando maduros de color naranja y púrpura-amarillo, persistentes, pendientes, raramente erectos, variables en su tamaño y forma; semillas de color crema a amarillo (D'Arcy y Eshbaugh, 1974).

En México existen más de 40 variedades de chiles. La diversidad y la riqueza de los platillos preparados con este producto son impresionantes. Desde los típicos y tradicionales moles de Puebla, Oaxaca y Yucatán, por hablar sólo de los más conocidos, hasta las refinadas salsas y adobos del estado de México, Jalisco o San Luís Potosí; la variedad de gustos, sabores e ingredientes que en las cocinas del país se emplean en conjunción con los diferentes chiles, ha permitido el desarrollo de una gastronomía característica, exótica e incitante, de un gusto peculiar y sugerente, que no obstante las transformaciones e influencias extranjeras, conserva una tónica

particular, debida, justamente, a la variedad de formas y maneras en que en nuestro país se consume el chile (López y Castro, 2006).

Capsicum annuum var. annuum es la forma domesticada y es la más importante en México y el mundo, registra la mayor variabilidad morfológica, ya que agrupa la mayoría de los tipos cultivados de México, entre otros: “ancho”, “serrano”, “jalapeño”, “morrón”, “mirasol”, “pasilla”, “mulato”, etc. Muestra gran diversidad la cual se manifiesta en diferente forma, color, sabor, pungencia, adaptación, etc. En el caso de la forma, tamaño y color de los frutos, estos varían en forma alargada, cónica o redonda; de 1 a 30 cm de longitud; fruto de cuerpo grueso, macizo o aplanado. Presentan coloración verde y amarillo cuando están inmaduros; rojos, amarillos, anaranjados y cafés en estado maduro. Su consumo es muy generalizado en fresco e industrializado en diversas modalidades. Algunas de las formas más representativas de esta especie, por el área y presencia en mayor número de países son los pimientos (diferentes variantes de morrón y "bell pepper"), “jalapeños” y “paprikas”. Además de estos tipos más comerciales, se registra una serie de subtipos o variantes locales de cada uno de ellos o diferentes a ellos (Pozo *et al.*, 1991).’

2.1.2 Clasificación Taxonómica del Chile (según: Janick, 1965)

Reino: Vegetal

Tipo: Fanerógama

División: Spermatophyta

Clase: Dicotiledónea

Subclase: Simpétala o Gamopétala

Orden: Solanales o Tubiflorale

Familia: Solanaceae

Género: *Capsicum*

Especie: *C. annuum*

La taxonomía del género *Capsicum* es compleja, debido a la gran variabilidad de tipos existentes, en las formas cultivadas y a la diversidad de criterios utilizados en su clasificación. Este género fue instituido en 1700 por Tournefort con 27 especies (Bravo, 1934). Por su parte, Smith y Heiser (1951) describieron 18 especies, Mientras que Linneo en su obra *Species Plantarum* reconoce únicamente dos especies (*C. annuum* y *C. frutescens*). Posteriormente en su libro *Mantissa Plantarum* (1767) añadió dos más (*C. baccatum* y *C. grossum*). Por su parte, Ruíz y Pavón en 1799 describieron a *C. pubescens*.

En 1798, Willdenow refiere otra especie de Sudamérica que llama *C. pendulum*. En 1852, Dunal reconoció 50 especies, mientras que en 1898, Irish sólo reconoció las dos primeras especies reconocidas por Linneo, *C. annuum* y *C. frutescens*, basándose para su clasificación en que la primera tenía plantas herbáceas anuales o bianuales, y plantas perennes y arbustivas la segunda. En 1923, Bailey reconoció sólo una especie y utilizó el nombre de *C. frutescens* sobre el de *C. annuum* (Smith y Heiser, 1951). Estas clasificaciones fueron hechas con materiales procedentes de cultivares de Estados Unidos y de Europa. En México, Bravo (1934) aceptó la propuesta de Irish y agrupó a los chiles mexicanos en *C. annuum* y *C. frutescens*.

2.1.3 Importancia económica

El cultivo del Chile (*Capsicum* spp.) es importante en la historia, tradición y cultura de México y es, además, un producto agrícola con alta demanda mundial, ya que se ubica entre las siete hortalizas más cultivadas del mundo, con una producción mundial estimada de 24 millones de toneladas (Pérez *et al.*, 2008).

El Chile (*Capsicum* spp.) es una de las principales hortalizas en el mundo, cuya producción se ha incrementado en los últimos años a un ritmo de 3.3% anual en el mundo, y de 4% a nivel nacional (FAOSTAT, 2009). México ocupa el segundo lugar de la producción mundial de chile verde, lo que representa el 8%, de un total de 24,822,167 ton métricas (TM), de las cuales China se registra como el primer productor con el 57% del total. Por su parte, en el chile seco México se ubica en el décimo lugar

con el 2% del total producido en el mundo, el cual es de 2,613,124 TM, siendo la India el principal productor con el 46% del total de la producción (FAOSTAT, 2009).

2.2 Problemas fitosanitarios del cultivo de Chile

Entre los diversos problemas fitosanitarios del cultivo de Chile el que se considera como más importante es el que involucra a los virus fitopatógenos que son agentes infecciosos que causan mucho daño a los cultivos, ya que causan pérdidas en la producción desde un 20% hasta el 100% (Barrera *et al.*, 2008).

Para el cultivo de Chile están reportados 45 virus fitopatógenos a nivel mundial, de los cuales, 13 son reportados para México (Robles *et al.*, 2010; Pérez y Rico, 2004; Núñez *et al.*, 1996), sin embargo los autores (Barrera *et al.*, 2008) mencionan que en México están reportados 20 de los 43 virus fitopatógenos, los cuales causan síntomas variados, incluyendo enanismo, mosaicos, moteados, necrosis, clorosis, deformaciones, etc. Una de las formas de propagación de los virus es por acción de los insectos, y dentro de estos los principales insectos vectores de los virus son la mosquita blanca *Bemisia tabaci*, la cual ataca más de 200 cultivos y los pulgones (Hunter *et al.*, 1998).

Los virus son causantes de enfermedades que se expresan de diferente manera que incluye enanismo en plantas y la reducción total en la producción, también se puede observar que las plantas infectadas tienen un ciclo vegetativo más corto. Los virus causan un gran riesgo para la producción de los cultivos, ya que no sólo afecta el

rendimiento sino también la calidad del fruto incluyendo enanismo, los síntomas causados por virus incluyen moteados, necrosis, mosaicos, clorosis, deformaciones, etc., (Agrios, 2004).

2.3 Principales enfermedades virales que se presentan en el Chile

El cultivo del chile es afectado por una gran variedad de enfermedades, entre las que destacan, por su amplia distribución y los daños severos que ocasionan a la producción las causadas por virus, a continuación se realiza una descripción detallada de algunas de las principales enfermedades ocasionadas por virus en este cultivo:

2.3.1 Virus del Mosaico de la Alfalfa (VMA)

(AMV: Alfalfa Mosaic Virus)

Este virus ha sido reportado en la mayoría de los estados de EUA (Abdalla y Ali, 2012); en México se le ha identificado que las pérdidas causadas por este virus en las parcelas de chile pueden ascender hasta en un 65% (Creamer, 2003).

2.3.1.1 Agente Causal

El AMV es un miembro del género Alfamovirus en la familia *Bromoviridae* y consiste de tres componentes de ARN de cordón sencillo junto con un cuarto componente de ARN, que es mensajero subgenómico, que codifica para la proteína de la cubierta viral. El virión completo consiste entonces, de cuatro componentes baciliformes de 18 nm de ancho y de 30 a 56 nm de longitud (Creamer, 2003).

2.3.1.2 Sintomatología

Entre los síntomas más comunes asociados con la infección de chile por AMV se encuentra un mosaico y moteados severos que varían de color amarillo hasta blanco y que llegan a cubrir grandes áreas de la lámina foliar, aunque las hojas infectadas no se deforman (Cerkauskas, 2004; Abdalla y Ali, 2012). Las plantas infectadas en etapas tempranas muestran enanismo y originan frutos deformes (Creamer, 2003).

2.3.1.3 Epidemiología

El AMV es encontrado más comúnmente en parcelas de chile que han sido plantadas en la cercanía de campos de alfalfa u otras leguminosas como el frijol. Este virus puede ser transmitido por semilla, que puede ser el medio inicial por el cual se establece la epidemia; sin embargo, la posterior transmisión por medio de áfidos es más importante ya que conduce a la diseminación del virus en las parcelas. El porcentaje de transmisión del AMV por medio de la semilla de chile oscila entre 1 y 5% hasta 69%. Se han reportado por lo menos 14 especies de áfidos capaces de transmitir el AMV; entre ellos destacan *Myzus persicae* Sulc, *Acyrtosiphon pisum* (Harris) y *A. kondoi* Shinji (Creamer, 2003).

Los áfidos pueden adquirir el virus al alimentarse en una planta infectada por menos de un minuto y lo pueden transmitir inmediatamente pero también lo pierden rápidamente al transportarlo solo en las piezas bucales, pero lo pueden adquirir nuevamente al volver a alimentarse de una planta infectada con el AMV. Este virus es fácilmente transmisible por medios mecánicos y por injerto (Creamer, 2003; Cerkauskas, 2004).

2.3.1.4 Vector

Myzus persicae Sulc. Uno de los vectores más importantes de virus no persistentes es el pulgón verde (*Myzus persicae* Sulc.) por lo que se describen algunas de sus principales características. El pulgón verde o del durazno se encuentra distribuido globalmente; los adultos pueden ser ápteros (sin alas) o alados; la aparición de estos últimos responde a las necesidades de dispersión de la población, ya sea por limitación de alimentos o por cambios en las condiciones ambientales. La hembra áptera tiene una forma generalmente ovalada y llega a medir entre 1.4 y 2.5 mm. El color de su cuerpo es verdoso o amarillento, con manchas longitudinales oscuras. Posee las antenas muy desarrolladas y con textura rugosa. Por el contrario la hembra alada es menos ovalada y de coloración variable. La cabeza y el tórax son negros y brillantes, el abdomen es de color oscuro verde amarillento. Las antenas son ligeramente más largas que el cuerpo y de color oscuro. Las alas son transparentes con venas bien señaladas se pliegan en posición vertical invertida sobresaliendo del cuerpo (Nuez *et al.*, 2003). La temperatura óptima para su desarrollo es de 26 °C, siendo el ciclo de siete días con una temperatura de 24 °C; con temperaturas superiores a 30 °C no pueden reproducirse (Nuez *et al.*, 2003).

2.3.2 Virus del Mosaico del Tabaco (VMT)

(TMV: Tobacco Mosaic Virus)

De acuerdo con Garzón *et al.*, (2012) Este es el virus más ampliamente distribuido en México ya que se conoce su presencia en el sur de Tamaulipas, Valle de Culiacán, Sinaloa y en El Bajío; también se le ha detectado en los estados de Aguascalientes, San Luis Potosí y Zacatecas (Velásquez *et al.*, 2012) y en la Región

Lagunera (Coahuila y Durango) (Chew *et al.*, 2007). Sin embargo, su incidencia relativa puede ser baja como se reporta en pimientos (*C. annuum* L.) cultivados en las temporadas comprendidas entre 2001 y 2003 donde solo alcanzó el 4.9% (Graña *et al.*, 2005).

2.3.2.1 Agente Causal

El TMV es un miembro del género Tobamovirus que aún no se ha ubicado en una familia viral; es una partícula en forma de bastón o varilla rígida de alrededor de 300 x 15 - 18 nm con una simetría helicoidal; la subunidad de la cápside es de 18 KDa según se ha observado en *Nicotiana tabacum* var. Xanthi. (Himmel, 2003; Robles *et al.*, 2010). De acuerdo con Garzón *et al.*, (2012) en el citoplasma de células infectadas el TMV puede inducir la formación de cristales hexagonales.

2.3.2.2 Sintomatología

Los síntomas causados por este virus pueden cambiar de acuerdo con la temperatura, intensidad lumínica, longitud del día, edad de la planta al momento de la infección, cepa del virus y variedad de chile, sin embargo, un mosaico clorótico y distorsión de hojas son los síntomas más comunes; en algunas ocasiones se presenta una necrosis sistémica y defoliación (Himmel, 2003). También se ha indicado la necrosis de brotes en plantas de chile serrano (Martínez *et al.*, 1985).

2.3.2.3 Epidemiología

Se ha demostrado (Sutic *et al.*, 1999) que la semilla de chile puede ser contaminada por el TMV de manera exógena o endógena; en la primera, la infestación externa de la cubierta de la semilla puede infectar el 64% de las plántulas. En forma endógena, la infección se localiza en el embrión y el endospermo y puede resultar en la infección de hasta el 15% de las plántulas. Chew *et al.*, (2007) detectaron mediante serología (ELISA) al TMV en forma exógena y endógena en semilla de chile tipo chilaca, aunque en baja proporción. El TMV puede ser fácilmente transmitido por savia pero no se conocen insectos vectores (Himmel, 2003), aunque en un reporte de 1972 (Lojek y Orlob, 1972) se mencionaba la habilidad de *M. persicae* para transmitirlo en jitomate. Otros reportes previos (Costa *et al.*, 1958; Walters, 1952) mencionan al minador de la hoja y al chapulín *Melanoplus differentialis* como vectores de este patógeno. Por otro lado, se ha señalado (Park *et al.*, 1999) que el TMV puede ser transmitido a través de las raíces en sistemas hidropónicos que recirculan la solución nutritiva mientras que en aquellos que renuevan dicha solución la transmisión viral es menos frecuente.

2.3.3 Virus del Jaspeado del Tabaco (VJT)

(TEV: Tobacco Etch Virus)

2.3.3.1 Distribución

A partir de 1971 su presencia se ha reportado en parcelas de chile de los estados de Guanajuato, Tamaulipas y Sinaloa (Garzón *et al.*, 2012); otros reportes ubican a este virus en parcelas de los estados de Yucatán, Zacatecas, Aguascalientes y San Luis Potosí (Pérez, 2004; Velásquez *et al.*, 2012) y en la Región Lagunera

(Coahuila – Durango) (Chew *et al.*, 2007). En la República Mexicana no existe información sobre las pérdidas provocadas por este virus, sin embargo, en el estado norteamericano de Georgia el promedio de incidencia de este patógeno durante un periodo de cinco años fue de 90 hasta 100% mientras que las pérdidas en ese mismo periodo variaron entre 15 y 50% (Kuhn *et al.*, 1989).

2.3.3.2 Sintomatología

En plantas de chile serrano infectadas por TEV se han observado síntomas como la sinuosidad de la vena central y bandeado de las hojas; en plantas de la variedad de chile serrano Tampiqueño-74 se observó la expresión de necrosis al ser infectadas por este virus (Pérez , 2004). Otros investigadores mencionan una gama de síntomas que incluyen mosaico y bandas anchas de color verde oscuro en las hojas. Las plantas infectadas también pueden mostrar enanismo y distorsión foliar (Black *et al.*, 1991). En plantas de chile Tabasco infectadas con TEV se ha reportado una necrosis de la raíz y una marchitez severa que anteceden a la muerte de la planta (Reddick, 2003). Los frutos producidos en plantas infectadas se deforman y toman una coloración amarillenta que reduce su calidad (Robles *et al.*, 2010). De acuerdo con Garzón *et al.*, (2012), en las plantas infectadas el número de flores se reduce y en los frutos la cantidad de semilla producida es menor y su desarrollo incompleto.

2.3.3.3 Agente Causal

El TEV es un miembro del género *Potyvirus* incluido en la familia *Potyviridae*; las partículas virales son bastones flexibles con dimensiones de 730 x 12-13 nm,

conteniendo una banda sencilla de ARN; este virus ha mostrado variación ya que se han reportado tres y cinco razas en Florida y California, EUA respectivamente; la diferenciación entre ellas se ha fundamentado en la reacción de cultivares de chile resistentes (Reddick, 2003).

2.3.3.4 Epidemiología

La diseminación primaria y secundaria del TEV ocurre por medio de áfidos o pulgones que lo transmiten de manera no persistente; más de 60 especies de estos insectos han sido identificados como vectores del virus; entre ellos destacan *M. persicae*, *M. euphorbiae*, *A. gossypii*, *A. citrícola*, *A. craccivora*, *A. spiraecola*, *Lipaphiserysimi* Hille Ris Lambers y *A. fabae*, aunque otras especies de pulgones pudieran estar involucradas en la diseminación del virus (McDonald, 2001). Se consigna que la adquisición e inoculación del virus puede tomar únicamente 10 segundos y que los áfidos pueden permanecer virulíferos por periodos de una a cuatro horas (Reddick, 2003; Garzón *et al.*, 2012). El virus también puede ser transmitido por medio de cúscuta (*Cuscuta californica* Hook & Arn.) e injerto (Garzón *et al.*, 2012).

2.3.4 Virus del Mosaico del Pepino (VMP)

(CMV: Cucumber Mosaic Virus)

Históricamente el CMV fue inicialmente descrito en 1916 en plantas de pepino (Zitter y Murphy, 2009). Un amplio rango de hospederos es una de las características que definen a este virus; afecta a más de 775 especies pertenecientes a 365 géneros de 85 familias de mono y dicotiledóneas (Crucíferas, Solanáceas, Compuestas,

Papilionáceas y Cucurbitáceas) (De Blas *et al.*, 1993). Este virus ocurre en cualquier área donde se cultive chile pero en Europa su presencia ha sido especialmente asociada con países donde se obtienen grandes producciones de esta hortaliza como Bulgaria, Hungría y la anterior Yugoslavia (Sutic *et al.*, 1999).

2.3.4.1 Distribución

Aunque los primeros reportes ocurrieron en el Bajío, Sinaloa y Tamaulipas en 1974 (Delgado, 1974), su distribución actual involucra de 18 estados en México, entre los que se encuentran Aguascalientes, Guanajuato, San Luis Potosí, Chihuahua, Zacatecas, Coahuila y Durango (Región Lagunera) donde infecta chile y cucurbitáceas (Chew *et al.*, 2007; Garzón *et al.*, 2012; Velásquez *et al.*, 2012)

2.3.4.2 Sintomatología

Los síntomas provocados por la infección del CMV pueden ser muy variables dependiendo de la variedad infectada y de la edad de la planta al momento de la infección. La sintomatología atribuida a la infección por este virus ha sido investigada principalmente en plantas de chile de los tipos Serrano, Jalapeño, Bell y Anaheim y existe poca información acerca de los síntomas provocados en los tipos de chile para secado. En plantas de chile inoculadas artificialmente con este virus bajo condiciones de campo se observaron lesiones locales cuyos síntomas comprendían anillos necróticos y patrones en forma de hoja de encino; también se produjeron lesiones sistémicas en hojas que mostraron un mosaico verde amarillo y exhibían menor tamaño y fueron más angostas. Los frutos de las plantas inoculadas fueron de menor tamaño,

deformes y de color verde pálido aunque también se observaron frutos con manchas oscuras hundidas (Agrios *et al.*, 1985).

Los primeros síntomas sistémicos típicamente incluyen una clorosis de las hojas jóvenes que puede presentarse en la porción basal de la hoja o cubrirla enteramente. Las hojas nuevas emergen mostrando un mosaico clorótico que tiende a cubrir la hoja entera; las siguientes hojas pueden mostrar diversos grados de deformación así como venas prominentes y una color verde opaco en contraste con el verde oscuro brillante de las hojas en plantas sanas. Las plantas infectadas pueden mostrar enanismo aunque este síntoma será más severo si la infección ocurre en etapas tempranas de desarrollo de la planta. En los frutos se pueden observar manchas anilladas o áreas ásperas que conducen a la pérdida del valor comercial, (Zitter y Murphy, 2009).

2.3.4.3 Agente Causal

Este virus pertenece a la familia *Bromoviridae* y al género *Cucumovirus* y consiste en tres partículas esféricas que tienen un diámetro aproximado de 28 a 30 nm. El genoma del CMV consiste de tres moléculas de ARN denominadas ARN-1 (3, 350 nucleótidos), ARN-2 (3, 050 nucleótidos) y ARN-3 (2, 200 nucleótidos); cada una de estas moléculas de ARN, de forma esférica, está envuelta en una capa protectora de proteína. Las cepas de CMV se encuentran divididas en dos subgrupos designados subgrupos I y II. Las cepas en el subgrupo I se dividen a su vez en IA y IB basados en las diferencias en la patogenicidad sobre frijol de vaca (*Vigna unguiculata*); las cepas en el

apartado IA provocan síntomas como mosaico sistémico mientras que las cepas en el apartado IB inducen lesiones necróticas locales en las hojas inoculadas (Zitter y Murphy, 2009).

2.3.4.4 Epidemiología

El CMV puede ser transmitido por *M. persicae* y *A. gossypii* aunque se han mencionado más de 80 especies de áfidos como vectores del virus. El CMV puede ser adquirido por todos los instares, generalmente dentro de un lapso de un minuto de alimentación sobre una planta infectada pero su habilidad para transmitirlo declina rápidamente por lo que esta habilidad es perdida en pocas horas; el vector deberá alimentarse en una planta enferma para re adquirir la habilidad de transmitir el virus nuevamente (Zitter y Murphy, 2009). En un estudio reciente (Ali y Kobayashi, 2010) se encontró que el porcentaje de detección de CMV en semillas de chile recuperadas de plantas artificialmente inoculadas con ese virus variaba entre 95 y 100% y que tanto la cubierta de la semilla como el embrión estaban infectados por el CMV aunque el porcentaje de detección fue de 53 a 83% y de 10 a 46% para la cubierta de la semilla y el embrión, respectivamente. Cuando las semillas se pusieron a germinar en macetas y se analizaron las plántulas resultantes el porcentaje de transmisión de CMV por semilla varió de 10 a 14%. (Chew *et al.*, 2007) reportan la detección del CMV de manera exógena y endógena en semilla de chile tipos puya y jalapeño.

De acuerdo con De Blas *et al.*,(1993), los subgrupos DTL y TORS del CMV se distribuyeron en algunas provincias de España según su sensibilidad a la temperatura;

en épocas tempranas de muestreo el subgrupo dominante fue TORS (sensible a altas temperaturas) en tanto que en etapas tardías de muestreo el subgrupo DTL resultó dominante.

2.3.5 Virus “Y” de la Papa (VYP) (PVY: Potato Virus Y)

El PVY ocurre a nivel mundial en las parcelas de Chile; este virus se identificó inicialmente en la década de 1940 en los Estados Unidos y a partir de entonces se le ha encontrado en la mayoría de las regiones productoras de Chile en el mundo (Arteaga y Ponz, 2003).

2.3.5.1 Agente Causal

El PVY es el miembro tipo del género *Potyvirus* dentro de la familia *Potyviridae*. La partícula viral tiene forma parecida a un bastón flexible de 740 x 11 nm; cada partícula contiene una molécula simple de ARN compuesta aproximadamente de 9700 nucleótidos. En el cultivo de Chile se han identificado cepas de este virus que difieren de las que infectan plantas de papa (Arteaga y Ponz, 2003). De acuerdo con D’Aquino *et al.*, (1995) se reconocen tres cepas o grupos de este virus; la causante de la necrosis de las venas del tabaco (PVYN); la común (PVY) y la de la franja stipple de la papa (PVYC), las cuales se diferencian por los síntomas producidos y por la capacidad de ser transmitidos por áfidos.

2.3.5.2 Sintomatología

Los síntomas más comunes en Chile consisten en un aclaramiento sistémico de las venas que conduce a un mosaico o moteado y, generalmente a un bandeo de color verde oscuro de venas de las hojas. También es posible que se desarrolle una necrosis en venas y peciolos. En algunos casos estos síntomas son seguidos por una necrosis del tallo y de las yemas apicales, defoliación y la muerte de la planta. Se han reportado otros síntomas asociados con la infección por PVY como enanismo, distorsión foliar, aborto de flores y reducción en el tamaño del fruto. En el fruto de algunos cultivares de Chile se pueden presentar manchas necróticas y mosaicos así como deformaciones (Arteaga y Ponz, 2003).

2.3.5.3 Epidemiología

En el campo la única manera por la cual se disemina el PVY es por medio de áfidos, de manera no persistente; no se ha reportado transmisión por semilla, polen o contacto por lo que dos factores principales afectan el ciclo y la epidemiología de la enfermedad: la presencia de áfidos y de un reservorio del virus. Más de 25 especies de áfidos pueden transmitir este virus pero se ha reconocido que *M. persicae* es el vector más eficiente, aún bajo condiciones de invernadero, aunque es probable que juegue un papel importante en la dispersión secundaria del virus, especialmente cuando llega tarde en el ciclo de cultivo. Los áfidos que llegan al cultivo inmediatamente después del trasplante, como los del género *Aphis* parecen tener mayor importancia en la diseminación primaria del virus (Pérez *et al.*, 1996; Arteaga y Ponz, 2003).

2.3.6 Virus del Moteado del Chile (VMC)

(PepMoV: Pepper Mottle Virus)

La distribución de este virus parecía encontrarse limitada al hemisferio occidental, específicamente al sur de Estados Unidos (Florida, Nuevo México, Texas, Arizona y California), India, México y Centro América (El Salvador), aunque también ha sido identificado en Corea (Sutic *et al.*, 1999; Murphy y Zitter, 2003; Cerkauskas, 2004; Han *et al.*, 2006).

2.3.6.1 Agente Causal

El PepMoV posee partículas filamentosas, flexuosas con una longitud entre 729 – 745 nm y una clase modal de 737 nm (Purcifull *et al.*, 1975), aunque se reporta en Corea la presencia de inclusiones cilíndricas de este virus en hojas de chile infectadas con ese virus. El punto de inactivación térmica del PepMoV es de 45 a 75 °C y su punto final de dilución es de 10⁻¹ a 10⁻⁴ (Han *et al.*, 2006).

2.3.6.2 Sintomatología

En plantas de chile el síntoma clave es el moteado sistémico de las hojas aunque algunas cepas del virus pueden causar una malformación severa de los frutos. Algunos aislamientos del patógeno pueden causar necrosis sistémica y muerte apical de los frutos. En algunas plantas se presentan rebrotes de tejido infectado bajo los brotes muertos. Las plantas infectadas en etapas tempranas pueden mostrar enanismo severo y hojas deformes y de menor tamaño, sin embargo, si la infección ocurre en plantas cercanas a la madurez se podría manifestar una clorosis sistémica

acompañada de deformación foliar (ampollado) y enanismo ligeros (Rodríguez *et al.*, 2002; Murphy y Zitter, 2003; Cerkauskas, 2004).

2.3.6.3 Epidemiología

El PepMoV es transmitido de manera no persistente por ninfas y adultos de *M. persicae*, considerada como la especie más eficiente aunque también puede ser transmitido por la savia que facilita su diseminación durante el manejo de la plántula y posteriormente del cultivo (Sutic *et al.*, 1999); los áfidos *A. gossypii* y *A. craccivora* también transmiten al PepMoV, (Cerkauskas, 2004). Murphy y Zitter (2003) señalan que en un limitado número de variedades del género *Capsicum* no se ha reportado la transmisión por semilla de este patógeno, aunque Cerkauskas (2004) indica que el PepMoV no se transmite por semilla. No se dispone de información acerca de la transmisión por semilla en maleza (Murphy y Zitter, 2003). Este virus puede ser transmitido mecánicamente por medio de la savia o por injerto pero no por simple contacto entre plantas (Cerkauskas, 2004). Las malas hierbas conocidas como mala mujer (*Solanum elaeagnifolium* Cav.) y correhuela (*Convolvulu sarvensis* L.) han sido reconocidas como hospederas de este virus (Rodríguez *et al.*, 2002).

2.3.7 Virus Huasteco del Chile (VHC)

(PHYVV: Pepper Huasteco Yellow Vein Virus)

Los trabajos realizados por Torres *et al.*, (1996) indicaron que este patógeno se encontraba ampliamente distribuido en México, tanto en Chile como en jitomate en ambas franjas costeras como en el centro del país. Se cree que el rendimiento de las

plantas de Chile infectadas con PHYVV se reduce pero no existen datos definitivos sobre el impacto de la infección (Brown, 2003b).

2.3.7.1 Agente Causal

El PHYVV es un miembro del género *Begomovirus* en la familia *Geminiviridae*, posee un genoma bipartita de aproximadamente 5.2 kb, codificando seis o siete proteínas. Las comparaciones con otros begomovirus indican que el PHYVV está distantemente relacionado con otros begomovirus de América que infectan al Chile incluyendo al Chino del Tomate virus, Sinaloa Tomato Leaf Curl Virus y al complejo del PepGMV (Brown, 2003b).

2.3.7.2 Sintomatología

Las plantas de Chile infectadas por este virus son de menor tamaño; sus venas toman una coloración amarillo brillante después de la inoculación; las hojas infectadas manifiestan un mosaico difuso. El número de frutos es reducido en las plantas infectadas (Brown, 2003b).

2.3.7.3 Vector: Mosquita Blanca: *Bemisia tabaci* Genn.

El vector del PHYVV y PepGMV es el insecto conocido como mosquita blanca, originaria del oriente asiático pero actualmente distribuida en los cinco continentes; es una especie polífaga que se alimenta de las plantas pertenecientes a 200 géneros en 63 familias diferentes. Los adultos miden aproximadamente un mm y cuando se encuentran en reposo pliegan las alas en forma de un tejado de dos aguas; presenta

ojos rojos, el cuerpo es de color amarillo recubierto por una secreción cerosa, como un polvo blanco que también cubre las alas, patas y antenas y que es producida por unas glándulas situadas en el abdomen (Nuez *et al.*, 2003). Los huevecillos son de forma elipsoidal, de 0.2 a 0.3 mm de largo, de color blanquecino que cambia al marrón al acercarse la eclosión. Las larvas, que pasan por cuatro estadios, son móviles solamente en el primero, en el cuarto estadio se forma la ninfa, de la cual se le pueden observar los ojos como dos pequeñas manchas rojizas (Nuez *et al.*, 2003).

2.3.7.4 Epidemiología

Existe poca información acerca de la epidemiología del PHYVV en parcelas de Chile aunque se sabe que puede presentarse aun cuando las poblaciones locales de mosquita blanca sean bajas; el virus posee un rango reducido de hospederos y no hay evidencia de que pueda transmitirse por semilla (Brown, 2003b). De acuerdo con los resultados obtenidos por Medina y Ramos, (2008) se demostró la capacidad de adquirir y transmitir simultáneamente al PHYVV y al PepGMV por el vector *B. tabaci*; el insecto requirió de periodos de acceso de una hora para adquirir ambos virus y un mínimo de 48 horas para que el vector transmitiera los patógenos a una planta. En las plantas de Chile el movimiento sistémico del PepGMV es apoyado por el PHYVV mientras que el PepGMV no complementa el movimiento del PHYVV (Méndez *et al.*, 2003).

2.3.8 Virus del Mosaico Dorado del Chile (VMDC) (PepGMV: Pepper Golden Mosaic Virus)

La presencia de este virus ha sido mencionada en el centro del estado de Veracruz donde infectaba plantas de los chiles tipo Chiltepín, Bolita, Jalapeño,

Manzano y Habanero (Landa, 2012). En Tamaulipas en plantas de chile serrano, las pérdidas en rendimiento causadas por este virus pueden alcanzar hasta el 43% (Yáñez *et al.*, 1991).

2.3.8.1 Agente Causal

Según Brown (2003a), el PepGMV podría ser un complejo de genotipos estrechamente relacionados, pertenecientes al género Begomovirus, en la familia Geminiviridae, que ocurren en mezclas o individualmente. Los miembros de este complejo viral poseen un genoma bipartito consistente en aproximadamente 5.2 kb. Los dos componentes genómicos, denominados A y B, contienen seis o siete genes que codifican las proteínas necesarias para que el virus complete un ciclo infeccioso.

2.3.8.2 Sintomatología

Las plantas de chile infectadas con este virus exhiben un rango amplio de síntomas, dependiendo de la composición del complejo presente y de la especie o variedad de chile infectada. Las plantas infectadas podrán mostrar un mosaico foliar cuyo color variará de amarillo opaco hasta un dorado brillante. De acuerdo con (Rentería *et al.*, 2011) al inocular plantas de chile con PepGMV los primeros pares de hojas que emergieron a los 7 a 14 días después de la inoculación mostraban síntomas de amarillamiento y distorsión. Cuando este virus se inoculó simultáneamente con PHYVV, los síntomas anteriores aparecieron con mayor severidad, no mostraron remisión y usualmente las plantas infectadas no tuvieron producción. Los síntomas asociados con la infección de plantas de chile por PepGMV en Baja California Sur

fueron deformación foliar, mosaicos, clorosis intervenal y arrugamientos foliares (Holguín *et al.*, 2004). El impacto en la producción es igualmente severo si las plantas son infectadas en etapas tempranas, aun cuando la infección sea debida solamente a PepGMV (Carrillo *et al.*, 2007).

2.3.8.3 Epidemiología

En Baja California Sur, México, se ha reportado que este virus puede ser transmitido de manera persistente por las mosquitas blancas *B. tabaci* y *B. argentifolii* Bellows & Perrings; en forma natural se encontró en la maleza conocida como toloache (*Datura discolor* Bernh.) mostrando síntomas como clorosis y mosaicos (Holguín *et al.*, 2004). Los miembros de este complejo de geminivirus no son transmitidos por semilla aunque algunos de ellos pueden ser mecánicamente transmitidos, con dificultad, de planta a planta; la enfermedad es más severa cuando las parcelas de chile se localizan en la cercanía de parcelas de jitomate (Brown, 2003a).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Localización del experimento

El presente estudio se realizó en el campo experimental de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro UAAAN- UL, que se encuentra ubicada entre el periférico Raúl López Sánchez y carretera Santa Fe, Torreón, Coahuila.

La Comarca Lagunera se localiza a 24° 22' de altitud norte y 102° 22' de longitud Oeste, a 1,120 msnm.

3.2 Preparación del terreno

Con el fin de lograr una preparación adecuada del terreno que permita el buen desarrollo de la raíz y de la parte aérea de la planta se procedió a realizar un subsuelo para romper la capa superficial a una profundidad de 40 cm, en seguida se le pasó un arado con el fin de voltear las capas profundas del suelo y exponerlas a las condiciones ambientales durante un periodo de dos semanas, después de transcurrido ese periodo se realizaron dos pasadas de rastra de discos (la segunda de manera transversal) con el fin de destruir los terrones grandes del suelo, después de esto se procedió a construir los surcos de siembra los cuales se colocaron a cada 120 cm de distancia.

3.3 Sistema de riego

Se estableció un sistema de riego por goteo con toma de agua de tubería de PVC de 2 pulgadas en la orilla de la parcela, a este se le colocaron conectores individuales para instalar una cintilla calibre 6,000 con goteros ubicada a cada 25 cm.

3.4 Riego de Siembra

Este se llevó a cabo el día 7 de abril del 2014, con el fin de lograr una suficiente humedad para que el terreno se encuentre a capacidad de campo y las condiciones fueran favorables, ya que en la Comarca Lagunera las fechas de siembra para el cultivo de chile Jalapeño es a finales del mes de Marzo y primeros del mes de Abril.

3.5 Variedades para siembra

Las plántulas de las dos variedades Bravo y Bronco fueron donadas por un agricultor de chile Jalapeño de la localidad, se contó con 6 charolas de 200 cavidades con plántulas con una altura de 25 cm y una vez estando bajo nuestros cuidados se les llevó al invernadero que se encuentra dentro de la UAAAN-UL y se mantuvieron ahí hasta que estuvieran listas para poder ser trasplantadas.

3.6 Trasplante

Previo al trasplante se aplicaron tres riegos pesados de 6 horas cada uno para almacenar humedad en el suelo, las plántulas de chile tenían un promedio de 25 cm de altura con 6 hojas verdaderas producidas en charolas de unicel de 200 cavidades, el trasplante se realizó el día 7 de abril del 2014 con aplicación de agua, colocando las plantas a 35 cm contando con 15 plantas por surco, donde se establecieron un total de 45 plantas por parcela.

3.7 Características de las variedades y densidad de siembra

Se trasplantaron las variedades Bravo y Bronco, la variedad Bravo se distingue por el color del fruto ya que su color es verde oscuro y de buen peso, esto se ve reflejado en su calidad, y la variedad Bronco se distingue por su tamaño y forma del fruto. Las parcelas están formada de tres surcos de 8 m de largo y 1.20 m de ancho y las plantas se trasplantaron a 35 cm de distancia entre plantas.

3.8 Control de maleza en el cultivo

Durante el ciclo del cultivo se presentaron varios tipos de maleza como zacate Johnson (*Sorghum halepense*), Correhuela (*Convolvulus arvensis*), Quelite (*Amaranthus hybridus* L). Para el control de estas malas hierbas se realizó de manera manual, utilizando el azadón y machete una vez por semana durante todo el ciclo de vida del cultivo.

3.9 Cosecha de chile Jalapeño en la parcela útil

La cosecha se realizó de manera manual, marcando con estacas y rafia la parcela útil a cosechar. Cada parcela estaba conformada de tres surcos, tomándose como parcela útil solo el surco central. La primera cosecha se realizó el día 26 de junio del 2014 y así sucesivamente cada semana hasta llegar a la sexta y última cosecha que fue el día 06 de Agosto del 2014.

3.10 Diseño experimental y tamaño de la parcela

El diseño experimental que se utilizó comprende la utilización de tres tratamientos con cuatro repeticiones, los cuales se distribuyeron en un diseño de

bloques al azar en arreglo de parcelas divididas, mientras que el lote experimental está formado por un total de 24 parcelas con tres surcos de 8 m, para tener un área total de 115.2 m².

3.11 Tratamientos

Los tratamientos a evaluar fueron los siguientes:

1. Cobertura con Agribon: Se colocaron alambrones de $\frac{3}{4}$ de diámetro a una distancia de un metro entre sí en la parcela, la medida del Agribon fue 1.80 m y se colocó sobre el alambre anclando al suelo en la extremidad del surco con el fin de sellar la parcela y evitar la entrada de insectos las plantas se cubrieron durante seis semanas.
2. Aplicación de insecticida para el control de insectos plaga: En este tratamiento se realizaron aplicaciones de insecticidas con el fin de eliminar tanto insectos vectores como insectos plaga, el periodo de aplicación se inició el 1 de mayo y se terminó 10 de agosto.
3. Testigo sin control químico: En este tratamiento no se realizaron aplicaciones de insecticidas.

Cuadro 1. Insecticidas utilizados para el control de plagas durante el ciclo del cultivo de chile.

Insecticida	Ingrediente activo	Dosis
PLENUM® 50 GS	Pymetrozine:1,2,4-Triazin-3-(2H)-ona,4,5-dihidro-6 metil-4-[(3-piridinilmetilen) amino].	27gr/18Lts agua
AGROSULFAN 35 CE	Endosulfan: Hexaclorodo hexahidro metano-2, 4,3-benzodioxatiepín 3-óxido.	68ml/18Lts agua
PLATINO ® 375 CE	Fenpropatrín: (RS)-alfa-ciano-3-fenoxibencil-2, 2, 3,3-tetrametil ciclo propano carboxilato.	37ml/18Lts agua
DANAPYR MR 40 CE	Dimetoato:0,0-Dimetil-S-(N-metilcarbamoilometilo) fosforoditioato.	25ml/18Lts agua
MOVENTO® 100 SC	Spirotetramate	25ml/18Lts agua
ENGEO®	Thiametoxam: 3-(2-Cloro-1,3-tiazol-5-ilmetil)-1,3,5-Oxadiazinan-4-iledino (nitro) amino.	25ml/18Lts agua

3.12 Variables evaluadas

A.-Población de insectos vectores

Con el fin de conocer los principales insectos vectores de virus en Chile y su comportamiento en los diferentes tratamientos durante el ciclo del cultivo se llevaron a cabo muestras semanales. Se tomaron 3 hojas jóvenes de 10 plantas en cada uno

delos diferentes tratamientos y se realizó el conteo de insectos adultos mosquita blanca (*Bemisia tabaci*) y pulgones (*Myzus Persicae*) en el envés de la hoja, estos conteos se llevaron a cabo en las primeras horas de la mañana.

B.-Incidencia de virus

Con el fin de determinar la incidencia de virus en cada tratamiento se llevaron a cabo lecturas semanales para conocer el número de plantas mostrando síntomas en cada parcela, cada uno de los tratamientos contaba con 15 plantas por parcela.

C.-Identificación de virus

Con el fin de conocer los virus que se encontraron presentes en el cultivo se tomó una muestra compuesta de hoja con síntomas representativos de cada planta infectada y se envió para su análisis mediante el método de ELISA (Inmunosorbencia con Enzimas Conjugadas) al laboratorio Biociencia de Monterrey, Nuevo León. Las muestras fueron probadas con anti sueros de los siguientes virus:

1. Virus del Mosaico de la Alfalfa(AMV)
2. Cucumovirus del Mosaico del Pepino(CMV)
3. Tospovirus de la Mancha Necrótica del Impatients(INSV)
4. Potexvirus del Mosaico del Pepino(PepMV)
5. Tobamovirus del Moteado Atenuado del chile (PMMoV)
6. Potyvirus Y de la Papa (PVY)
7. Potyvirus del Jaspeado del Tabaco (TEV)
8. Tobamovirus del Mosaico del Tabaco (TMV)
9. Nepovirus de la Mancha Anular del Tabaco (TRSV)

10. Nepovirus de la Mancha Anular del Tomate (ToRSV)

11. Grupo Potyvirus

12. Tospovirus de la Marchitez Manchada del Tomate (TSWV)

Una muestra semejante fue enviada a CIDIR-IPN ubicado en Guasave, Sinaloa (Dr. Jesús Méndez Lozano) para su análisis por el método de PCR (Reacción en Cadena de la Polimerasa).

3.13 Análisis estadístico

Los datos obtenidos para cada parámetro se analizaron mediante el paquete estadístico, Statistical Analysis System (SAS). En el caso de detectar diferencia estadística entre los valores de las variables se utilizó prueba de diferencia mínima significativa.

IV. RESULTADOS

4.1 Población de insectos vectores

4.1.1. Mosquita Blanca (*Bemisia tabaci*)

La Mosquita blanca fue el insecto vector de mayor prevalencia en el ciclo del cultivo. Se determinó que si existió variación significativa de la población de adultos de este insecto entre los diferentes tratamientos durante el transcurso del experimento; (cuadro 2) poblaciones más altas (0.63 y 0.62%) en Bravo y Bronco respectivamente se presentaron en las parcelas que consistían de 15 plantas por tratamiento, el tratamiento sin control, mostro diferencia estadística significativa en la mayoría de las fechas de muestreo, las parcelas con Agribon mostraron el menor valor promedio de adultos de mosquita blanca (0.29 en la variedad Bravo y 0.44 en la variedad Bronco).

En el caso del tratamiento con Agribon la Mosquita blanca se presentó solo hasta que la cubierta fue retirada, lo cual significó ausencia total del insecto durante las primeras seis semanas de crecimiento de las plantas, las parcelas con control químico del insecto presentaron un población intermedia de adultos en un promedio de 0.52 y 0.44 adultos por parcela en las variedades Bravo y Bronco respectivamente.

En la figura 1 se muestra el comportamiento de adultos de mosquita blanca durante el transcurso de las fechas de muestreo.

Cuadro 2 .Población de mosquita blanca por parcela de 10 plantas en las dos variedades de chile para diferentes tratamientos, UAAAN-UL, 2014.

Fechas	Agribon Bravo	Con control Bravo	Sin control Bravo	Agribon Bronco	Con Control Bronco	Sin control Bronco	Promedio
6 Junio	0a	0.30a	0.63b	0a	0.55a	0.65b	0.35
14 Junio	0a	0.50a	0.87b	0a	0.38a	1.17a	0.48
23 Junio	0.12a	0.10a	0.10a	0.20a	0.25a	0.30a	0.17
2 Julio	0.52a	0.70b	0.85b	0.70b	0.92b	0.70b	0.73
17 Julio	0.42a	0.55a	0.52a	0.42a	0.50a	0.57a	0.49
28 Julio	0.37a	0.90b	0.55a	0.82b	0.45b	0.65b	0.62
5 Agosto	0.65b	0.62b	0.92b	0.97b	0.57b	0.30b	0.67
Promedio	0.29	0.52	0.63	0.44	0.51	0.62	

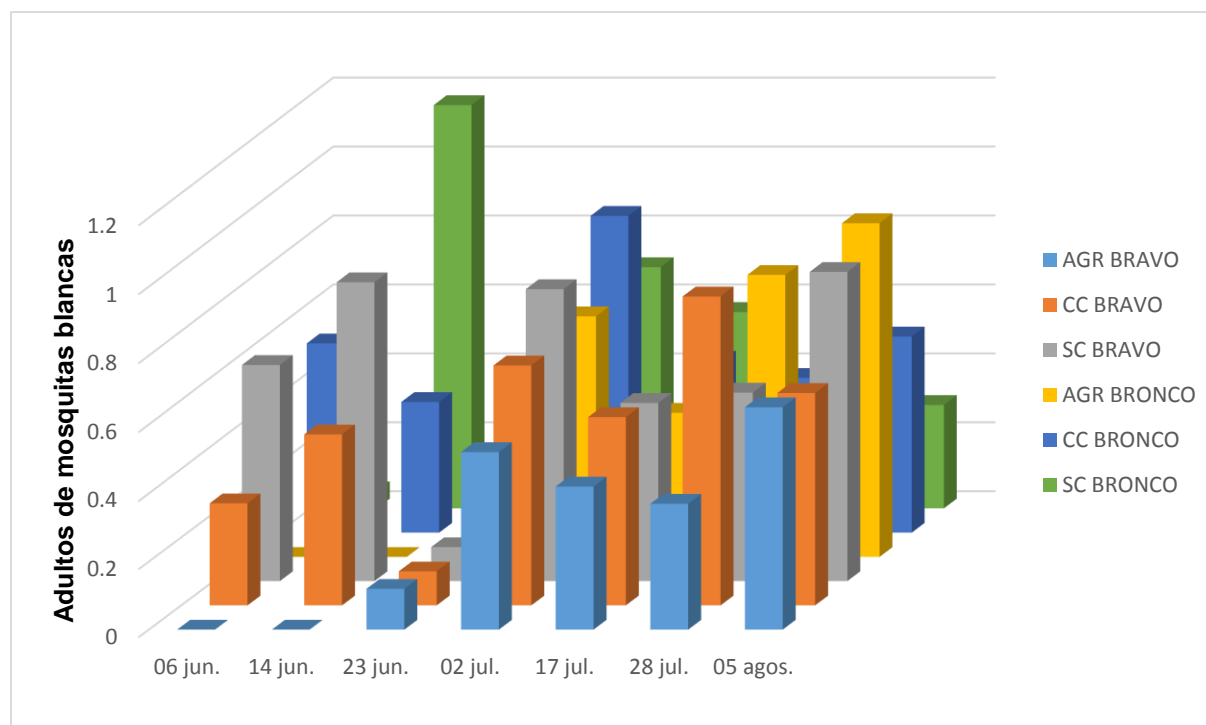


Figura 1. Comportamiento poblacional de mosquita blanca en las dos variedades de chile con diferentes tratamientos, UAAAN-UL, 2014.

4.1.2 Pulgones adultos (*Myzus Persicae*)

Después de la Mosquita blanca, los pulgones (*Myzus Persicae*) fueron los insectos que le siguieron en importancia aunque su población se mantuvo baja durante todo el ciclo, lo cual originó que no se detectaron diferencias estadísticas significativa entre tratamiento (cuadro 3).

Se puede observar que la población más baja de este insecto se presentó en el tratamiento con Agribon (promedio de 0.06 adultos pulgones por parcela en las dos variedades), mientras que en el tratamiento testigo se presentaron las poblaciones más altas en un promedio de adultos por parcela de 0.175 en la variedad Bravo y 0.211 en la variedad Bronco. Las parcelas con control químico presentaron una población intermedia de 0.115 y 0.097 pulgones por hoja respectivamente, (Figura 2).

Cuadro 3. Poblacion de pulgones adultos por parcela de 10 plantas en las dos variedades de chile para diferentes tratamientos, UAAAN-UL, 2014.

Fechas	Agribon Bravo	Con control Bravo	Sin control Bravo	Agribon Bronco	Con Control Bronco	Sin control Bronco	Promedio
6 Junio	0	0	0.20	0	0.20	0.25	0.108
14 Junio	0	0.07	0.27	0	0.17	0.17	0.113
23 Junio	0.15	0.10	0.27	0.25	0.07	0.42	0.21
2 Julio	0	0.17	0.10	0.02	0.07	0.07	0.07
17 Julio	0	0.20	0.02	0	0.05	0.35	0.103
28 Julio	0.02	0.20	0.32	0.10	0.07	0.07	0.13
5 Agosto	0.25	0.07	0.05	0.05	0.05	0.15	0.103
Promedio	0.06	0.115	0.175	0.06	0.097	0.211	

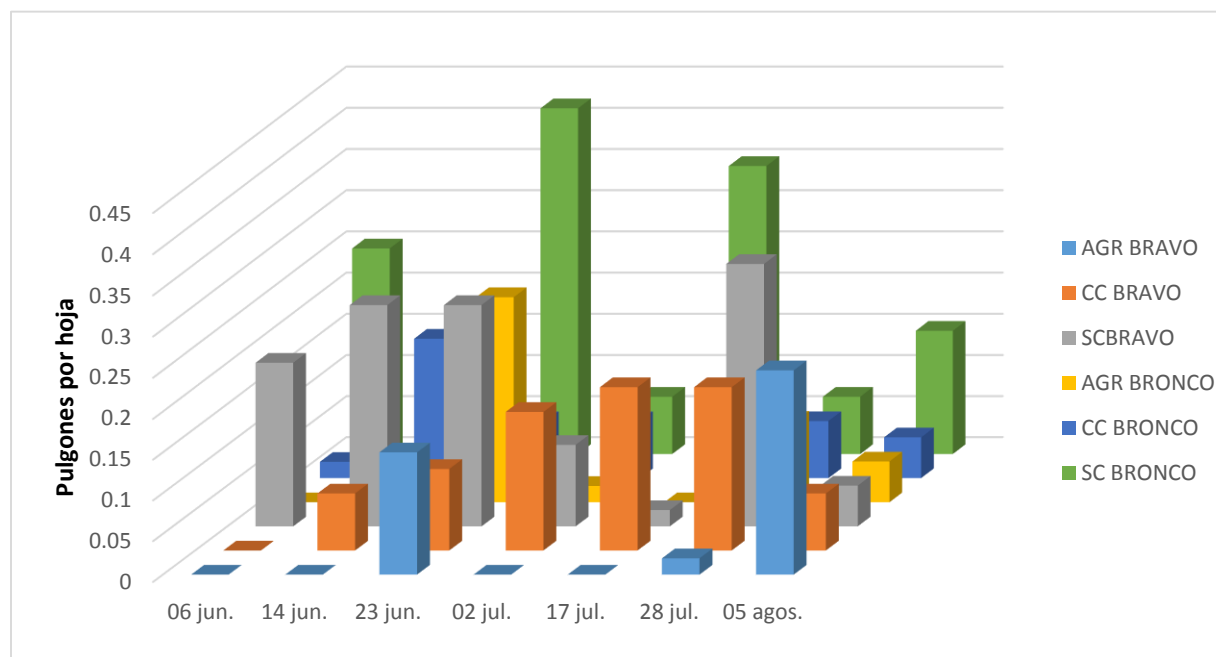


Figura 2. Comportamiento poblacional de pulgones en las dos variedades de Chile con diferentes tratamientos, UAAAN-UL, 2014.

4.2 Incidencia de Virus

Para esta variable se encontró diferencia estadística altamente significativa. Como se puede observar en el cuadro 4, la mayor incidencia de virosis se encontraron en el tratamiento sin control (testigo), para la variedad Bravo con un promedio de 37.91% de plantas enfermas y para la variedad Bronco con un promedio de 27.91% de plantas enfermas al final del ciclo, mientras que el tratamiento con Agribon se observó el menor porcentaje de plantas enfermas con promedio de 27.77% en la variedad Bravo y para la variedad Bronco con un promedio de 20.27% (Figura 3).

Cuadro 4. Porcentaje de plantas con síntomas de virus en Chile para diferentes tratamientos, UAAAN-UL, 2014.

Fechas	Agribon Bravo	Con control Bravo	Sin control Bravo	Agribon Bronco	Con Control Bronco	Sin control Bronco	Promedio
2 Junio	1.11a	7.49b	3.33a	0a	0.83b	4.16b	2.82
25 Junio	5.82b	9.99b	10a	2.22a	1.66a	10a	6.61
15 Julio	6.66b	16.66b	19.16b	9.99b	11.66b	13.33b	12.91
24 Agosto	27.77b	30.96b	37.91b	20.27b	25.83b	27.91b	28.44
Promedio	10.34	16.27	17.6	8.12	9.99	13.85	

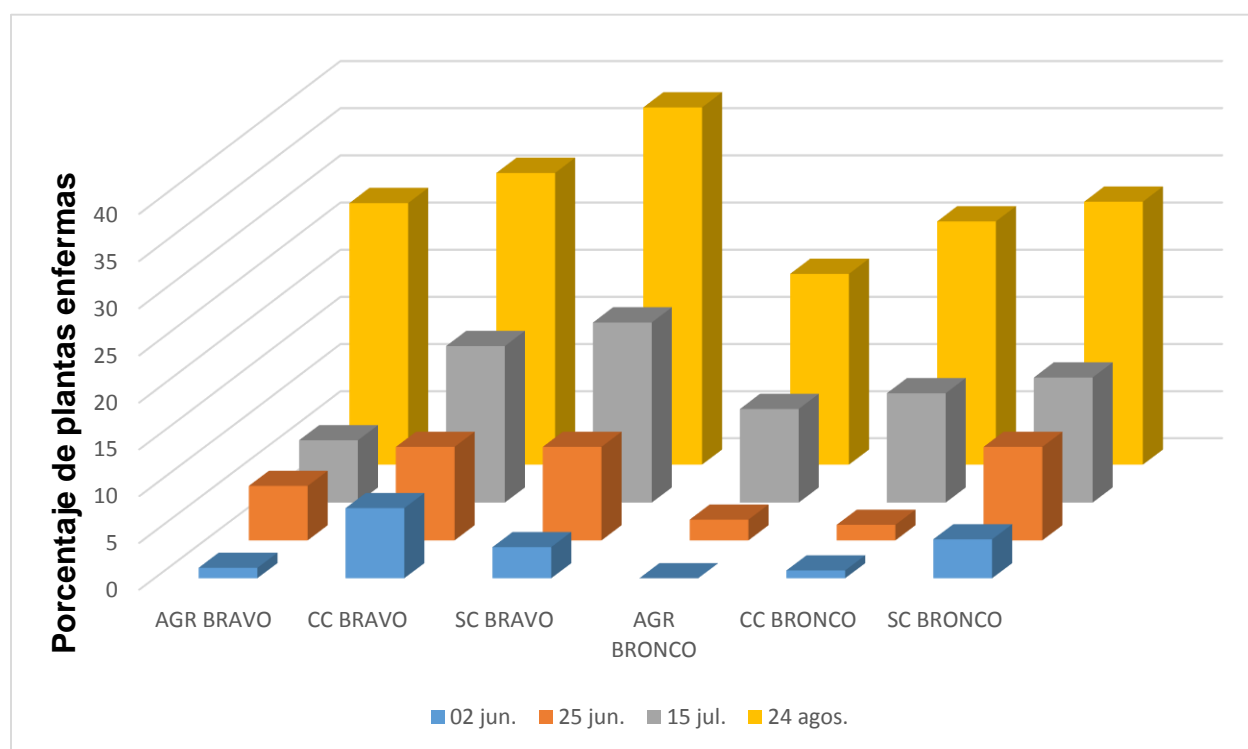


Figura 3. Porcentajes de plantas con síntomas de virus en Chile. UAAAN

4.3 Identificación de Virus

Los síntomas observados en las hojas de las plantas infectadas por virus, fueron Mosaico Amarillo Brillante, Moteado Clorótico, Clorosis en las márgenes de las hojas, enrollamiento del elevó a medio y ampollas en la lámina foliar.

4.3.1 Virus Transmitidos por mosca blanca

La principal sintomatología observada en las hojas de las plantas se inició como un Mosaico Dorado en la base de las hojas, el cual se extendió en algunos casos hasta cubrir la hoja. En ocasiones se, acompañó por deformación de la hoja.

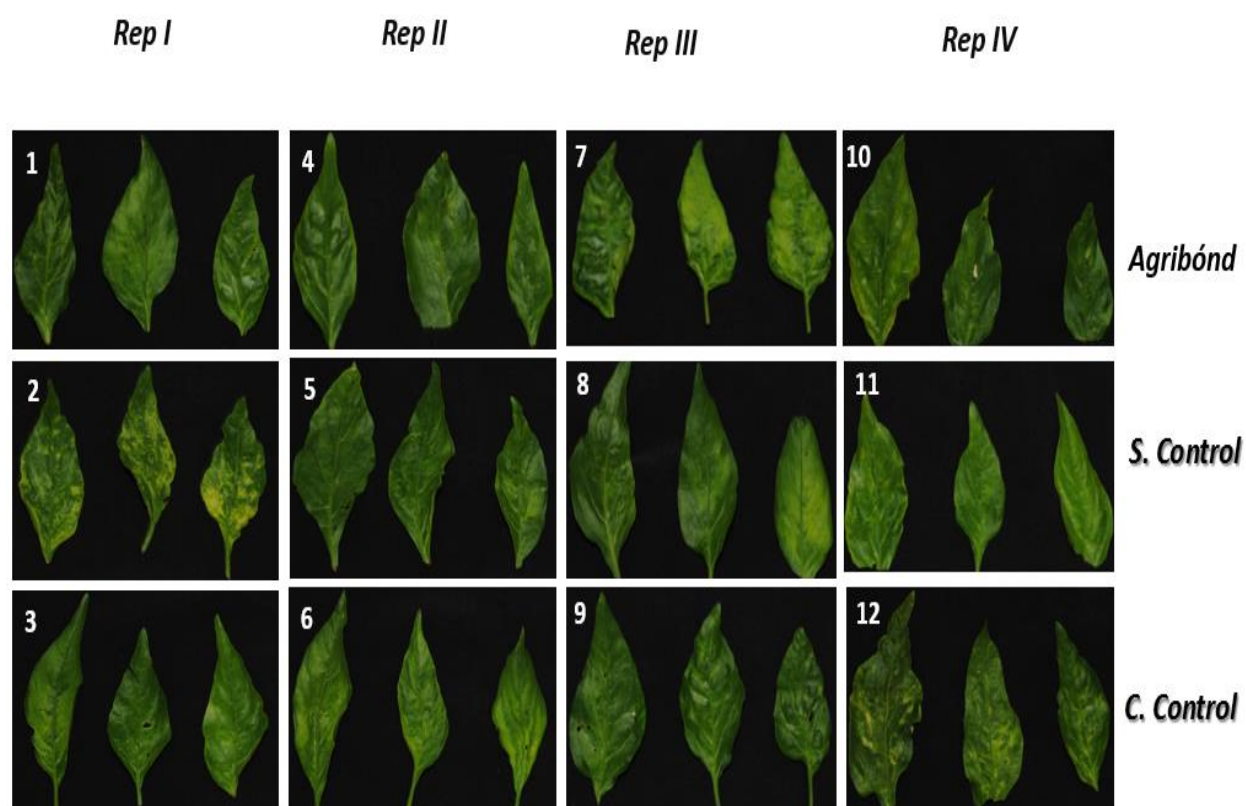


Figura 4. Sintomatología observada en plantas de Chile colectadas en Torreón, Coahuila, UAAAN-UL, 2014.

Detección molecular de *Begomovirus*, *Candidatus Liberibacter solanacearum* (CLs) y *Fitoplasmas* en Chile.

En cuadro 5 se presentaron los resultados de la prueba de PCR (Reacción en Cadena de la Polimerasa) de las muestras enviadas al laboratorio, (Figura 4).

Cuadro 5. Virus identificados en muestras de Chile con PCR.

No	Muestra	Begomo virus	CLs	Fitoplasmas
1	Rep I. Agribon Bravo	+	-	-
2	Rep I. C. Control Agribon Bravo	+	-	-
3	Rep I. S. Control Agribon Bravo	+	-	-
4	Rep II. Agribon Agribon Bronco	-	-	-
5	RepII. C. Control Agribon Bronco	+	-	-
6	Rep II. S. Control Agribon Bronco	+	-	-
7	Rep III. Agribon Bravo	+	-	-
8	Rep III. C. Control Agribon Bravo	+	-	-
9	Rep III. S. Control Agribon Bravo	+	-	-
10	Rep IV. Agribon Bronco	+	-	-
11	Rep IV. C. Control Agribon Bronco	-	-	-
12	Rep IV. S. Control Agribon Bronco	+	-	-

Nota. 1) Género *Begomovirus*, Familia *Geminiviridae*, transmitido por mosca blanca.

2) *Candidatus Liberibacter solanacearum* (CLs), transmitidos por psilidos

3. Fitoplasmas, transmitidos por psilidos.

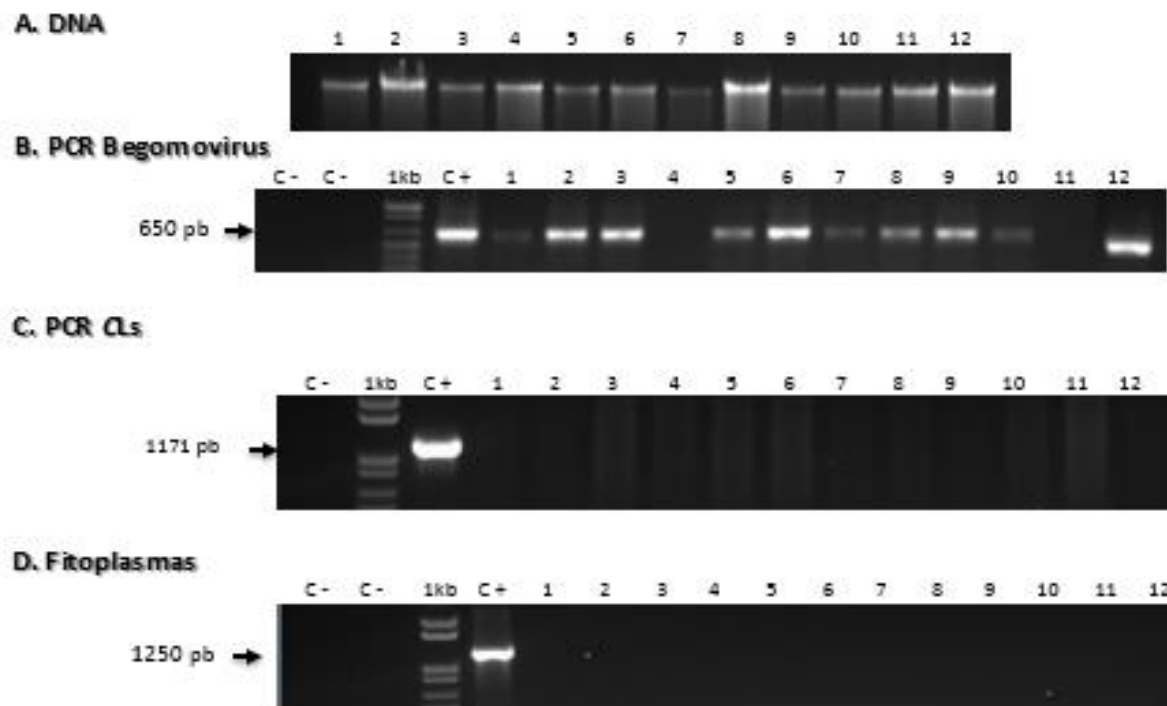


Figura 5. Detección molecular de *Begomovirus*, *Candidatus Liberibacter solanacearum* (CLs) y fitoplasmas por PCR en muestras de Chile. A, Extracción de DNA de tejido de Chile, B, Detección por PCR anidado de *begomovirus*. C, Detección por PCR CLs. D, Detección por PCR anidado de fitoplasmas. Líneas 1 a la 12 según datos del cuadro. Control negativo (C-). Control positivo (C+). PCR (Reacción en cadena de la Polimerasa). La banda blanca presente en los geles (cuadros negros) indican la detección del patógeno correspondiente.

4.3.2 Virus transmitidos por pulgones

Las pruebas de identificación de virus transmitidos por pulgones (*Myzus Persicae*) llevados a cabo con el método de ELISA (Inmunosorbencia con Enzimas Conjugadas) reconocieron la presencia solamente al Virus Mosaico del Pepino. El cual es responsable de la ocurrencia de Mosaico y deformación de la hoja.

V.DISCUSIÓN

La presencia de virus en Chile y sus métodos de manejo han sido discutidos por varios autores. En el presente estudio se encontró que el uso del Agribon para cubrir las plantas durante las primeras seis semanas de su desarrollo presentó el menor porcentaje de plantas enfermas. Esto concuerda con los resultados presentados por Alamilla *et al.*, (1991) quienes explican que las cubiertas flotantes son barreras físicas que tiene como función impedir la llegada de insectos transmisores de Virus al cultivo, la clave del éxito de esta tecnología radica en determinar de acuerdo al cultivo, la etapa óptima de destape del cultivo y el tiempo de colocación de la cubierta.

En este estudio se determinó que la Mosquita blanca fue el insecto de mayor población durante el desarrollo del cultivo. Esto concuerda con lo publicado por Nava y Cano (2000) quienes reconocieron que este insecto se encuentra ampliamente distribuido en la región y que su prevalencia ha sido dominante a través de los años desplazando en importancia a otros insectos, como los pulgones.

El control de insectos vectores de virus, por medio del uso de insecticidas ha sido considerado como una alternativa prometedora para disminuir el daño. El estudio determinó que el programa de aplicaciones se redujo, disminuyendo la incidencia de plantas con síntomas de Virus en relación al testigo. Los mismos resultados fueron observados por Nava *et al.*, (2004) quienes obtuvieron una reducción de hasta un 55%

de plantas de tomate con síntomas de virosis al ser tratados con insecticidas en relación al testigo.

Durante el desarrollo del experimento se identificó la presencia en las plantas de chile el Virus Mosaico Dorado del chile (VMDCh), y el Virus Huasteco de la Vena Amarilla del Chile (VHVACH), ambos transmitidos por Mosquita blanca y perteneciente al grupo de los Begomovirus en infección mixta, y el Virus Mosaico del Pepino (VMP) el cual es transmitido por pulgones.

Las infecciones virales mixtas por Virus de la misma familia han sido comunes en plantas de Chile a nivel mundial, esto concuerda con lo indicado por Abdalla *et al.*, (1991) y por Méndez *et al.*, (2002) los primeros autores diagnosticaron la presencia de los dos Begomovirus afectando al cultivo del chile en California, mientras que los segundos determinaron la interacción entre miembros de estos dos virus como mezcla ocurriendo de manera natural en el cultivo del chile en México.

La transmisión simultánea de estos dos virus en el cultivo del chile para la Mosquita blanca (*Bemisia tabaci* Genn). Ha sido documentada con anterioridad (Medina *et al.*, 2008).

La interacción de estos dos Begomovirus con el Virus Mosaico del Pepino ha sido documentada por Fraire *et al.*, (2011), quienes encontraron esta misma

combinación ocurriendo de manera natural en campos de cultivos de chiles
enfermedades en México.

VI.CONCLUSIONES

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

1. El insecto vector de virus que se presentó con mayor población durante el experimento fue la Mosquita blanca (*Bemisia tabaci*), seguido por los pulgones adultos (*Myzus Persicae*) en baja población.
2. El tratamiento sin control presentó la población más alta de Mosquita blanca (0.63 y 0.62 para Bravo y Bronco respectivamente).
3. La menor población de Mosquita blanca se registró en el tratamiento con Agribon (0.29 y 0.44 para Bravo y Bronco respectivamente).
4. El mayor porcentaje de plantas con síntomas de virosis se presentó en el tratamiento sin control con las dos variedades (17.6 y 13.85).
5. El síntoma de virus con mayor incidencia fue del tipo de Mosaico Dorado.
6. Para los virus transmitidos por mosca blanca se identificaron a Virus del género Begomovirus por medio de PCR (la sintomatología corresponde a los Virus Mosaico Dorado del Chile, y al Virus Huasteco del Chile transmitidos por Mosca blanca).
7. Por el método de ELISA se identificó al Virus Mosaico del Pepino, el cual es transmitido por pulgones adultos.
8. Los virus que se identificaron en el cultivo del chile fueron, el Virus del Mosaico Dorado del Chile (VMDCh), y el Virus Huasteco de la Vela Amarilla del chile (VHVACH), del grupo de los begomovirus los cuales son transmitidos por Mosquita blanca, además

se identificó el Virus Mosaico del Pepino (VMP) del grupo cucumovirus, el cual es transmitido por pulgones adultos (*Myzus Persicae*).

VII.APENDICE

Cuadro 1. Anova para densidades de mosquita blanca en Chile. UAAAN-UL, 2014.

Fecha de muestreo	Grados de libertad	Valor F	Pr>F	CV (%)
6 Junio	1	1.32	0.2810	45.6
14 Junio	1	0.12	0.7323	35.21
23 Junio	1	7.61	0.0221	65.67
2 Julio	1	0.53	0.4855	42.20
17 Julio	1	0.00	0.9774	63.88
28 Julio	1	0.34	0.5758	43.83
5 Agosto	1	1.71	0.2230	27.89

Cuadro 2. Anova para densidades de pulgones en Chile. UAAAN-UL, 2014.

Fecha de muestreo	Grados de libertad	Valor F	Pr>F	CV (%)
6 Junio	1	1.32	0.2797	67.48
14 Junio	1	0.00	0.9553	110.52
23 Junio	1	0.76	0.4063	96.97
2 Julio	1	1.61	0.2358	83.14
17 Julio	1	3.37	0.0996	66.22
28 Julio	1	3.07	0.1139	43.83
5 Agosto	1	1.60	0.2375	67.72

Cuadro 3. Anova para densidades de plantas con síntomas de virus en Chile. UAAAN-UL, 2014.

Fecha de muestreo	Grados de libertad	Valor F	Pr>F	CV (%)
2 Junio	1	0.58	0.4650	9.04
25 Junio	1	1.54	0.2459	18.29
15 Julio	1	0.53	0.4867	29.70
24 Agosto	1	0	0	0

VII. LITERATURA CITADA

- Abdalla, A.O. and Ali, A. 2012. First report of Alfalfa Mosaic Virus associated with severe mosaic and mottling of pepper (*Capsicum annuum*) and white clover (*Trifolium repens*) in Oklahoma. *Plant Disease* 96:1705.
- Avilés G., M. C., U. Nava C., T.J. Garzón A., P.J. Wong J y V.J. Pérez J. 2004. Muestreo y Umbrales de Acción de Plagas en hortalizas .2004, N: Memoria. Manejo de Plagas en Cultivo de Tomate, Chile y Pepino. Fundación Produce Sinaloa, A.C. Culiacán, Sinaloa. pp. 17- 40.
- Agrios, G.N., M.E. Walker and D.N. Ferro.1985. Effect of Cucumber Mosaic Virus inoculation at successive weekly intervals on growth and yield of pepper (*Capsicum annuum*) plants. *Plant Disease* 69:52-55.
- Arteaga, M. and F. Ponz. 2003. Potato Virus Y. Pp. 35-36. In: Compendium of pepper diseases. (Ed. by K. Pernezny, P. D. Roberts, J. F. Murphy, and N. P. Goldberg). The American Phytopathological Society Press. St Paul, MN, USA. 63 p.
- AgriosG., N.2004. Fitopatología. Segunda edición. Editorial Limusa. 838 p.
- Ali, A. and M. Kobayashi. 2010. Seed transmission of Cucumber Mosaic Virus in pepper. *Journal of Virological Methods* 163:234- 237.

Avelar M., J.J. 1989. Intentos de Control de la marchitez del chile ocasionada por el hongo *Phytophthora capsici* L. en la región de Valsequillo, Puebla, México. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Posgraduados. Montecillo, Edo. De México.

Aktas, H., Abak, K., Sensoy, S. 2009. Genetic diversity in some Turkish pepper (*Capsicum annuum* L.) genotypes revealed by AFLP analyses. African Journal of Biotechnology 8(18): 4378–4386.

Black, L.L., Green, S.K., Hartman, and J.M. Poulos. 1991. Pepper diseases. A field guide. Asian Vegetable Research and Development Center. AVRDC Publication No. 91-347. 98 p.

Brown, J.K. 2003a. Pepper Golden Mosaic Virus. Pp. 30 – 32. In: Compendium of pepper diseases. (Ed. by K. Pernezny, P. D. Roberts, J. F. Murphy, and N. P. Goldberg). The American Phytopathological Society Press. St Paul, MN, USA. 63 p.

Brown, J.K. 2003b. Pepper Huasteco Yellow Vein Virus. Pp. 32. In: Compendium of pepper diseases. (Ed. by K. Pernezny, P. D. Roberts, J. F. Murphy, and N. P. Goldberg). The American Phytopathological Society Press. St Paul, MN, USA. 63 p.

- Bravo H. 1934. Estudio botánico acerca de las Solanáceas mexicanas del género *Capsicum*. Anales del Instituto de Biología. UNAM 5: 303-321.
- Barrera A., J. Ramos, I. Torres, M. González, M. Pérez, L. Guevara y R. González. 2008. Análisis de la expresión transcripcional inducida bajo condiciones de estrés biótico y abiótico en *Capsicum chinense* BG-3821. Agrociencia 42:95-106.
- Cortéz M., E. 1992. Monitoreo del Desarrollo Fenológico del Chile Serrano y sus Plagas Principales. Tesis de Maestría en Ciencias, Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro", Buenavista, Saltillo, Coahuila. 118 p.
- Creamer, R. 2003. Alfalfa Mosaic Virus. Pp. 24 – 26. In: Compendium of pepper diseases. (Ed. by K. Pernezny, P. D. Roberts, J. F. Murphy, and N. P. Goldberg). The American Phytopathological Society Press. St. Paul, MN, USA. 63 p.
- Cerkauskas, R. 2004. Pepper Mottle Virus. Pepper Diseases. Fact Sheet. Asian Vegetable Research and Development Center. AVRDC. Publication 04-591. 2 p.
- Chew M., I., P. Vega A. y A. J. Carrillo S. 2007. Detección del Virus del Mosaico del Pepino (CMV) y Virus Mosaico del Tabaco (TMV) en semilla de chile (*Capsicum annuum* L.) por la técnica ELISA. Memorias. XIX Semana Internacional de Agronomía, FAZ-UJED 188-191.

- Carrillo J., E. Lozoya. and R. Rivera, F.2007. Symptom remission and specific resistance of pepper plants after infection by Pepper Golden Mosaic Virus. *Phytopathology* 97:51-59.
- Costa, A.S., D.M. Silva and J.E. Duffus.1958.Plant Virus transmission by leaf miner fly. *Virology* 5:145-149.
- De Blas C., G. Carazo., S. Castro. y J. Romero. 1993. Estudios epidemiológicos sobre el Virus del Mosaico del Pepino en diferentes cultivos y provincias españolas: identificación serológica de los subgrupos DTL y ToRS. *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas* 19:345-353.
- Delgado S., S.1974. Los virus que atacan al cultivo de chile en México; sus implicaciones, identificación, transmisión y medidas de combate. *Agricultura Técnica en México III*: 317-325.
- D'Arcy, W. G. y W.H. Eshbaugh .1974. New World peppers (*Capsicum Solanaceae*) north of Colombia. *Baileya* 19: 93-105.
- D'Aquino, L.T., J. Dalmay., A. Burgyan., A.RagozzinoandF.Scala.1995. Host Range and Sequence Analysis of an Isolate of Potato Virus Y Inducing Veinal Necrosis in Pepper. *Plant Disease* 79:1046- 1050.

FAOSTAT, 2009.FAO.La producción de chile jalapeño (*Capsicum annuum L.*). [en línea]

<http://faostat.fao.org/site/567/default.aspx#ancor>[fecha de consulta: 20/10/2014].

Fintrac.2001. Programa de chile jalapeño: resultados reales para personas reales. Pag. 1-3.

Garzón T., J.A., M. Reyes C. y C.Milán J. 2012. Virus y fitoplasmas que afectan al cultivo de chile (*Capsicum annuum L.*) en México. Pp. 95-128. In: Cultivo de chile en México. (J. A. Zegbe D., R. D. Valdez C. y A. Lara H. Eds.). Universidad Autónoma de Zacatecas. 183 p.

Garzón T., J.A. 1995. Geminivirus involucrados en la enfermedad "Rizado Amarillo" del cultivo del chile en el sur de Tamaulipas. Caracterización molecular y distribución en México. Tesis Doctor en Ciencias. CINVESTAV-Unidad Irapuato. Irapuato, Guanajuato, México. 114 p.

Graña F., E.S. Quiroz.,P. Rebufel. y R. Sepúlveda, P. 2005. Identificación e incidencia de virus en pimiento en la zona centro norte de Chile y su asociación con vectores. Agricultura Técnica 65:235-245.

Galván R. y J.Sandoval.1989. Identificación e incidencia de virus en chile jalapeño en la región de Delicias, Chihuahua. Memorias del XVI Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Fitopatología. p. 15. Montecillo, Edo de México.

Han, J.H., H.S. Choi, D.H. Kim, H.R. Lee, and, B.D. Kim.2006. Biological, physical and cytological properties of Pepper mottle virus – SNU1 and its RT-PCR detection. Plant Pathology Journal 22:155-160.

Holguín R.,J., R. Vázquez, y R. Rivera, F. 2004. Rango de hospedantes, incidencia y filogenia del virus del Mosaico Dorado del Chile (PepGMV) en Baja California Sur, México. Revista Mexicana de Fitopatología 22:206-215.

Himmel, T.P. 2003. Tobacco Mosaic Virus and Tomato Mosaic Virus. Pp. 38-39. In: Compendium of pepper diseases. (Ed. by K.Pernezny, P. D. Roberts, J. F. Murphy, and N. P. Goldberg). The American Phytopathological Society Press. St Paul, MN, USA. 63p.

Hernández H., J., N.Becerra C. y G. Arcos C. 1991. Identificación de daños causados por fitopatógenos en el cultivo de chile jalapeño. Memorias del XVIII Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Fitopatología. p. 25 Puebla, Puebla, México.

- Hermosillo M.,A.,J. González S.,M. Romero.,A. Luján S., A. Hernández.2008. Relación genética de materiales experimentales de Chile tipo chilaca con variedades comerciales. *Revista Chapingo. Serie Horticultura* 14(3): 301
- Hunter, W.B., E. Hiebert., E. Wedd., S. Tsai and J.H. Polston. 1998. Location of geminiviruses in the Whitefly *Bemisia tabaco* (Homoptera: Aleydoridae). *Plant Dis.* 82: 1147-1151.
- Janick. J.1965.Horticultura Científica e Industrial, Ed.Acriba. Zaragoza. España.
- Kuhn, C.W., F.W. Nutter, and G.B. Padgett.1989. Multiple levels of resistance to tobacco etch virus in pepper. *Phytopathology*79:814-818.
- Landa C., M.G. 2012. Virus fitopatógenos de *Capsicum* spp. En la zona central del estado de Veracruz. Trabajo de experiencia recepcional. Facultad de Ciencias Agrícolas. Universidad Veracruzana. 43 p.
- Lojek, S.J. and B.J. Orlob .1972.Transmission of tobacco Mosaic Virusby *Myzus persicae*. *Journal of General Virology* 17:125-127.
- López L., P. y F.H. Castro G. 2006. La diversidad de los chiles (*Capsicum* sp., *Solanaceae*) de Oaxaca. In: López L. P y S. Montes H. (eds.). 2006. Avances de investigación de la red de hortalizas del SINAREFI. Instituto Nacional de

- Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, Campo Experimental Bajío. Celaya, Gto. México. 466 p. (Libro Científico Núm. 1). Pp. 135-178.
- Laborde C., J. A., y O. Pozo C. 1984. Presente y Pasado del Chile en México. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas. Publicación Especial No. 85, México. 80 p.
- Martínez J., P., J. Galindo y E. Cárdenas. 1985. Los síntomas como herramienta en el diagnóstico de tres virus del chile serrano. Resúmenes. XII Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Fitopatología.
- McDonald, S.A. 2001. Epidemiology, aphid vectors, impact and management of tobacco etch poty virus in hot peppers in Jamaica. Ph. D. Thesis. Virginia Polytechnic Institute and State University. 118 p.
- Medina, G.R., R. De la Torre., G. Bujanos R., N. González., L. Tierranegra., M. Guevara.,M. González, and I. Torres. 2008. Co-Transmission of Pepper Huasteco Yellow Vein Virus and Pepper Golden Mosaic virus in chili Pepper by *Bemisia tabaci* (Genn.). Journal of Economic Entomology 5:176-184.
- Murphy, J.F. and T.A. Zitter.2003. Pepper Mottle Virus. Pp. 33 - 34. In: Compendium of pepper diseases. (Ed. by K. Pernezny, P. D. Roberts, J. F. Murphy, and N. P.

- Goldberg). The American Phytopathological Society Press. St Paul, MN, USA. 63 p.
- Méndez, J.I., C. Torres., M. Fouquet, and R. Rivera, F. 2003. Interactions between geminiviruses in a naturally occurring mixture: Pepper Huasteco Virus and Pepper golden Mosaic Virus. *Phytopathology* 93:270-277.
- Mora G., D.Téliz, V. Zamudio y S. Murrieta. 1990. Análisis temporal del complejo viral del chile (*Capsicum annuum*) en dos regiones de los Estados de Puebla y Veracruz. Memorias del XVII Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Fitopatología. Culiacán, Sinaloa p. 38.
- Matissa plantarum 1767. Recopilación y análisis de la información existente de las especies del género *capsicum* que crecen y se cultivan en México. [en línea] http://www.biodiversidad.gob.mx/genes/centrosOrigen/Capsicum/Informe_Final/Informe%20final%20Capsicum.pdf [Fecha de consulta: 20/10/2014].
- Nuez F., O., R. Gil y J. Costa. 2003. El cultivo de pimientos, chiles y ajíes. Ediciones Mundi-Prensa. Reimpresión. España. 607 p.
- Nava C., U. y P. Cano R. 2000. Umbral Económico para la Mosquita Blanca de la hoja Plateada en Melón en la Comarca Lagunera. México. *Agrociencia* 34:227- 234.

Núñez F.,G.R. Ortega, yJ. Costa. (1996). El cultivo depimientos, chiles y ajíes. Editorial Mundi prensa. España. 607p.

Park, P., G. Lee, H.K., Ryu, and W.Park.1999. Transmission of tobacco Mosaic Virus in recirculating hydroponic system. *Scientiae Horticulture* 79:217-226.

Pérez M., L. y J.E. Rico. 2004. Virus fitopatógenos en cultivos hortícolas de importancia económica en el estado de Guanajuato. Instituto de Ciencias Agrícolas. Universidad de Guanajuato. 143 p.

Purcifull, D.E., T. A. Zitter.and E. Hiebert, 1975. Morphology, host range, and serological relationships of pepper mottle virus. *Phytopathology* 65:559-562.

Pozo C., O., S. Montes H. y E. Rendón J. 1991. Avances en el estudio de los recursos filogenéticos de México. Sociedad Mexicana de Fitogenética, AC. Chapingo, Méx., México. p. 219, 226-228.

Pérez L., M.G. Castañón y N. Mayek. (2008) Diversidad morfológica de chiles (*Capsicum* spp.) en Tabasco, México. *Rev. Cuad. Biodiversidad* 27:11-22.

Pérez, P., F. W. Tjallingii and A. Fereres. 1996. Probing behaviour of *Myzus persicae* during transmission of Potato Virus Y to Pepper and Tobacco plants. *Journal of Plant Diseases and Protection* 103:246-254.

- Reddick, B.B. 2003. Tobacco Etch Virus. Pp. 38. In: Compendium of pepper diseases. (Ed. by K. Pernezny, P. D. Roberts, J. F. Murphy, and N. P. Goldberg). The American Phytopathological Society Press. St Paul, MN, USA. 63 p.
- Renteria I., B. Xoconostle. R. Ruiz, and R. Rivera. 2011. Geminivirus mixed infection on pepper plants: Synergistic interaction between PHYVV and PepGMV. *Virology Journal* 8:104.
- Robles A., C. González., M. Gill-Langarica, L. Pérez, y J. López C. 2010. Virus fitopatógenos que afectan al cultivo de chile en México y análisis de las técnicas de detección. *Tecnociencia Chihuahua IV*: 72-86.
- Rodríguez G., S. Fernández., S. Creamer and C. Liddell. 2002. Pepper Mottle Virus causing disease in chile peppers in southern New Mexico. *Plant Disease* 86:603-605.
- Ruiz N., R. 1994. Efecto del color de acolchado y cintas reflejantes sobre insectos vectores de virus y el desarrollo fenológico del chile serrano (*Capsicum annuum* L.). Tesis. Maestría en Ciencias. Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro". Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. 90 p.
- Ruiz L., H. y J. A. Pavón. 1999. Recopilación y análisis de la información existente de las especies del género *Capsicum* que crecen y se cultivan en México. [en

[línea]http://www.biodiversidad.gob.mx/genes/centrosOrigen/Capsicum/Informe_Final/Informe%20final%20Capsicum.pdf[Fecha de consulta: 20/10/2014].

Sutic, D.D., R.E Ford, and M.T Tomic. 1999. Handbook of plant virus diseases. CRC Press LLC. Boca Raton, FL, USA. 553 p.

Smith, P.S. and C.B. Heiser Jr. 1951. Taxonomic and genetic studies on the cultivated peppers, *Capsicum annuum* L. and *C. frutescens* L. Amer. Journal of Botany 38(5):362-368.

SIAP (Servicio de información agroalimentaria y pesquera). 2010. [en línea] www.siap.gob.mx. [Fecha de consulta: 20/10/2014].

Sagarpa. 2014. Segundo informe informe de labores 2013-2014. [en línea] <http://www.sagarpa.gob.mx.pdf>. [fecha de consulta: 20/10/2014].

Sagarpa.1998. Importancia económica de chile jalapeño en México. [en línea] <http://sites.securemgr.com/folder11341/index.cfm?id902669&fuseaction=browse&pageid=45> [Fecha de consulta: 20/10/2014].

Sandoval B., J. 1993. Chile. En: A.F. Díaz (ed.). Enfermedades Infecciosas de los Cultivos. Ed. Trillas. p. 125-136.

Torres, I. J.A. Garzón T., J. Brown., A. Becerra F. and R. Rivera F. 1996. Detection and distribution of geminiviruses in Mexico and the southern United States. *Phytopathology* 86:1186-1192.

Urías M., C. y A. T. Alejandre. 1999. Los virus y su impacto en la producción agrícola. En: *Hortalizas. Plagas y enfermedades*. Anaya, R. S. y Romero, N. J. editores. Edit. Trillas. Pp 92-109.

Velásquez R.,L. R. Reveles, y C.J. Mena.2012. Incidencia y sintomatología de cinco virus en parcelas comerciales de chile seco en Aguascalientes, San Luis Potosí y Zacatecas, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 3:381-390.

Walters, H.J. 1952. Some relationships of three Plant Viruses to the differential grasshopper (*Melanoplus differentialis* Thos.).*Phytopathology* 42:355-362.

Yañez M., J. 1991. Virus transmitidos por mosquita blanca al chile serrano en el sur de Tamaulipas. *Memorias XVIII Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Fitopatología* p. 26.

Zitter, A.T. and J.F. Murphy. 2009. Cucumber Mosaic virus. *The Plant Health Instructor*. DOI. 10.1094/PHI-I-2009-0518-01.Black, L.L., Green, S.K., Hartman, G.L., and Poulos, J.M. 1991.*Pepper diseases. A field guide*. Asian Vegetable Research and Development Center. AVRDC Publication No. 91-347. 98 p.