

# VIRUS PRESENTES EN AJO, CEBOLLA Y CHILE EN EL NORTE CENTRO DE MÉXICO

Dr. Rodolfo Velásquez Valle

Dr. Luis Roberto Reveles Torres



**SECRETARÍA DE AGRICULTURA Y DESARROLLO RURAL**

DR. VÍCTOR MANUEL VILLALOBOS ARÁMBULA

Secretario

ING. VÍCTOR SUÁREZ CARRERA

Subsecretario de Alimentación y Competitividad

MVZ. ARTURO MACOSAY CÓRDOBA

Coordinador General de Ganadería

DR. SALVADOR FERNÁNDEZ RIVERA

Coordinador General de Desarrollo Rural

ING. SANTIAGO JOSÉ ARGUELLO CAMPOS

Encargado del Despacho de la Coordinación de Agricultura

**INSTITUTO NACIONAL DE INVESTIGACIONES FORESTALES,  
AGRÍCOLAS Y PECUARIAS**

DR. LUIS ÁNGEL RODRÍGUEZ DEL BOSQUE

Encargado del Despacho de los Asuntos de la Dirección General del INIFAP

DR. ALFREDO ZAMARRIPA COLMENERO

Coordinador de Investigación, Innovación y Vinculación

DR. LUIS ORTEGA REYES

Coordinador de Planeación y Desarrollo

LIC. JOSÉ HUMBERTO CORONA MERCADO

Coordinador de Administración y Sistemas

**CENTRO DE INVESTIGACIÓN REGIONAL NORTE-CENTRO**

DR. JOSÉ ANTONIO CUETO WONG

Director Regional

DR. FRANCISCO JAVIER PASTOR LÓPEZ

Director de Investigación

ING. RICARDO CARRILLO MONSIVÁIS

Director de Administración

**CAMPO EXPERIMENTAL ZACATECAS**

DR. LUIS ROBERTO REVELES TORRES

Director de Coordinación y Vinculación

VIRUS PRESENTES EN AJO, CEBOLLA Y CHILE EN EL NORTE  
CENTRO DE MÉXICO

**Dr. Rodolfo Velásquez Valle**

Investigador del Programa de Sanidad  
Forestal y Agrícola  
Campo Experimental Pabellón

**Dr. Luis Roberto Reveles Torres**

Investigador del Programa de Biología Molecular  
Campo Experimental Zacatecas

Instituto Nacional de Investigaciones Forestales,  
Agrícolas y Pecuarias  
Centro de Investigación Regional Norte Centro  
Campo Experimental Zacatecas  
Calera de Víctor Rosales, Zacatecas, México  
Diciembre 2021

Instituto Nacional de Investigaciones Forestales,  
Agrícolas y Pecuarias  
Progreso No. 5, Barrio de Santa Catarina  
Alcaldía Coyoacán, C. P. 04010 Ciudad de México  
Teléfono (55) 3871-8700

Libro Técnico 18

VIRUS PRESENTES EN AJO, CEBOLLA Y CHILE EN EL NORTE  
CENTRO DE MÉXICO

ISBN: 978-607-37-1348-1

Primera Edición 2021

No está permitida la reproducción total o parcial de esta publicación, ni la transmisión de ninguna forma o por cualquier medio, ya sea electrónico, mecánico, fotocopia, por registro u otros métodos, sin el permiso previo y por escrito de la institución.

**Cita correcta:**

Velásquez-Valle, R. y Reveles-Torres, L. R. 2021. Virus presentes en ajo, chile y cebolla en el norte centro de México. Libro Técnico Núm. 18. INIFAP- CIRNOC- Campo Experimental Zacatecas. 172 pp.

Hecho en México

## Contenido

PRESENTACION.....	i
PRÓLOGO .....	iii
1. Introducción.....	1
2. Antecedentes .....	2
2.1 Transmisión no persistente.....	3
2.2 Transmisión semipersistente.....	4
2.3 Transmisión circulativa .....	5
2.4 Transmisión propagativa.....	6
3. Virus en ajo y cebolla .....	13
3.1 Virus del enanismo amarillo de la cebolla ( <i>Onion yellow dwarf virus</i> : OYDV).....	17
3.2 Virus de la franja amarilla del puerro ( <i>Leek yellow stripe virus</i> : LYSV) .....	24
3.3 Virus latente común del ajo ( <i>Garlic common latent virus</i> : GarCLV) .....	27
3.4 Virus latente del shalot ( <i>Shallot latent virus</i> : SLV).....	29
3.5 Virus de la franja amarilla del shalot ( <i>Shallot yellow stripe virus</i> : SYSV) ...	31
3.6 Virus de la mancha amarilla del iris ( <i>Iris yellow spot virus</i> : IYSV).....	32
3.7 Virus de la marchitez manchada del jitomate en cebolla ( <i>Tomato spotted wilt virus</i> : TSWV).....	41
3.8 Alexivirus.....	42
3.9 Distribución viral dentro de las plantas de ajo y cebolla.....	45
3.10 Presencia de virus en la “semilla” de ajo.....	47
3.11 Infecciones mixtas en ajo.....	48
4. Chile .....	55
4.1 Virus del mosaico de la alfalfa ( <i>Alfalfa mosaic virus</i> : AMV).....	60
4.2 Virus del jaspeado del tabaco ( <i>Tobacco etch virus</i> : TEV) .....	62
4.3 Virus del mosaico del pepino ( <i>Cucumber mosaic virus</i> : CMV).....	65
4.4 Virus del mosaico del tabaco ( <i>Tobacco mosaic virus</i> : TMV) .....	69
4.5 Virus del moteado del chile ( <i>Pepper mottle virus</i> : PepMoV).....	73
4.6 Virus Y de la papa ( <i>Potato virus Y</i> : PVY).....	75
4.7 Los áfidos como vectores de virus en chile .....	78
4.8 Presencia de virus en almácigos de chile .....	83
4.9 Virus de la marchitez manchada del jitomate (TSWV) en chile .....	83
4.10 Virus del moteado leve del chile ( <i>Pepper mild mottle virus</i> : PMMoV).....	87
4.11 Virus de la mancha anular del tabaco ( <i>Tobacco ringspot virus</i> : TRSV).....	89
4.12 Virus del achaparramiento arbustivo del tomate ( <i>Tomato bushy stunt virus</i> : TBSV).....	91
4.13 Virus de la mancha necrótica del Impatient ( <i>Impatient necrotic spot virus</i> : INSV).....	93

5.	Begomovirus.....	96
5.1	Virus del mosaico dorado del chile ( <i>Pepper golden mosaic virus</i> ; PepGMV) .....	101
5.2	Virus huasteco de la vena amarilla del chile ( <i>Pepper huasteco yellow vein virus: PHYVV</i> ).....	103
5.3	La mosquita blanca <i>Bemisia tabaci</i> Gennadius.....	105
6.	Curtovirus.....	112
6.1	La chicharrita del betabel <i>Circulifer tenellus</i> Baker .....	113
6.2	Síntomas provocados por <i>Curtovirus</i> .....	119
6.3	Variantes de <i>Curtovirus</i> en México.....	120
6.4	Presencia de <i>Curtovirus</i> en maleza.....	120
6.5	Infecciones virales mixtas en el cultivo de chile.....	123
7.	Bibliografía .....	134

## Índice de Cuadros

<b>Cuadro</b>	<b>Título</b>	<b>Página</b>
1	Características de los mecanismos de transmisión de virus (Nault, 1997)	7
2	Virus, vectores asociados y estrategias de transmisión (Whitfield <i>et al.</i> , 2015)	8
3	Virus de vegetales transmitidos por vectores y formas de transmisión (Conti <i>et al.</i> , 2000)	10
4	Vectores y grupos de virus transmitidos (modificado de Hogenhout <i>et al.</i> , 2005)	12
5	Especies y formas de transmisión de virus que afectan los cultivos de ajo y cebolla (Mullis <i>et al.</i> , 2004; Madariaga <i>et al.</i> , 2019; Santosa y Ertunc, 2020)	15
6	Incidencia de OYDV en plantas de cebolla sintomáticas y asintomáticas colectadas en Zacatecas.	22
7	Características vegetativas en plantas cebolla con síntomas aparentemente virales y asintomáticas colectadas en Zacatecas, México (Rodríguez-Molina <i>et al.</i> , 2013).	23
8	Frecuencia de detección de virus en plantas de ajo en municipios de Zacatecas, México (Velásquez-Valle <i>et al.</i> , 2010).	30
9	Presencia natural de lesiones del virus de la mancha amarilla del iris en plantas de cebolla colectadas en parcelas comerciales en Zacatecas, México (Velásquez-Valle, 2017).	38
10	Incidencia (%) de virus en hojas, pseudotallo e inflorescencia de plantas de cebolla (Velásquez-Valle <i>et al.</i> , 2012).	46
11	Número de agentes virales identificados de acuerdo con el número de hojas por planta de cebolla (Velásquez-Valle <i>et al.</i> , 2012)	47
12	Frecuencia de interacción infectiva en "dientes" de ajo previa y posteriormente al tratamiento térmico (Velásquez-Valle <i>et al.</i> , 2016b).	50
13	Porcentaje de detección de infecciones múltiples en "dientes" y bulbillos de ajo en Croacia (Godena <i>et al.</i> , 2020)	51
14	Presencia (%) de virus en muestras aisladas de ajo y cebolla procedentes de Chihuahua, Coahuila y San Luis Potosí, México.	52
15	Virus que infectan las plantas de chile y su vector (Prakesh y Singh, 2006)	57
16	Áfidos asociados con la transmisión de diferentes virus de chile	80

17	Población máxima y total de pulgones capturados en parcelas de chile Jalapeño en Chihuahua, México (Guigon-López y González-González, 1998)	82
18	Especies y especies tentativas de <i>Begomovirus</i> infectando chile, jitomate y cucurbitáceas en el Nuevo y Viejo Mundo (Rojas, 2004)	97
19	Variantes relacionadas con el PepGMV reportadas en México, América Central y Estados Unidos, cultivo de donde fueron aisladas y clave de acceso al banco de germoplasma (Holguín-Peña <i>et al.</i> , 2004)	102
20	Grupos virales transmitidos por especies de mosquitas blancas (Fiallo-Olivé <i>et al.</i> , 2020)	106
21	Presencia de <i>B. tabaci</i> y <i>T. vaporariorum</i> en parcelas de diferentes cultivos y zonas de maleza en Aguascalientes, Durango y Zacatecas, México (Velásquez-Valle, 2020)	110
22	Virus de ARN y <i>Beet mild curly top virus</i> (BMCTV) identificados en maleza en Zacatecas (Velásquez-Valle <i>et al.</i> , 2012b; Velásquez-Valle <i>et al.</i> , 2013)	121
23	Asociación entre dos o más virus y frecuencia de detección en follaje de chile para secado colectado en el norte Centro de México (Velásquez-Valle <i>et al.</i> , 2012c)	123
24	Interacciones virales detectadas en plantas de chile en las regiones Sur-Central y Norte de Chihuahua, México (González-Franco <i>et al.</i> , 2014).	125
25	Incidencia (%) de TMV, CMV, PVY, PepMOV y TEV en plantas de chile para secado con sintomatología específica (Chew-Madinaveitia <i>et al.</i> , 2015)	128
26	Detección de geminivirus en plantas de chile Mirasol colectadas en San Luis Potosí, México (Revels-Torres <i>et al.</i> , 2012)	130

## Índice de figuras

Figura	Título	Página
1	Efecto del número de lesiones del IYSV sobre el peso del bulbo de cebolla (PB), altura de planta (A, número de hojas (NH) y diámetro de bulbo (DB)	40
2	Porcentaje de detección del OYDV, LYSV, GarCLV, SLV y TEV en "dientes" de 24 variedades de ajo en Zacatecas, México. (Velásquez-Valle <i>et al.</i> , 2016b)	48
3	Síntomas asociados con las infecciones virales en plantas de ajo y cebolla; a:estrías amarillas, b:lesiones romboidales, pajizas, asociadas con el IYSV en planta de cebolla, C:venas verde amarillentas en hoja de ajo, d: hoja de ajo con estrías amarillas (abajo, izquierda y mosaico (centro, e:estriado difuso en hoja de ajo y f:mosaico amarillo en hoja de ajo.	54
4	Fluctuación poblacional de <i>C. tenellus</i> en tres parcelas de chile en Morelos, Zacatecas, México	116
5	Proporción sexual de adultos de <i>C. tenellus</i> capturados en parcelas de chile durante 2014 en Morelos, Zacatecas, México	117
6	Incidencia de virus en parcelas de chile para secado en Aguascalientes, San Luis Potosí y Zacatecas (Velásquez-Valle <i>et al.</i> , 2012c)	122
7	Lesiones asociadas con las infecciones virales en plantas de chile a: enanismo, b: clorosis general, c: deformación foliar, d: venación en zigzag, e: hojas coriáceas y f: frutos deformes	133

## PRESENTACIÓN

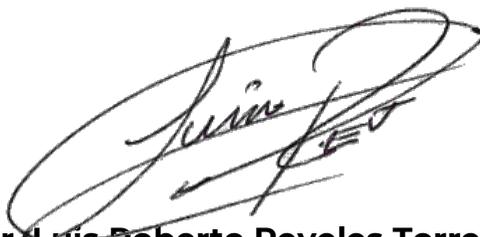
Zacatecas tiene 1.2 millones de hectáreas con aptitud agrícola, 86 por ciento de ellas en condición de temporal, 14 por ciento de riego; y 5.5 millones de hectáreas de agostadero, con vocación pecuaria. Zacatecas encabeza la producción de 21 productos que se encuentran en la Canasta Básica del consumidor mexicano y dentro de ésta, las hortalizas tienen un lugar preponderante en la producción nacional, ya que el Estado ocupa el primer lugar en la producción de chile para secado con alrededor de 48,125 toneladas por año. También ocupa el primer lugar en la producción de ajo con el 40% de la producción nacional con un promedio de 33,835 ton. En el caso del cultivo de cebolla, ocupa un segundo lugar con el 12% de la producción nacional con un promedio de 160 mil toneladas por año.

Sin embargo, el largo proceso de producción de estas hortalizas, no está exento de la presencia de enfermedades. Entre éstas, las provocadas por virus alcanzan una importancia considerable por las pérdidas que éstas ocasionan.

Esta obra tiene la finalidad de reunir la información que el Campo Experimental Zacatecas a desarrollado concerniente a los virus

que han afectado a estas tres hortalizas importantes para Zacatecas.

El libro técnico “Virus presentes en ajo, cebolla y chile en el norte centro de México” contribuye a tener un conocimiento más preciso de las diversas sintomatologías que éstos patógenos producen en los cultivos de ajo, cebolla y chile que, sin duda, se tendrán mejores acciones en las estrategias en el combate de éstas enfermedades.

A handwritten signature in black ink, appearing to read 'Luis Roberto Reveles Torres', with a stylized flourish at the end.

**Dr. Luis Roberto Reveles Torres**  
Director de Coordinación y Vinculación Estatal  
Campo Experimental Zacatecas  
Diciembre 2021

## PRÓLOGO

La agricultura en la mayoría de las áreas irrigadas del norte centro de México ha dejado atrás las prácticas de monocultivo para dedicarse a la producción de especies económicamente más redituables como el caso de las hortalizas. Cultivos como ajo, chile y cebolla destacan por la superficie cultivada, por sus altos rendimientos y por el impacto socioeconómico que generan en esta región.

Sin embargo, este desarrollo agrícola ha traído aparejado un incremento en la aparición de nuevas enfermedades de naturaleza viral; a partir de 2008 se ha elevado el número y naturaleza de enfermedades virales detectadas en las hortalizas mencionadas reflejando, posiblemente, la introducción de vectores, nuevas cepas virales, cambio en las condiciones climáticas, así como un mayor movimiento de semillas, mano de obra e insumos. Es necesario mencionar que un factor clave en la detección e identificación de agentes virales ha sido la disponibilidad de mejores y más específicas pruebas de identificación fundamentadas en técnicas serológicas y moleculares.

A nivel regional se ha generado una cantidad importante de información acerca de este tipo de enfermedades que se encuentra en diferentes fuentes de información y dispersa en un periodo de más de 12 años por lo que se consideró necesario reunirla e enriquecerla con la experiencia mundial para hacerla accesible a productores y técnicos del norte centro de México.

La presente obra da cuenta de los virus reportados en el norte centro de México; en la sección de Antecedentes se proporcionan elementos básicos para entender la información específica propia de cada virus. Las enfermedades de origen viral reportadas en las parcelas comerciales de ajo y cebolla de la región son revisadas a continuación; información sobre diseminación, sintomatología, vectores y diversidad genética generada en otras regiones del mundo enriquece los reportes locales de ocho agentes virales causadas por miembros de los géneros *Potyvirus*, *Carlavirus*, *Allexivirus* y *Tospovirus* identificados en la región norte centro de México.

Posteriormente, se abordan las enfermedades virales reportadas en los cultivos de chile, generalmente, para secado en esta porción de México; se proporciona información puntual acerca de más de una decena de patógenos virales pertenecientes a

familias como *Potyviridae*, *Bromoviridae*, *Geminiviridae*, entre otras. Se hace uso de información mundial para completar algunos temas como dispersión, transmisión, rango de hospederos, diversidad genética de cada agente viral.

Adicionalmente, se presenta información generada regionalmente sobre la incidencia, distribución, impacto e interacción viral de las enfermedades reportadas en ajo, chile y cebolla. Como una ayuda para la identificación de posibles enfermedades virales se agregan, al final de los apartados de ajo y cebolla y chile algunas fotografías de los síntomas más frecuentemente encontrados en esta región.

## 1. Introducción

La actividad agrícola en la región conocida como norte centro de México, que comprende los estados de Aguascalientes, Chihuahua, Durango, San Luis Potosí y Zacatecas es una actividad de primordial importancia tanto por el valor de su producción como por la generación de empleos rurales durante todo el año.

La región norte centro del país destaca, a nivel nacional, por la superficie y el rendimiento en la producción de hortalizas como el ajo, la cebolla y el chile, sin embargo, estos cultivos a lo largo del proceso de producción no se encuentran exentos de riesgos fitosanitarios; entre estos últimos se encuentra la incidencia de diferentes tipos de agentes virales que generan impactos negativos variables sobre su desarrollo, rendimiento y productividad. En años recientes se han logrado avances de investigación, sobre todo en lo concerniente a la detección e identificación de los virus que infectan estas hortalizas; la publicación de esos resultados ha permanecido fragmentada tanto en tiempo como en fuentes de información por lo que el objetivo del presente trabajo consiste en reunir la información publicada y los avances de investigación sobre enfermedades

virales presentes en las parcelas de ajo, cebolla y chile en el norte centro de México en los últimos años.

## 2. Antecedentes

Las partículas virales o viriones, están compuestas por dos partes principales: el genoma formado de ácido nucleico (ADN o ARN) (Fereres y Raccah, 2015), y una cubierta proteica que protege la partícula viral. Algunas partículas virales están recubiertas por una membrana externa compuesta de lípidos y proteínas (Gergerich y Dolja, 2006). Los virus fitopatógenos son un importante grupo de agentes patológicos; responsables de pérdidas de rendimiento anuales cercanas a 60 billones de dólares globalmente (Fingu-Mabola y Francis, 2021). Una de las principales características de los virus es la manera en que son diseminados en forma natural por otros organismos, generalmente insectos, llamados vectores. Los artrópodos, nematodos y hongos transmiten el 76% de los virus que infectan vegetales; dentro del grupo de vectores más importante se encuentran los pulgones o áfidos que, en conjunto, son capaces de transmitir el 55% de los virus fitopatógenos (Tsai *et al.*, 2010) aunque importantes enfermedades virales son transmitidas por mosquitas blancas y chicharritas a nivel mundial. La relación

entre los virus y sus vectores puede describirse en cuatro categorías:

## **2.1 Transmisión no persistente**

Esta es la manera más común de transmisión de los virus pertenecientes a géneros *Potyvirus*, *Carlavirus*, *Cucumovirus* y *Caulimovirus*. Los pulgones actúan como vector ya que son los únicos insectos con este mecanismo de transmisión. Los virus de transmisión no persistente son adquiridos durante breves periodos de prueba de alimentación, usualmente unos pocos segundos, por consiguiente, la eficiencia de transmisión se reduce en la medida que el insecto realiza pruebas o intentos de alimentación sobre el tejido vegetal, al disminuir su carga viral en cada intento de alimentación. Los periodos de retención viral son cortos, generalmente horas, sin embargo, la retención estará definida por la actividad del vector; la retención será corta si el vector continúa haciendo pruebas de alimentación o relativamente más prolongada (24 horas o más) si no hace pruebas de alimentación después de adquirir el virus, por ejemplo, durante movimientos en distancias considerables. Los virus del género *Potyvirus* producen una proteína especial denominada componente ayudante (“helper component”) que

actúa como adhesivo entre los viriones y los estiletes del aparato bucal de los áfidos, aunque se menciona que la proteína de la cápside viral también es utilizada como una estrategia para la transmisión. No se requiere de un periodo de latencia (el tiempo que toma un virus entre ser ingerido y ser incorporado en las secreciones salivales) y el virus tampoco se replica dentro del insecto; no existe evidencia que apoye la entrada o circulación de los virus en el hemocele del insecto (Berger y Ferris, 1989; Andret-Link y Fuchs, 2005; Gergerich y Dolja, 2006; Whitfield *et al.*, 2015).

## **2.2 Transmisión semipersistente**

Los virus de transmisión semipersistente son adquiridos en periodos comprendidos entre cinco y 30 minutos, aunque la máxima adquisición ocurre después de periodos de 12 a 24 horas o más. Generalmente los periodos de retención de estos virus varían en un rango de dos a tres días y usualmente son menores a seis días. No hay periodo de latencia para este tipo de transmisión y tampoco se registra persistencia del virus después de una muda del vector ya que durante la muda los estiletes y el recubrimiento cuticular del canal alimentario anterior son reemplazados con una nueva cutícula, consecuentemente, los

viriones adheridos a la cutícula mudada se pierden. No se conocen casos de transmisión transovarial. Entre los vectores con este tipo de mecanismo de transmisión se encuentran las chicharritas y piojos harinosos, aunque la transmisión por estos últimos puede presentar características de los mecanismos no persistente, semipersistente y persistente. Se ha reportado un efecto del periodo de inaccesibilidad alimenticia (generalmente una característica de la transmisión no persistente) así como el paso entre estadios (una característica de la transmisión persistente) (Nault, 1997).

### **2.3 Transmisión circulativa**

Los virus circulativos pueden ser detectados experimentalmente en el hemocele del vector, los inmaduros virulíferos no los pierden después de la ecdisis. Los miembros de las familias *Geminiviridae* y *Luteoviridae* se encuentran entre los del tipo circulativo (Dietzgen *et al.*, 2016). Los virus en esta categoría están caracterizados por periodos de adquisición e inoculación desde 15 minutos hasta una hora. Generalmente, entre más prolongado es el periodo de residencia sobre las plantas infectadas es mayor la capacidad para transmitir un virus. Es frecuente que se observe un periodo de latencia de algunas horas a más de uno o dos días;

Takahashi *et al.* (2019) han señalado que durante este periodo de latencia no ocurre la replicación viral y los virus permanecen en un estado dormante o silenciado. El tiempo de retención varía desde días a semanas y la infectividad es retenida por el vector de por vida, aunque la eficiencia de transmisión se incrementa cuando el virus es adquirido por el vector como ninfa y, por el contrario, se reduce gradualmente a través del periodo de retención si el vector no readquiere el virus (Berger y Ferris, 1989; Nault, 1997; Andret-Link y Fuchs, 2005).

## **2.4 Transmisión propagativa**

La diferencia básica entre la transmisión circulativa y propagativa es que en esta última el vector actúa como un hospedero que multiplica el virus. Los virus propagativos, como el virus de la marchitez manchada del jitomate (TSWV), muestran un alto grado de especificidad: generalmente un solo vector transmite solamente un virus, pero muchos virus propagativos presentan amplios rangos de hospederos vegetales. Los tiempos mínimos de adquisición son variables; cerca de 15 minutos para TSWV; de 30 minutos a 24 horas para los miembros de la familia *Reoviridae* hasta 30 segundos para los *Rhabdovirus*. La eficiencia de transmisión aumenta conforme se incrementa el tiempo de

alimentación e inoculación. El periodo de latencia es altamente variable, desde tres hasta 60 días. El virus es retenido por el vector de por vida y es capaz de permanecer a través de las mudas del vector. La transmisión a través de huevecillos no ha sido completamente demostrada (Berger y Ferris, 1989).

En el cuadro 1 se presenta una síntesis de las principales características de los cuatro mecanismos de transmisión de virus.

**Cuadro 1. Características de los mecanismos de transmisión de virus (Nault, 1997).**

Característica de transmisión	Transmisión viral			
	No Persistente	Semi persistente	Circulativa	Propagativa
TA <sup>1</sup>	Segundos, minutos	Minutos, horas	Horas, días	Horas, días
TR <sup>2</sup>	Minutos	Horas	Días, semanas	Semanas, meses
Pasaje inter estadios	Negativo	Negativo	Positivo	Positivo
Virus en la hemolinfa del vector	Negativo	Negativo	Positivo	Positivo
PL <sup>3</sup>	Negativo	Negativo	Horas, días	Semanas
Multiplicación viral en el vector	Negativo	Negativo	Negativo	Positivo
TT <sup>4</sup>	Negativo	Negativo	Negativo	Frecuente

<sup>1</sup>Tiempo de adquisición; <sup>2</sup>Tiempo de retención; <sup>3</sup>Periodo de latencia; <sup>4</sup>Transmisión transovarial.

Como hospederas de virus, las plantas difieren de los animales y aún de las bacterias en varias formas, aunque una es crítica en términos de la biología viral, las plantas son sésiles. Para sobrevivir los virus fitopatógenos deben tener medios eficientes para moverse de una planta hospedera a otra y para lograrlo la gran mayoría de los virus fitopatógenos utilizan vectores específicos para asegurar su capacidad para diseminarse de una planta a otra, y para asegurar su supervivencia estos virus codifican proteínas específicas que facilitan este proceso (Cuadro 2).

**Cuadro 2. Virus, vectores asociados y estrategias de transmisión (Whitfield et al., 2015).**

Género viral	Virus tipo	Tipo de vector	PrT	SR/EI
<i>Potyvirus</i>	<i>Tobacco etch virus (TEV)</i>	Áfido	CP, HC-Pro	Estilete
<i>Cucumovirus</i>	<i>Cucumber mosaic virus (CMV)</i>	Áfido	CP	Estilete
<i>Caulimovirus</i>	<i>Cauliflower mosaic virus (CaMV)</i>	Áfido	CP, P2, P3	Estilete

<i>Crinivirus</i>	<i>Lettuce infectious yellows virus (LIYV)</i>	Mosquita blanca	CPm	Porción anterior del intestino
<i>Luteovirus<sup>1</sup></i>	<i>Barley yellow dwarf virus (BYDV)</i>	Áfido	CP-RTP	Intestino medio
<i>Begomovirus<sup>1</sup></i>	<i>Tomato yellow leaf curl virus (TYLCV)</i>	Mosquita blanca	CP	Intestino medio, cámara de filtración
<i>Tospovirus<sup>2</sup></i>	<i>Tomato spotted wilt virus (TSWV)</i>	Trips	G <sub>N</sub>	Intestino medio
<i>Phytoreovirus<sup>2</sup></i>	<i>Rice dwarf virus (RDV)</i>	Chicharrita	P2*	Intestino medio, cámara de filtración
<i>Nucleorhabdovirus<sup>2</sup></i>	<i>Maize Mosaic virus (MMV)</i>	Periquito	G	Intestino medio

PrT: Proteína de transmisión codificada por el virus; SR/EI: Sitio de retención del virión o entrada inicial. El texto en azul indica que son virus no circulativos en el cuerpo de sus vectores; no penetran al cuerpo del vector como parte del proceso de transmisión; el texto en rojo indica que son virus circulativos o replicativos dentro del cuerpo de sus vectores. <sup>1</sup> Circulativos; <sup>2</sup> Circulativo y replicativo dentro del cuerpo del vector. CP: proteína de la cápside; HC-Pro: proteinasa del componente ayudante; P2: proteína del componente ayudante; P3: proteína de la cápside del virión de CaMV; CP-RT: proteína de la cápside; G<sub>N</sub>: Glicoproteína N; P2\*: Proteína de la cápside externa; G: Glicoproteína.

En el cuadro 3 se registra la relación entre los vectores y la forma de transmisión de las familias y géneros virales que infectan vegetales.

**Cuadro 3. Virus de los vegetales transmitidos por vectores y forma de transmisión (Conti et al., 2000).**

Virus	Vectores	Forma de transmisión
<b>Familia Bromoviridae</b>	Coleópteros	Persistente
Género <i>Bromovirus</i>		
<i>Cucumovirus</i>	Áfidos	No persistente
<i>Alfamovirus</i>	Áfidos	No persistente
<b>Familia Bunyaviridae</b>	Trips	Persistente propagativa
Género <i>Tospovirus</i>		Persistente propagativa
<i>Tenuivirus</i>	Cicadélidos	
<b>Familia Comoviridae</b>	Coleópteros	Persistente
Género <i>Comovirus</i>		
<i>Nepovirus</i>	Nematodos	Semipersistente
<i>Fabavirus</i>	Áfidos	No persistente
<b>Familia Geminiviridae</b>	Cicadélidos	Persistente circulativa
Subgrupos I y II		Persistente
Subgrupo III	Aleuródidos	
<b>Familia Potyviridae</b>	Áfidos	No persistente
Género <i>Potyvirus</i>		
<i>Bymovirus</i>	Hongos plasmodioforáceos	Persistente
<i>Rymovirus</i>	Ácaros Eriófidos	
<b>Familia Rhabdoviridae</b>	Áfidos, cicadélidos	Persistente-propagativa
<b>Familia Reoviridae</b>	Cicadélidos	Persistente-propagativa
<b>Familia Tombusviridae</b>		

Género <i>Tombusvirus</i>	Hongos Chitridiáceae	Persistente
<i>Carmovirus</i>	Hongos Chitridiáceae	Persistente
<b>Géneros no agrupados en familia</b>	Áfidos	No persistente
Género <i>Carlavirus</i>	Áfidos	No persistente o semipersistente
<i>Caulimovirus</i>		
<i>Closterovirus</i>	Áfidos, Aleuródidos, Seudocóccidos	Persistente
<i>Enamovirus</i>	Áfidos	Persistente-circulativa
<i>Furovirus</i>	Hongos plasmodioforáceos	Persistente
<i>Luteovirus</i>	Áfidos	Persistente-circulativa
<i>Necrovirus</i>		
<i>Sobemovirus</i>	Hongos Chitridiáceae	
<i>Tobravirus</i>	Coleópteros	Persistente
<i>Trichovirus</i>		Semipersistente
	Nematodos	
<i>Tymovirus</i>		Semipersistente y persistente
	Áfidos, Seudocóccidos	
	Coleópteros	Persistente

El Orden Hemiptera destaca entre los organismos vectores de virus, sin embargo, dentro de los hemípteros sobresalen los áfidos o pulgones y las mosquitas blancas; que en conjunto serían capaces de transmitir cerca del 46% de los virus de ADN y ARN mencionados por Hogenhout *et al.* (2008). Sólo un pequeño

número de virus con genoma de ADN puede ser transmitido por pulgones y a su vez, las mosquitas blancas solo son capaces de transmitir un reducido número de virus con genoma de ARN (Cuadro 4).

**Cuadro 4. Vectores y grupos de virus transmitidos (modificado de Hogenhout *et al.*, 2008).**

		Grupos virales			
Vector		Genoma			
Taxa	Grupo	ARN	ADN	Total	%
Hemiptera	Áfidos	184	13	197	27.9
	Mosquita blanca	13	115	128	18.1
	Chicharritas	11	15	26	3.7
	Periquitos	18	—	18	2.5
	Otros	8	5	13	1.8
Thysanoptera	Thrips	16	—	16	2.2
Coleoptera	Escarabajos	51	—	51	7.2
Acari	Ácaros	19	—	19	2.7
Nematoda	Nematodos	48	—	48	6.8
Mycota	Hongos	24	—	24	3.4
	Vectores no identificados	147	19	166	23.5
	Total	539	167	706	
	%	76.3	23.6		99.8

### 3. Virus en ajo y cebolla

La cebolla (*Allium cepa* L.) es un cultivo de importancia económica del cual se cosechan anualmente 53 millones de toneladas de bulbos en los casi tres millones de hectáreas sembradas en todo el mundo; en América Latina, México es el mayor productor de cebolla con cerca de 77, 000 t cosechadas en alrededor de 7, 400 ha; además, es el décimo exportador a nivel mundial (Ramírez-Rojas *et al.*, 2016). El ajo (*Allium sativum* L.) ocupa el segundo lugar dentro de las especies del género *Allium* que son cultivadas a nivel global; en México la producción de ajo en 2016 alcanzó un total de 75, 266 toneladas; los estados de Zacatecas, Guanajuato, Puebla, Baja California, Aguascalientes y Sonora que aportan el 87.1% de la producción, son los principales productores nacionales de este bulbo (Carvajal, 2018). La producción de ajo y la cebolla es preponderante en esta región. Las pérdidas acumuladas causadas por el complejo de enfermedades virales en ajo pueden alcanzar hasta el 50% (Pérez-Moreno *et al.*, 2014).

Las enfermedades, y los virus que las provocan en plantas pertenecientes al género *Allium*, han sido estudiadas globalmente a partir del brote del virus del enanismo amarillo de

la cebolla a principios del siglo pasado en EUA (Van Dijk, 1993). Las enfermedades provocadas por virus en las plantas de ajo o cebolla se presentan de manera simple (un solo virus) o en forma de complejos (dos o más virus pertenecientes a una o más familias) en una sola planta, lo cual complica su eliminación ya que estos patógenos se acumulan en los bulbos que sirven como semilla asexual o vegetativa.

En las plantas de ajo se han detectado virus de los siguientes géneros: *Potyvirus*, *Carlavirus*, *Cucumovirus*, *Tobravirus*, *Tobamovirus*, *Cytorhabdovirus*, *Nepovirus*, *Tospovirus* y *Macluravirus* (Dabrowska et al., 2020).

Ramírez-Malagón et al. (2006) afirmaron que en México el 64% de los cultivares de ajo se encuentran infectados por *Potyvirus* como el virus del enanismo amarillo de la cebolla y el de la franja amarilla del puerro. Los géneros virales y su forma de transmisión en el cultivo de ajo y cebolla se presentan en el cuadro 5.

**Cuadro 5. Especies y forma de transmisión de virus que afectan los cultivos de ajo y cebolla (Mullis et al., 2004; Madariaga et al., 2019; Santosa y Ertunc, 2020).**

<b>Género</b>	<b>Nombre científico</b>	<b>Nombre común</b>	<b>Acrónimo</b>	<b>Forma de transmisión</b>
<i>Potyvirus</i>	<i>Onion yellow dwarf virus</i>	Virus del enanismo amarillo de la cebolla	OYDV	Propagación vegetativa, áfidos
<i>Potyvirus</i>	<i>Leek yellow stripe virus</i>	Virus de la mancha amarilla del puerro	LYSV	Propagación vegetativa, áfidos
<i>Carlavirus</i>	<i>Garlic common latent virus</i>	Virus latente común del ajo	GarCLV	Propagación vegetativa, áfidos
<i>Allexivirus</i>	<i>Garlic virus A</i>	Virus A del ajo	GaV-A	Propagación vegetativa, eriófidos
<i>Allexivirus</i>	<i>Garlic virus B</i>	Virus B del ajo	GaV-B	Propagación vegetativa, eriófidos
<i>Allexivirus</i>	<i>Garlic Virus C</i>	Virus C del ajo	GaV-C	Propagación vegetativa, eriófidos

<i>Allexivirus</i>	<i>Garlic Virus D</i>	Virus D del ajo	GaV-D	Propagación vegetativa, eriófidos
<i>Allexivirus</i>	<i>Garlic Virus E</i>	Virus E del ajo	GaV-E	Propagación vegetativa, eriófidos
<i>Allexivirus</i>	<i>Garlic Virus X</i>	Virus X del ajo	GaV-X	Propagación vegetativa, eriófidos
<i>Allexivirus</i>	<i>Shallot virus X</i>	Virus X del shallot	SVX	Propagación vegetativa, eriófidos
<i>Allexivirus</i>	<i>Garlic mite-borne filamentous virus</i>	Virus del ajo transmitidos por ácaros	GarMbFV	Propagación vegetativa, eriófidos
<i>Tospovirus</i>	<i>Iris yellow spot virus</i>	Virus de la mancha amarilla del iris	IYSV	Propagación vegetativa, trips
<i>Tospovirus</i>	<i>Tomato spotted wilt virus</i>	Virus de la marchitez manchada del jitomate	TSWV	Trips

<i>Potyvirus</i>	<i>Cucumber mosaic virus</i>	Virus del mosaico del pepino	CMV	Áfidos
------------------	------------------------------	------------------------------	-----	--------

### 3.1 Virus del enanismo amarillo de la cebolla (*Onion yellow dwarf virus: OYDV*).

El enanismo amarillo de la cebolla es causado por un virus en forma de hebra que mide de 722 a 820 nm de longitud y alrededor de 16 nm de diámetro; está constituido por un genoma de una sola cadena de ARN en sentido positivo y una proteína de cápside de 30-47 kDa de peso molecular (Davis, 1995a; Guillén et al., 2011).

El OYDV es transmitido por pulgones como *Myzus persicae* (Sulzer), de una manera no persistente; en Chile se demostró que el áfido *Macrosiphum rosae* L. fue capaz de transmitir el OYDV a plantas de ajo que después de 20 – 25 días expresaron un listado amarillo en la base de las hojas que emergieron después de la infestación de pulgones; en Egipto se encontró que los pulgones *M. persicae*, *Rhopalosiphum maidis* Fitch, *Aphis nerii* Boyer y *Dactynotus sonchi* Linnaeus transmitieron el OYDV a plantas indicadoras de cebolla después de alimentarse en hospederos

cultivados o silvestres infectados como cebolla, *Convolvulus arvensis* L. y *Sonchus oleraceus* L. (Álvarez *et al.*, 1977; Davis, 1995a; Abd El-Wahab *et al.*, 2009a). Un estudio realizado por Abd El-Wahab, (2009b) mostró que la eficiencia de transmisión de un aislamiento de OYDV infectando plantas de ajo fue de 66.7, 60.0, 33.3 y 8.3% cuando se utilizaron como vectores a *M. persicae*, *Aphis craccivora* Koch, *A. gossypii* Glover y *A. pisum* respectivamente; posteriormente Pawan *et al.* (2011) obtuvieron valores de transmisión similares empleando ninfas de *M. persicae* (62.5%), *A. gossypii* (53.3) y *A. craccivora* Harris (46.8%). Usualmente los áfidos no colonizan las plantas de cebolla, pero pueden posarse brevemente en la superficie de las plantas para realizar pruebas de alimentación; los áfidos que no colonizan las plantas hospederas tienden a ser vectores más eficientes ya que realizan un mayor número de pruebas de alimentación en búsqueda de las hospederas adecuadas. También puede ser transmitido en forma mecánica pero no por semilla o polen; tiene un rango de hospederos limitados a los géneros *Allium* y *Narcissus*; se le ha identificado en *Euphorbia geniculata* Ortega y *Cynanchum acutum* L. El virus puede sobrevivir en bulbos, plántulas y plantas voluntarias (Abd El- Wahab *et al.*, 2009a; Ahmed y Elhassan, 2013; Rausch *et al.*, 2013; Sivaprasad *et al.*, 2017).

Por otro lado, Parrano *et al.* (2012) reportaron la formación de cinco clados con aislamientos de OYDV provenientes de ajo: el clado A formado por aislamientos de la variedad italiana “Bianco Piacentino”; el clado B consistía de aislamientos del virus de ajo no orgánico de California, EUA; aislamientos de la variedad italiana “Rosso di Sulmona” conformaron el clado C; mientras que el clado D estuvo formado por aislamientos argentinos y, finalmente, el clado E consistía en aislamientos de “Rosso di Sulmona” y de muestras de China y ajo orgánico de California, EUA. De acuerdo con Sivaprasad *et al.* (2017) el aislamiento ecuatoriano del OYDV formaría un cluster con los de Alemania, Italia, Argentina y EUA mientras que los de la India, Polonia, Japón, Egipto y Corea del Sur constituirían un cluster separado; la conformación parcial de este clado había sido previamente mencionado por El-Attar *et al.* (2014).

En función del aislamiento del virus y la variedad de ajo, el virus puede provocar bandas amarillas irregulares, enanismo, rizado, agrietamiento y reducción del tamaño del bulbo; durante el almacenamiento se puede registrar deterioro y brotación prematura (Kebede *et al.*, 2020). La infección por virus, entre los cuales se encontraba el OYDV, en plantas de ajo cultivadas en Serbia redujo parámetros de rendimiento y calidad; las plantas

infectadas redujeron su altura, masa y altura de bulbos individuales, masa de dientes, así como el contenido de materia seca en 24% (Bagi *et al.*, 2012). De acuerdo con Manglli *et al.* (2020) la infección temprana de OYDV redujo el número y peso de las semillas de cebolla por inflorescencia en Calabria, Italia. En otro estudio Taglienti *et al.* (2020) revelaron que la infección por OYDV en plantas de la variedad Rossa di Tropea indujo la acumulación de agua en los tejidos del bulbo lo que a su vez condujo a un incremento en el agua libre en los tejidos de la planta que al perderse durante el almacenamiento post cosecha afectaron la calidad del bulbo y su vida de anaquel.

Los síntomas foliares de la infección por OYDV en plantas de ajo se manifiestan como franjas cloróticas moderadas a franjas de color amarillo brillante en función del aislamiento viral y la variedad de ajo. En campo el follaje de plantas de cebolla afectadas por el OYDV desarrolla síntomas que van desde franjas irregulares de color amarillo hasta amarillamiento casi completo, rizado hacia abajo, aplanado de hojas y enanismo mientras que durante el almacenamiento los bulbos pueden rebrotar (Arya *et al.*, 2006); los primeros síntomas en las plantas jóvenes aparecen como franjas amarillas en la base de las primeras hojas y las hojas que emergen posteriormente muestran síntomas que van desde

franjas amarillas hasta el completo amarillamiento de lámina foliar. Además, las hojas muestran una apariencia aplanada y arrugada y tienden a caer; los tallos florales de las plantas infectadas son de color amarillo, más cortos que los sanos y se tuercen y rizan, las “cabezas” florales son de menor tamaño y poseen menos flores que las sanas. La semilla proveniente de “cabezas” infectadas es de calidad inferior (Álvarez *et al.*, 1977; Davis, 1995a). En un estudio realizado en parcelas comerciales de cebolla en Zacatecas (Velásquez-Valle, datos no publicados) se colectaron plantas con síntomas como enanismo, bulbos de tamaño reducido o deformes, escaso follaje y con estrías amarillas, así como plantas asintomáticas; el OYDV se detectó por medio de DAS-ELISA en 81.8% de las parcelas muestreadas, sin embargo, la incidencia del virus por parcela fluctuó entre 20 y 100% con un promedio de detección de 49.6%. Es importante resaltar que el promedio de detección del OYDV fue mayor en las plantas asintomáticas (51.6%) que el de plantas sintomáticas (45%) (Cuadro 6).

**Cuadro 6. Incidencia de OYDV en plantas de cebolla sintomáticas y asintomáticas colectadas en Zacatecas.**

Parcela	Asintomáticas	%	Sintomáticas	%	Total	%
1	9 <sup>1</sup> /10 <sup>2</sup>	90	NA <sup>3</sup>	0	9/10	90
2	3/5	<b>60</b>	5/5	100	8/10	80
3	24/25	96	NA	0	24/25	96
4	1/5	20	1/5	20	2/10	20
5	4/5	80	2/5	40	6/10	60
6	5/5	100	5/5	100	10/10	100
7	0/20	0	NA	0	0/20	0
8	0/5	0	0/5	0	0/10	0
9	0/5	0	2/5	40	2/10	40
10	1/5	20	2/5	40	3/10	30
11	2/5	40	1/5	20	3/10	30
Total	49/95	51.6	18/40	45	67/135	49.6

<sup>1</sup> Plantas positivas a OYDV; <sup>2</sup> Plantas muestreadas; <sup>3</sup> No aplica.

En un estudio realizado en Zacatecas bajo condiciones de campo se contrastaron algunas de las características vegetativas (altura, número de hojas y diámetro de bulbo) de plantas de cebolla potencialmente sintomáticas (enanismo, raquitismo, follaje clorótico y distorsionado) a OYDV con las de plantas aparentemente sanas; aunque se detectaron diferencias entre ambos tipos de plantas en las tres variables consideradas no

fueron consistentes para todas las parcelas utilizadas en el trabajo (Cuadro 7) (Rodríguez-Molina *et al.*, 2013).

**Cuadro 7. Características vegetativas en plantas de cebolla con síntomas aparentemente virales y asintomáticas colectadas en Zacatecas, México. (Rodríguez-Molina *et al.*, 2013).**

Parcela	Sanidad	Altura (cm)	Número de hojas	Diámetro de bulbo (mm)
2	Asintomáticas	25.2 ±2.54 <sup>x</sup>	8.2 ±1.3	2.1 ±0.51
	Enfermas	24.0 ±4.48	7.4 ±1.51	1.9 ±0.20
4	Asintomáticas	25.5 ±7.92	10.4 ±1.14	4.1 ±0.60
	Enfermas	16.1 ±5.1	7.6 ±1.94	1.76 ±0.45
5	Asintomáticas	11.0 ±2.55	7.8 ±1.3	1.7 ± 0.60
	Enfermas	17.0 ± 3.97	8.0 ± 1.22	2.3 ±0.25
6	Asintomáticas	17.1 ± 5.33	7.0 ± 1.41	5.7 ±9.1
	Enfermas	10.3 ±4.39	5.6 ±0.89	0.9 ±0.28
A	Asintomáticas	22.6 ±6.5	8.2 ±1.92	3.7 ±1.28
	Enfermas	12.4 ± 4.45	6.8 ±1.5	1.38 ±0.42
B	Asintomáticas	18.2 ±0.97	10.8 ±1.3	3.4 ±1.13
	Enfermas	14.2 ±12.03	5.6 ±2.5	2.0 ±1.21
C	Asintomáticas	17.8 ±4.76	8.8 ±1.3	3.2 ±0.75
	Enfermas	16.6 ±5.95	6.4 ±1.67	3.0 ±1.55
D	Asintomáticas	29.3 ±10.03	9.4 ±1.67	2.5 ±1.04
	Enfermas	10.3 ±5.73	5.4 ±2.19	1.4 ±0.68

<sup>x</sup> Promedio y desviación estándar

### **3.2 Virus de la franja amarilla del puerro (*Leek yellow stripe virus: LYSV*)**

El LYSV es un miembro del género *Potyvirus* en la familia *Potyviridae*; sus partículas son filamentosas y flexibles de alrededor de 800 nm de longitud que contiene un cordón sencillo de ARN. El LYSV ha sido encontrado en Europa, Norte y Sur América, norte de Africa y Oceanía. (Sherevera *et al.*, 2019). El rango de hospederos del LYSV es limitado a especies del género *Allium* como *A. ampeloprasum* var. *ampeloprasum*, *A. ampeloprasum* var. *sectivum* y otras especies ornamentales y silvestres (Winiarczyk *et al.*, 2014).

Asimismo, Conci *et al.* (2002) mencionan que este virus se detectó en Bélgica en 1971 y 1972 con una frecuencia de 40 y 74% respectivamente en plantas de puerro; en Dinamarca el porcentaje de plantas de puerro infectadas fue de 20, 12 y 43% en 1976, 1977 y 1978 respectivamente. La incidencia del LYSV puede no ser uniforme a través de los ciclos de cultivo; Vučurović *et al.* (2017) encontraron que en 2011 el 70, 25 y 60% de las muestras de puerro, cebolla y ajo, respectivamente se encontraban infectadas por el LYSV mientras que en 2012 el 20 y 65% de las muestras de cebolla y ajo, respectivamente fueron positivas a ese virus. De

acuerdo con Conci *et al.* (2002) la respuesta a la infección por LYSV puede ser variable según se reflejó en la incidencia del virus en diferentes cultivares de ajo en Argentina: Blanco (84.5%), Colorado (94.3%), Chino (98.6%), Violeta Francés (81.8%), Violeta Santacruceño (34.5%), Rosado Paraguayo (100%) y Castaño-INTA (100%). Al respecto, Lunello *et al.* (2007) consideraron que cuando las plantas de ajo son infectadas únicamente por el LYSV el rendimiento de bulbos no se ve grandemente afectado, pero en combinación con otros virus, se incrementa el daño.

En plantas de ajo, cebolla y puerro colectadas en Serbia y Ucrania se observaron síntomas como mosaico amarillo, franjas, patrones cloróticos enanismo y deformación foliar asociados con la incidencia de LYSV (Vučurović *et al.*, 2017; Sherevera *et al.*, 2019). Los síntomas de la infección por LYSV registrados en plantas de puerro consistieron en mosaico, estrías amarillas, malformación y enanismo (Korkmaz y Cevik, 2009). Brewster (1994) agregó que las plantas de puerro infectadas con este virus también mostraban reducida tolerancia al frío y vida de anaquel corta. Bajo condiciones experimentales se produjo un mosaico severo sistémico en *A. ampelopasum* cv. Miyako y un mosaico ligero sistémico en *A. giganteum* (Noda e Inouye, 1989).

El estudio conducido por Lunello *et al.* (2007) reveló que la infección de plantas de ajo por un complejo viral formado por *Potyvirus*, *Carlavirus* y *Allexivirus* redujo la emergencia de plántulas, altura de plantas y número de hojas en comparación con plantas libres de virus e infectadas sólo con LYSV. El peso y perímetro de los bulbos de plantas infectadas con el complejo viral fue menor en 74 y 37%, respectivamente que los de plantas libres e infectadas sólo por LYSV. La eficiencia de transmisión de un aislamiento de LYSV proveniente de plantas de ajo fue de 63.6, 40.0, 20.0, y 20.0% para *M. persicae*, *Aphis craccivora*, *A. gossypi* y *A. pisum*, respectivamente (Abd El-Wahab, 2009b). Además, un estudio realizado por Soto (1999) reveló que algunas malas hierbas como *Sisymbrium irio* L. (mostacilla) y *C. arvensis* (correhuela) pueden actuar como hospederos del LYSV.

Respecto al análisis filogenético del LYSV, Vučurović *et al.* (2017) señalan la existencia de cinco grupos o clados (A – E); el clado A se ubican los aislamientos obtenidos de ajo en Italia e Israel; el clado B incluye aislamientos de ajo provenientes de Serbia, Estados Unidos, Japón y Nueva Zelanda; en el clado C se encuentran aislamientos obtenidos en ajo de Italia y Estados Unidos en tanto que en el clado D se distinguen aislamientos obtenidos de puerro en Serbia, Japón, Países Bajos, Alemania y

Argentina y en el quinto clado, el E, se hallan aislamientos de ajo de China, Japón y Brasil. Previamente, Parrano *et al.* (2012) identificaron tres clados del LYSV; el clado A contenía aislamientos de las variedades italianas “Rosso di Sulmona” y “Bianco Piacentino”, en el clado B se agruparon aislamientos obtenidos de muestras de ajo orgánico de California, EUA, Japón y Nueva Zelanda y en el clado C se formaron aislamientos de las dos variedades italianas y de muestras de la variedad “Elephant” de California, EUA.

### **3.3 Virus latente común del ajo (Garlic common latent virus: GarCLV)**

El género *Carlavirus*, al cual pertenece el GarCLV, es el más abundante de la familia *Betaflexiviridae* que comprende 43 especies, donde destaca el GarCLV por su distribución mundial; la mayoría de estas especies son transmitidas por pulgones de manera no persistente, pero pueden ser fácilmente transmisibles por medios mecánicos; no se transmiten por semillas y más de 50 especies del género *Allium* son sus hospederas (Winiarczyk *et al.*, 2014). El GarCLV está formado por un genoma lineal de ARN de banda simple, positivo, monocatenario con un tamaño de 5.8 a 9 Kb. Los viriones son varillas flexibles, flexuosas, sin envoltura, de

470 a 1,000 nm de longitud y de 12 a 13 nm de diámetro (Guillén *et al.*, 2011). A nivel mundial la incidencia del GarCLV es variable: cerca de 98% en la provincia de Arcadia en Grecia, entre 23 y 98% en Apulia, Italia y alrededor de 32% en Guanajuato y de 9.8 (ciclo 2007-2008) a 100% (ciclo 2008-2009); en Zacatecas, México (Dovas y Vovlas, 2003; Velásquez-Valle *et al.*, 2010; Torrico *et al.*, 2015).

Entre los síntomas asociados con la infección por GarCLV se encuentran mosaicos, moteados y rayados foliares de diversa intensidad (Majumder y Baranwal, 2009; Hamed *et al.*, 2013; Wijayasekara y Ali, 2019).

Un reporte originado en Guanajuato, México García-Rodríguez *et al.*, (2014) mencionó la presencia de GarCLV en individuos de *Thrips tabaci* Lind. y del escarabajo de cuatro manchas *Collops quadrimaculatus* Fabricius colectados en una parcela de ajo. No existe una gran cantidad de información acerca de las relaciones filogenéticas de este virus; sin embargo, un estudio filogenético realizado en la India demostró que los aislamientos de GarCLV de ese país se agrupaban en el subgrupo II cuyos miembros provienen de Australia, Brasil, Japón y Corea del Sur (Pramesh y Baranwal, 2013). También en Argentina se mencionó la presencia de aislamientos de este virus de origen

alemán, así como la de recombinantes de Australia y Polonia (Torrice *et al.*, 2015).

### **3.4 Virus latente del shalot (*Shallot latent virus: SLV*)**

Las partículas virales del SLV miden alrededor de 650 nm de longitud y son de forma recta o ligeramente curvadas (Davis, 1995b). El SLV además de otros virus como el OYDV, GarCLV y el virus de la franja amarilla del shalot (*Shallot yellow stripe virus: SYSV*) han sido detectados en bulbos de shalot en la isla de Java (Harti *et al.*, 2020). En Japón el SLV es denominado como *Garlic latent virus* (GLV) (Fajardo *et al.*, 2001). Un estudio realizado en parcelas de ajo en Grecia (Dovas *et al.*, 2001) mostró la presencia del SLV, en bajos porcentajes, en áreas donde el material propagativo era importado de Irán o China. En Zacatecas la incidencia del SLV se encontró asociada con mosaicos foliares difusos y deformación de la vena central, aunque su incidencia fue generalmente menor que la de otros virus como OYDV, LYSV y LYSV (Velásquez-Valle *et al.*, 2010) (Cuadro 8).

**Cuadro 8. Frecuencia de detección de virus en plantas de ajo en municipios de Zacatecas, México (Velásquez-Valle et al., 2010).**

Virus	Municipio				
	Sain Alto	Ojocaliente	Morelos	Villa de Cos	Promedio de detección (%)
GarCLV	9 <sup>x</sup> /9 <sup>y</sup>	8/8	26/26	72/72	100
<b>SLV</b>	<b>9/1</b>	<b>8/0</b>	<b>26/2</b>	<b>72/7</b>	<b>8.6</b>
LYSV	9/0	8/0	26/1	72/62	54.7
OYDV	9/9	8/8	26/26	72/72	100

<sup>x</sup> Plantas muestreadas; <sup>y</sup> Plantas positivas a un virus específico.

En Turquía Sevik y Akcura (2013) mencionan la reducida incidencia del SLV en muestras de cebolla (1.2%) en comparación con OYDV (12.3%) y LYSV (3.6%). Mientras que, en la India (Arya et al., 2009) y Brasil (Mituti et al., 2011) mencionan que los síntomas foliares en plantas de ajo, asociados a la infección por SLV fueron mosaico y franjas cloróticas.

El SLV ha sido experimentalmente transmitido por el áfido *Myzus ascalonicus* Doncaster; es probable que también sea transmitido por *Aphis fabae* Scopóli (Davis, 1995b). La secuencia parcial de un aislamiento del SLV originario de la India reveló un máximo de identidad de secuencia de 83 y 98% de nucleótidos y

secuencia de aminoácidos, respectivamente con los aislamientos de China y Japón (Arya *et al.*, 2009).

### **3.5 Virus de la franja amarilla del shalot (*Shalot yellow stripe virus: SYSV*)**

El SYSV, perteneciente al género *Potyvirus*, fue aislado de muestras de shalot obtenidas en el sudeste asiático (Indonesia, China y Tailandia) donde su presencia es común; este virus no infectó plantas de puerro (*A. ampeloprasum* L. var. *porrum* (L.) Gay, Cebolla Welsh, *Chenopodium* spp. y *Nicotiana* spp. pero infectó las plantas de cebolla Cristal Wax que son resistentes a la mayoría de los aislamientos de OYDV (Van der Vlugt *et al.*, 1999; Swari *et al.*, 2015). Posteriormente, Chen *et al.* (2005) lograron la infección de plantas de shalot y cebolla Welsh con un aislamiento del SYSV procedente de China, aunque agregan que las plantas de shalot permanecieron asintomáticas. En Tailandia, la coinfección de plantas de shalot por OYDV y SYSV alcanzó el 62 y 46% en las temporadas húmeda y seca, respectivamente (Sekar *et al.*, 2015). En Ecuador el SYSV fue encontrado en co infección con el OYDV y el LYSV en hojas de plantas de ajo que presentaban estriado clorótico moderado o severo y rizado (Oleas y Arahana, 2016). En Francia, Marais *et al.* (2019) mencionaron la incidencia de

plantas de shalot que exhibían bandas amarillas y pérdida moderada de vigor asociadas con la presencia del *Shallot mild yellow stripe associated virus* (SMYSaV), señalando además, la existencia de dos clados de este patógeno. Su presencia en México aún no ha sido reportada, aunque la sintomatología asociada con el SYSV es frecuente en parcelas comerciales de ajo y cebolla. Como otros *Potyvirus*, el SYSV es transmitido por áfidos y en semilla.

### **3.6 Virus de la mancha amarilla del iris (*Iris yellow spot virus: IYSV*)**

El IYSV se encuentra dentro del género *Tospovirus* en la familia *Bunyaviridae*; sus partículas virales son pleomórficas con un tamaño aproximado de 80 a 120 nm; el ARN viral muestra tres segmentos correspondientes a tres tamaños: pequeño (2.9 kb), medio (4.8 kb) y grande (8.9 kb) (Bag *et al.*, 2015).

El IYSV fue reportado en 1981 en Brasil y hasta 2014 la enfermedad se había dispersado en África, Australia, las Américas y Europa (Muñoz *et al.*, 2014; Bag *et al.*, 2015). En México la presencia del IYSV fue mencionada por Velásquez-Valle y Reveles-Hernández (2011) en plantas de cebolla cultivadas y

voluntarias en Zacatecas; Pérez-Moreno *et al.* (2013) la identificaron en plantas de ajo de Guanajuato, más tarde, Ramírez-Rojas *et al.* (2016) la reportaron en plantas de cebolla en Morelos; posteriormente Ávila-Alistac *et al.* (2017) consignaron la presencia del virus en parcelas de cebolla en Michoacán.

Los síntomas iniciales en plantas de cebolla son pequeñas lesiones necróticas e irregulares o en forma de diamante con una isla verde en el centro y de coloración pajiza que eventualmente se unen y pueden interesar la hoja entera pero generalmente de las hojas en la parte media de la planta hacia abajo. Esta reducción en el área fotosintética afecta el rendimiento ya que reduce el número de bulbos de tamaño superior que frecuentemente tienen un valor más alto en el mercado. En las parcelas de producción de semilla de cebolla las pérdidas se deben a que las lesiones del IYSV pueden estrangular y doblar los escapos florales con la consiguiente pérdida de las semillas (Kamal *et al.*, 2021). El virus tiende a ser localizado en las lesiones y en el tejido cercano de hojas y escapo; la mayor concentración viral se ha encontrado en las hojas interiores al centro de la planta donde los trips viven y se alimentan (Bag *et al.*, 2015). Según Boateng y Schwartz (2013) el IYSV no pudo ser detectado en la raíz, plato basal, escamas del bulbo u hojas muertas de plantas de

cebolla infectadas bajo condiciones de campo, pero la concentración viral fue mayor en hojas jóvenes que en las intermedias o en las más antiguas.

El IYSV es transmitido por trips de manera persistente y propagativa; estos insectos pueden transmitir el patógeno solamente si lo adquieren en su estado larval o inmaduro, especialmente por el primer instar, pero la tasa de adquisición disminuye conforme la larva madura; una vez que el virus es adquirido se propaga en el vector y es persistentemente transmitido por el resto de su vida (Kritzman *et al.*, 2001; Hsu *et al.*, 2010). El principal vector es el trips de la cebolla *T. tabaci* pero también puede ser transmitido por el trips del tabaco *Frankliniella fusca* (Hinds) (Muñoz *et al.*, 2014). Se ha demostrado que la adquisición del IYSV por *T. tabaci* afecta su biología ya que bajo condiciones de laboratorio se encontró que los adultos de este trips que habían adquirido el virus vivieron en promedio, 3.6 días (rango: 1.1 a 6.1 días) más que los que no habían adquirido el virus, lo cual les permitiría infectar un mayor número de plantas. Otras características como la fecundidad de hembras virulíferas y no virulíferas no fue afectada por la presencia del IYSV (Leach *et al.*, 2019).

El rango de hospederos del IYSV abarca al menos 47 especies vegetales que son infectadas de manera natural; entre ellas destacan la cebolla (*A. cepa*), puerro (*A. porrum* L.), ajo (*A. sativum*), cebolleta (*A. schoenoprasum* L.), shalot (*A. cepa* var. *aggregatum* [G. Don]), chile (*Capsicum annuum* L.), papa (*Solanum tuberosum* L.) y tomate (*S. lycopersicum* L.), así como otras especies del género *Allium*: *A. altaicum* Pall, *A. galanthum* Kar. & Kir. *A. roylei* Stearn, *A. tuberosum* Rottler ex Spreng y *A. vavilovii* M. Popov et Vved. De igual forma, infecta ornamentales como Iris (*Iris* spp.), lisianthus (*Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinn, lirio de los incas (*Alstroemeria* spp.) y rosales (*Rosa* spp.). También entre las malas hierbas afectadas por el IYSV se encuentran (*Datura stramonium* L.), tabaco (*Nicotiana* spp.) y quelite (*Amaranthus retroflexus* L.) (Walker *et al.*, 2009; Achigar, 2011; Kamal *et al.*, 2021).

Las relaciones filogenéticas del IYSV han sido abordadas por un número de investigadores. La caracterización de aislamientos del virus, procedentes de plantas de cebolla de Georgia, EUA y Perú permitió ubicarlos como un mismo clado (Nischwitz *et al.*, 2007). Tomassoli *et al.* (2009) propusieron cinco clados: en el primero se ubicó al aislamiento esloveno de puerro; en el segundo clado se incluyeron aislamientos procedentes de los

Países Bajos, Israel, Japón y Australia; en un tercer clado se encontraban aislamientos del oeste de EUA, Chile, Guatemala, un aislamiento de Serbia y otro de Brasil; el cuarto clado comprendía aislamientos de Perú y Georgia, EUA y finalmente, el quinto clado contenía aislamientos de Serbia, España e Italia. En Irán dos aislamientos del IYSV obtenidos de cebolla mostraron 98, 96 y 92% de identidad de aminoácidos con aislamientos de Ceilan, Holanda y Brasil, respectivamente (Beikzadeh *et al.*, 2012). Por su parte, Hafez *et al.* (2014) señalaron que un aislamiento de IYSV obtenido de plantas de cebolla en Egipto compartía 95% de identidad con el aislamiento reportado de Israel. En otro estudio, Bag *et al.* (2015) informaron que el análisis filogenético de secuencias completas de la proteína N de 99 aislamientos del IYSV formaba dos clados distintos: el primer clado consistía principalmente de aislamientos asiáticos (India, Japón y Sri Lanka), tres aislamientos de Oceanía (Australia y Nueva Zelanda) y tres aislamientos de EUA; el segundo clado estaba formado por aislamientos de las Américas y Eurasia. El análisis filogenético basado en la secuencia del gene N mostro que un aislamiento del IYSV proveniente de una parcela comercial de cebolla en Fresnillo, Zac., conformó un cerrado grupo con los de Texas y Nuevo México, EUA (Velásquez-Valle *et al.*, 2016a). El análisis de los aislamientos del IYSV de Zimbabwe reveló que se encuentran estrechamente

relacionados con aislamientos de Asia, Australia, Europa y Sud África, aunque son distintos de los de Brasil, Países Bajos y Reino Unido (Karavina y Gubba, 2017).

Un estudio realizado en parcelas comerciales de cebolla en Zacatecas (Velásquez-Valle, 2017) reveló que, bajo condiciones naturales, el promedio de lesiones del IYSV por planta varió desde 4.7 hasta 10.7 con rangos tan amplios como de una a 38 lesiones; consecuentemente, el promedio de lesiones por hoja varía de 0.5 a 1.4 en las variedades Cirrus y White Album respectivamente. Sin embargo, el rango de lesiones por hoja más amplio (0.1 a 5.42) se registró en la variedad Mata Hari. El porcentaje medio de hojas sintomáticas fue superior en las variedades Blanca y White Album (45.3 y 43.1% respectivamente con un límite superior cercano a 70% en ambos casos); en contraste, el híbrido Mata Hari con sólo 32.3% de hojas sintomáticas presentó valores de 100% en su rango (Cuadro 9).

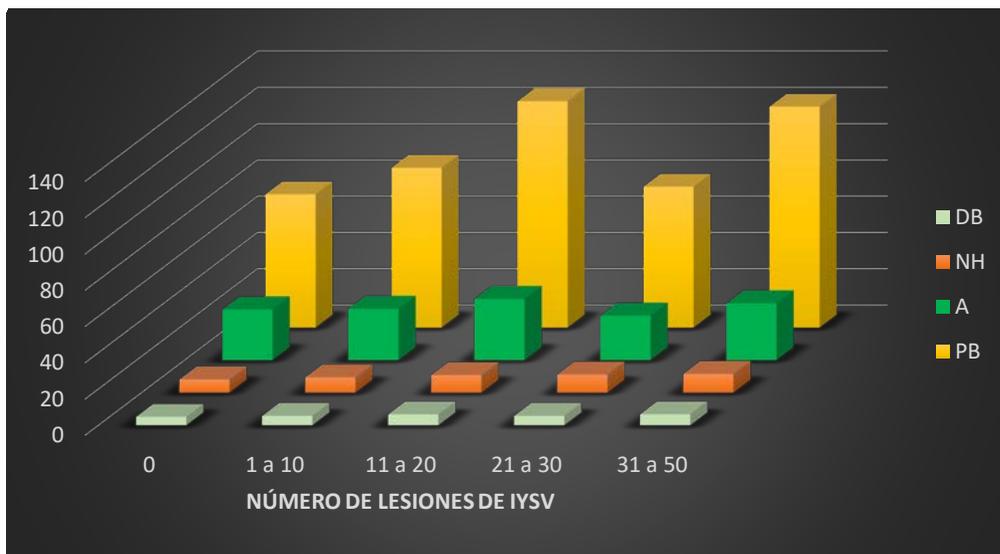
**Cuadro 9. Presencia natural de lesiones del virus de la mancha amarilla del iris en plantas de cebolla colectadas en parcelas comerciales en Zacatecas, México (Velásquez-Valle, 2017).**

Var.	LPP <sup>1</sup>	D E <sup>2</sup>	Rango	LPH <sup>3</sup>	Rango	HS (%) <sup>4</sup>	Rango
White Album	10.7	± 10.6	1 - 35	1.4	0.16 - 2.75	43.1	16.7 – 71.4
Blanca	8.5	± 3.6	3 - 13	0.9	0.37 – 1.28	45.3	22.2 – 70.0
Carta Blanca	7.8	± 6.6	1 - 19	0.8	0.08 – 2.11	28.1	8.3 – 44.4
Cirrus	4.7	± 3.2	2 - 13	0.5	0.16 – 1.30	27.9	12.5 – 50.0
Red Nice	5.0	± 5.8	1 - 15	0.6	0.12 – 1.66	27.9	12.5 – 57.1
Mata Hari	8.3	± 11.3	1 - 38	1.1	0.10 – 5.42	32.3	10.0 – 100

<sup>1</sup> Lesiones por planta (media); <sup>2</sup> Desviación estándar; <sup>3</sup> Lesiones por hoja (media); <sup>4</sup> % hojas sintomáticas (media).

Gent *et al.* (2004) en Colorado, EUA, encontraron que el rendimiento de bulbos de cebolla de la clase jumbo del cultivar Teton estuvo negativamente correlacionado con el aumento en la incidencia de IYSV mientras que en el cultivar Sterling los bulbos de la clase colosal también se encontraron negativamente correlacionados con la incidencia del virus. Por otro lado, en Zacatecas se cuantificó el efecto de la enfermedad (número de lesiones) sobre algunas variables de desarrollo (altura de planta y

número de hojas) y rendimiento (peso y diámetro de bulbo) de cebolla blanca bajo condiciones de campo; los resultados mostraron que el número de hojas tiende a incrementarse a medida que aumenta el número de lesiones provocadas por el virus; en el resto de las variables se confirma parcialmente esa tendencia ya que cuando el número de lesiones oscila entre 20 y 30 los valores de cada variable disminuyen para incrementarse posteriormente cuando el número de lesiones varía entre 31 y 50; el impacto de la epidemia de IYSV bajo las condiciones de producción de cebolla en Zacatecas no parece tener la importancia que adquirió en otras regiones pero es conveniente recordar que la situación puede cambiar repentinamente por la introducción de un nuevo patotipo, un incremento en la población de trips infectivos, un cambio en las condiciones climatológicas o el empleo de materiales genéticos con mayor susceptibilidad al virus o al vector (Figura 1) (Velásquez-Valle, datos no publicados).



**Figura 1. Efecto del número de lesiones del IYSV sobre el peso del bulbo de cebolla (PB), altura de planta (A), número de hojas (NH) y diámetro de bulbo (DB).**

En Zacatecas la producción de plántula de cebolla se realiza, en su mayoría, bajo condiciones de cielo abierto, lo cual expone las plántulas a la acción de vectores y patógenos, entre ellos los trips que diseminan al IYSV. En un trabajo realizado en 2015 se detectó la presencia del IYSV en el 90% de los almácigos de diferentes tipos de cebolla, donde la incidencia del virus, cuantificada por medio de DAS-ELISA, varió entre 8.3 y 100%, 60 y 80% y 23 y 96.7% para los tipos de cebolla blanca, industrial (naranja o café) y morado, respectivamente (Velásquez-Valle et al., 2017).

### **3.7 Virus de la marchitez manchada del jitomate en cebolla (*Tomato spotted wilt virus: TSWV*).**

El TSWV es un miembro del género *Tospovirus* perteneciente a la familia *Bunyaviridae*; fue descrito por primera vez en Australia en 1915 y se determinó su etiología viral en 1930; se consideraba que el TSWV era el único miembro de este grupo hasta que en 1989 se caracterizó el *Impatiens necrotic spot virus* (INSV). Las partículas de TSWV tienen forma esférica con un diámetro entre 80 y 110 nm revestidas por una cubierta lipoproteica; el genoma viral está compuesto por tres moléculas lineales de ARN de hélice simple, L, M, y S constituidas por 8897, 4821 y 2916 nucleótidos respectivamente (Conti *et al.*, 2000; Sherwood *et al.*, 2003; Sin *et al.*, 2005). El TSWV se transmite de manera persistente y propagativa (Margaria *et al.*, 2014).

El TSWV también ha sido reportado en cebollas *Vidalia* en Georgia, EUA (Mullis *et al.*, 2004). En Serbia se reportó la decoloración extensiva caracterizada por la aparición de numerosas y pequeñas manchas blancuzcas en las hojas de plantas de cebolla y manchas y de franjas cloróticas en plantas vecinas de ajo; ambos grupos de lesiones fueron atribuidos al TSWV. La incidencia de la enfermedad fue de 60 y 40% para

cebolla y ajo, respectivamente (Stanković *et al.*, 2012). El TSWV se transmite por medio de trips de manera persistente y propagativa. En Zacatecas el TSWV fue detectado por medio de DAS-ELISA en plantas asintomáticas de cebolla pertenecientes a la variedad Carta Blanca (Velásquez-Valle *et al.*, 2012a).

El análisis filogenético basado en secuencias parciales del gene de la proteína de la nucleocapside (N) sugirió que los aislamientos de TSWV provenientes de Kenia formaban un subgrupo anidado dentro de un cluster de aislamientos del virus que llegaron predominantemente de Europa (Macharia *et al.*, 2015).

### **3.8 Allexivirus**

Además de los géneros *Potyvirus* y *Carlavirus*, las plantas de ajo son frecuentemente infectadas por virus en forma de filamento; transmitidos por ácaros. Inicialmente estos patógenos fueron descritos en 1970 en plantas de cebolla y fueron nombrados como Virus del mosaico de la cebolla (Melo *et al.*, 2004).

Los miembros del género *Allexivirus* pertenecen a la familia *Alphaflexiviridae* que comprende ocho especies; los *Allexivirus* tienen una molécula simple de ARN y su longitud es cercana a 9 kb; la organización genómica de los *Allexivirus* difiere de la de *Potyvirus* y *Carlavirus* por la presencia de un gene extra (ORF 4=42K), cuya función permanece desconocida; los *Allexivirus* son transmitidos por el ácaro *Aceria tulipae* que se disemina pasivamente por medio del viento, así como en los almacenes; de acuerdo con Dabrowska *et al.* (2020) este ácaro es cosmopolita y puede ser detectado en las hojas jóvenes de las plantas de ajo pero también se puede alimentar y desarrollar bajo las escamas de los “dientes” de ajo sobre los cuales se pueden desarrollar manchas blancuzcas o café opacas; las mayores pérdidas causadas por este eriófido ocurren durante el periodo de almacenamiento abatiendo el rendimiento hasta en 23%.

La sintomatología asociada con la infección de estos virus consiste en infecciones latentes, franjas cloróticas moderadas o mosaico moderado en las hojas de plantas de ajo, aunque se reconoce que las franjas u otras deformaciones foliares pueden ser causadas directamente por *A. tulipae* (Melo *et al.*, 2004; Oliveira *et al.*, 2014; Winiarczyc *et al.*, 2014).

Los *Allexivirus* pueden provocar pérdidas significativas en el rendimiento de las plantas de ajo; al respecto, Madariaga *et al.* (2019) mencionan que las pérdidas provocadas por la infección de algunos *Allexivirus* pueden alcanzar entre 32 y 50%. El efecto de la infección por GarV-A, GarV-C y un complejo de *Allexivirus* fue reportado por Cafrune *et al.* (2006); GarV-A provocó pérdidas significativas en el peso y diámetro de bulbo (14 – 32 y 6 - 11% respectivamente). Por su parte, GarV-C causó menos daño que GarV-A (15 y 5% en peso y diámetro de bulbo, respectivamente). En un trabajo posterior en Argentina se identificó al *Garlic Virus A* (GarV-A), *Garlic Virus C* (GarV-C) y al *Garlic Virus D* (GarV-D); el GarV-A redujo el peso del bulbo entre 14 y 32% mientras que GarV-C solamente lo hizo en 15% (Perotto *et al.*, 2010). En Brasil se ha encontrado al GarMbFV, GarV-A, GarV-B, GarV-C y GarV-D en plantas de ajo (Mituti *et al.*, 2015).

En Polonia se han reportado las infecciones de GarV-D, GarV-B y GarV-X como las más abundantes con presencia en 79, 64 y 59% de las muestras ajo, respectivamente; otros *Allexivirus* como GarV-A, GarV-C y GarV-E también fueron identificados en el mismo estudio (Chodorska *et al.*, 2014). Por otro lado, en Etiopía Jemal *et al.* (2015) registraron la ocurrencia de infecciones mixtas dobles y triples que incluían miembros de los géneros *Allexivirus*,

como el GarV-B y GarV-C, y *Potyvirus* como el OYDV y LYSV. En México se ha reportado la presencia de los *Allexivirus* GarV-A, GarV-C y GarV-X (Wylie *et al.*, 2014). Previamente se había mencionado la ocurrencia del vector, *A. tulipae* en bulbos de ajo colectados en bodegas de Guanajuato, México (Acuña, 2007). La eficiencia de transmisión de estos virus por medio de *A. tulipae* es notablemente alta; un estudio realizado por Dabrowska *et al.* (2020) encontró que el porcentaje de transmisión de plantas de ajo a plantas de puerro fue de 86.7, 100, 86.7 y 93.3% para GarV-B, GarV-C, Garv-D y GarV-X, respectivamente.

### **3.9 Distribución viral dentro de las plantas de ajo y cebolla**

El conocimiento de la presencia de un agente viral en los órganos de una planta permite, entre otras cosas, optimizar los procedimientos de muestreo y con ello elevar la frecuencia de detección de estos patógenos. En este sentido, Koch *et al.* (1995) reportaron la presencia del OYDV en “dientes” y bulbillos aéreos en concentraciones similares o más altas que las registradas en hojas de plantas de ajo. Igualmente, en un trabajo realizado en plantas de cebolla colectadas en Zacatecas se encontró que algunos virus como el OYDV y LYSV se distribuían en la mayoría

de hojas, pseudotallo e inflorescencias mientras que otros como el SLV mostraban menor incidencia en esos órganos o no se detectaban (Velásquez-Valle *et al.*, 2012a) (Cuadro 10).

**Cuadro 10. Incidencia (%) de virus en hojas, pseudotallo e inflorescencia de plantas de cebolla (Velásquez-Valle *et al.*, 2012a).**

Ajo	Órgano	Virus					
		OYDV	LYSV	TEV	GarCLV	SLV	TSWV
Criollo	Hojas	100	100	28.1	15.6	31.2	NP <sup>1</sup>
	PST <sup>2</sup>	100	100	40	40	60	NP
	INF <sup>3</sup>	NR <sup>4</sup>	80	NR	NR	NR	NP
Criollo	Hojas	60	73.3	86.6	80	16.7	NP
	PST	100	100	100	75	25	NP
	INF	NR	NR	NR	NR	NR	NP
Carta Blanca	Hojas	69.2	100	NR	84.6	17.9	74.3
	PST	100	100	NR	40	0	20
	INF	NR	NR	NR	NR	NR	NR

<sup>1</sup>No Probado; <sup>2</sup>Pseudotallo; <sup>3</sup>Inflorescencia; <sup>4</sup>No Reportado.

Aunque es posible que se requiera el análisis de un mayor número de muestras, Velásquez-Valle *et al.* (2012a) reportan que el número de agentes virales (OYDV, LYSV, TEV, GarCLV, SLV o TSWV) puede estar relacionado con el número de hojas por planta (edad de la planta) así como tiempo y superficie de exposición a vectores; las plantas de cebolla con seis o más hojas presentaban de cuatro a cinco agentes virales; mientras que en las plantas con cinco hojas sólo se detectaron dos agentes virales (Cuadro 11).

**Cuadro 11. Número de agentes virales identificados de acuerdo con el número de hojas por planta de cebolla (Velásquez-Valle *et al.*, 2012a).**

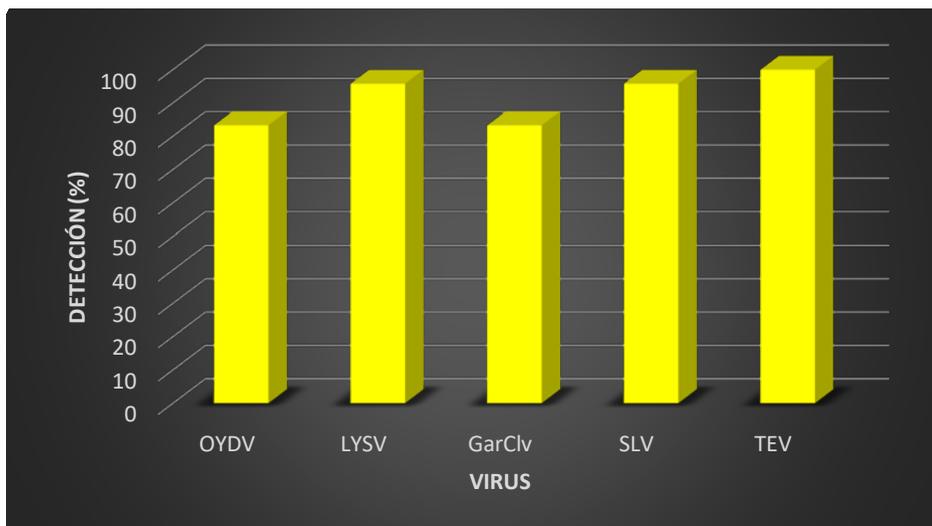
Hojas por planta	Número de agentes virales				
	1	2	3	4	5
5	0.0	80.0 <sup>x</sup>	20.0	0.0	0.0
6	6.9	13.8	48.2	6.9	24.1
7	0.0	21.4	28.6	42.8	7.1
8	0.0	18.7	31.2	20.0	7.8
9	11.4	14.3	22.8	42.8	8.6

<sup>x</sup> Porcentaje de agentes virales identificados en plantas de cebolla con un número específico de hojas.

### 3.10 Presencia de virus en la “semilla” de ajo

Uno de los principales medios de diseminación de las enfermedades virales del ajo es el empleo de “semilla” infectada (Pérez-Moreno *et al.*, 2014); un estudio realizado con 24 variedades de distintos tipos de ajo en Zacatecas reveló la presencia de OYDV, LYSV, GarCLV, SLV y TEV en los “dientes” de ajo (Figura 2) aunque el rango de detección fue mayor (25 – 100%) para OYDV, LYSV, SLV y TEV, solamente para el caso de GarCLV el

rango de detección fue ligeramente menor (25 – 75%) (Velásquez-Valle *et al.*, 2016b).



**Figura 2. Porcentaje de detección del OYDV, LYSV, GarCLV, SLV y TEV en “dientes” de 24 variedades de ajo en Zacatecas, México (Velásquez-Valle *et al.*, 2016b).**

### 3.11 Infecciones mixtas en ajo

Las plantas de ajo son simultáneamente infectadas por miembros de los géneros *Potyvirus*, *Carlavirus* o *Allexivirus* (Majumder y Johari, 2014; Godena *et al.*, 2020). Al respecto, Fayad-André *et al.* (2011) reportaron en Brasil que el 22% de las muestras de plantas de ajo examinadas mostraron infecciones mixtas; entre los *Potyvirus*, la incidencia de LYSV fue superior a la del

OYDV mientras que el *Carlavirus* GarCLV fue menos prevalente que los anteriores. Sin embargo, un estudio mostró que el tratamiento térmico de “dientes” de ajo modificó la frecuencia de detección de los agentes virales y sus combinaciones; previamente al tratamiento térmico se detectaron 15 agentes virales o interacciones entre ellos, después del tratamiento térmico se detectaron solamente ocho agentes virales o interacciones entre ellos, aunque en algunas de ellas la frecuencia de detección se incrementó (Velásquez-Valle *et al.*, 2016b) (Cuadro 12).

**Cuadro 12. Frecuencia de interacciones infectivas en “dientes” de ajo previa y posteriormente al tratamiento térmico (Velásquez-Valle et al., 2016b).**

<b>Interacción infectiva</b>	<b>Pre tratamiento térmico</b>	<b>Post tratamiento térmico</b>
SLV	4.7 <sup>1</sup>	0.0
TEV	3.5	21.1
TEV+SLV+OYDV+LYSV	22.3	0.0
TEV+SLV+GarCLV+OYDV+LYSV	3.5	6.7
TEV+OYDV+LYSV	20.0	0.0
TEV+SLV+LYSV	5.9	0.0
TEV+LYSV	9.4	0.0
TEV+SLV	4.7	13.3
TEV+OYDV	3.5	30.0
TEV+SLV+OYDV	8.2	15.5
TEV+GarCLV+LYSV	1.2	4.4
SLV+GarCLV	2.3	0.0
TEV+SLV+GarCLV+LYSV	8.2	1.1
TEV+SLV+OYDV+LYSV	2.3	0.0
TEV+GarCLV+OYDV+LYSV	ND <sup>2</sup>	7.8

<sup>1</sup>Frecuencia de detección (%); <sup>2</sup>No detectada.

En Croacia, Godena *et al.* (2020) cuantificaron la incidencia de infecciones virales múltiples en “dientes” y bulbillos de ajo encontrando porcentajes de infección superiores a 69% en “dientes” y a 75% en bulbillos con los mismos agentes causales reportados en Zacatecas (Cuadro 13).

**Cuadro 13. Porcentaje de detección de infecciones múltiples en “dientes” y bulbillos de ajo en Croacia (Godena *et al.*, 2020).**

<b>Virus</b>	<b>Infección de “dientes” (%)</b>	<b>Infección de bulbillos (%)</b>
GCLV + SLV	73	75
GCLV + LYSV	85	94
GCLV + OYDV	69	92
SLV + LYSV	88	82
SLV + OYDV	72	79
LYSV + OYDV	84	98
GCLV + SLV + LYSV	82	84
GCLV + SLV + OYDV	71	82
LYSV + OYDV + GCLV	79	95
SLV + LYSV + OYDV	81	86
GCLV + SLV + LYSV + OYDV	78	87

El análisis serológico de muestras aisladas de ajo y cebolla procedentes de regiones productoras de ajo y cebolla localizadas en Delicias, Chihuahua, Saltillo, Coahuila y Villa de Ramos en San Luis Potosí reveló la presencia generalizada y alta incidencia del OYDV, LYSV, GarCLV, SLV y TEV en esas áreas (Cuadro 14).

**Cuadro 14. Presencia (%) de virus en muestras aisladas de ajo y cebolla procedentes de Chihuahua, Coahuila y San Luis Potosí, México (Velásquez-Valle, datos no publicados).**

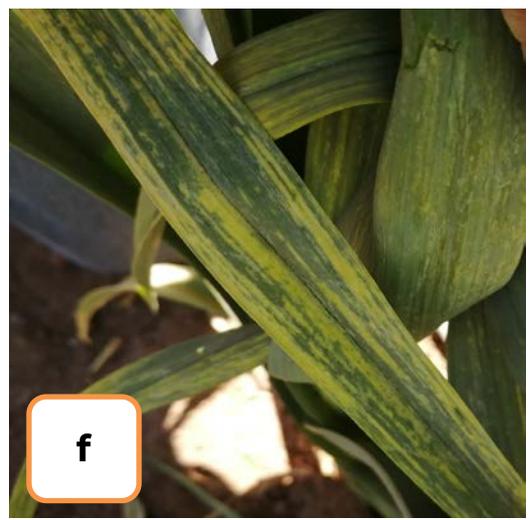
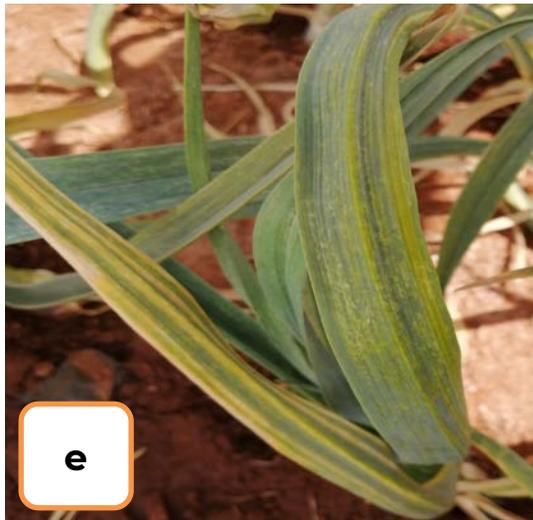
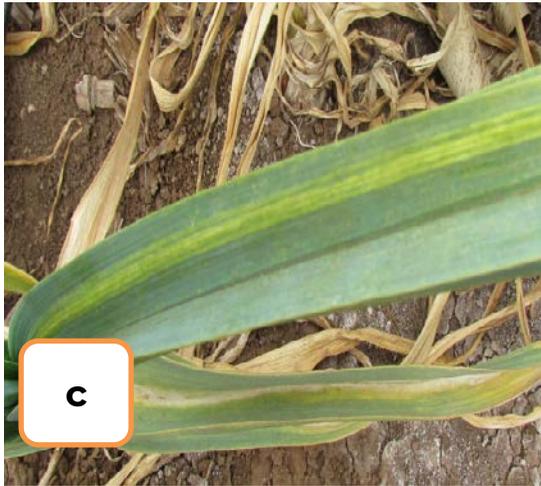
Región/Cultivo	Virus				
	OYDV	LYSV	GarCLV	SLV	TEV
Coahuila / Ajo	100 <sup>1</sup>	100	100	100	100
Chihuahua / Ajo	100	100	30	100	80
San Luis Potosí / Ajo	100	100	82	36	100
Cebolla / Chihuahua	83	100	100	92	100

<sup>1</sup> Porcentaje de detección.

Los síntomas asociados con la presencia de OYDV, LYSV, GarCLV, SLV y TEV en ajo y cebolla en Zacatecas son poco confiables para su diagnóstico visual ya que al menos en ajo, el 95.2% de las muestras analizadas mostraban un mosaico difuso o amarillos independientemente de los agentes virales presentes

(Velásquez-Valle *et al.*, 2010); un resultado similar se obtuvo en Guanajuato (Pérez-Moreno *et al.*, 2007a; Pérez-Moreno *et al.*, 2007b) donde plantas de ajo que mostraban hojas con franjas amarillas, mosaicos, enanismo y deformaciones resultaron positivas a OYDV, LYSV, GarCLV y SLV. Consecuentemente, la sintomatología asociada con las enfermedades virales en ajo y cebolla no proporcionan elementos para utilizarla como medio visual de diagnóstico; en la Figura 3 se presentan algunas fotografías con los síntomas de origen viral en plantas de ajo y cebolla principalmente mosaicos, estrías y lesiones locales.





**Figura 3. Síntomas asociados con las infecciones virales en plantas de ajo y cebolla, a: estrías amarillas, b: lesiones romboidales, pajizas, asociadas con el IYSV en planta de cebolla, c: venas verde amarillentas en hoja de ajo, d: hojas de ajo con estrías amarillas (abajo, izquierda) y mosaico (centro), e: estriado difuso en hoja de ajo y f: mosaico amarillo en hojas de ajo.**

## 4. Chile

El chile (*Capsicum* spp.) es una hortaliza importante a nivel global debido a su color, sabor, pungencia y aroma; en 2018 alrededor de 36.7 millones de toneladas de chile fresco y cerca de 4.2 millones de toneladas de chile seco fueron cosechadas en 3.76 millones de hectáreas en el mundo (Li *et al.*, 2020).

De acuerdo con Zegbe *et al.* (2012), México ocupó el noveno lugar mundial en la producción de chile seco, con una producción de 58 mil toneladas en una superficie cultivada de 33 mil hectáreas. El estado de Zacatecas es el principal productor de chile seco en México; en el 74% de las 38 mil hectáreas cultivadas con este tipo de chile se encontraron chiles Guajillo (Mirasol), Ancho y de Árbol.

En el norte centro de México la producción de chile se ve afectada por la incidencia de enfermedades provocadas por hongos, oomicetos, nematodos, bacterias y virus que reducen su productividad. Las enfermedades causadas por virus son un factor limitante para la producción de chile en muchas regiones del mundo. Los virus son parásitos obligados que mantienen estrechas interrelaciones con sus hospederos. Los virus son

intracelulares y se mueven dentro de la planta por medio del plasmodesmo y los tejidos vasculares, especialmente el floema. Las enfermedades virales son detectadas, en muchos casos por algunos síntomas característicos como el mosaico o moteado, deformación foliar o enanismo; sin embargo, el tipo y severidad de los síntomas se encuentran en función de un número de factores que incluyen el o los virus causantes de la sintomatología, la cepa o raza, las condiciones ambientales y la edad de la planta al momento de la infección. Por otro lado, es común que una planta esté infectada con más de un virus; algunas infecciones mixtas resultan en la interferencia o enmascaramiento de síntomas, otras causan síntomas que son completamente distintos a los causados por los virus en infecciones individuales y otras presentan una interacción sinérgica que conduce a la expresión extrema de síntomas. En otras ocasiones los síntomas virales pueden ser similares a los provocados por deficiencias nutricionales o por daño por herbicidas; consecuentemente, es difícil elaborar un diagnóstico visual de estas enfermedades, así como identificar con certeza los virus responsables (Murphy y Warren, 2003).

En el Cuadro 15 se presentan algunos de los virus conocidos y sus vectores que infectan las plantas de chile globalmente.

**Cuadro 15. Virus que infectan las plantas de chile y su vector (Prakash y Singh, 2006).**

<b>Virus</b>	<b>Vector</b>
<b>Potyvirus</b>	Áfidos
<i>Potato virus Y (PVY), Tobacco etch virus (TEV), Pepper veinal mottle virus (PVMV), Chilli veinal mottle virus (CVMV), Pepper vein banding virus (PVBV), Pepper mild mosaic virus (PMMV), Pepper mottle virus (PeMtV), Pepper severe mosaic virus (PeSMV), Peru tomato virus (PTV), Chilli vein banding mottle virus (CVbMV), Ethiopian pepper mottle virus (EPMV), Pepper yellow mosaic virus (PYMV).</i>	
<b>Carlavirus</b>	Áfidos
<i>Potato virus M (PVM), Potato virus S (PVS)</i>	
<b>Potexvirus</b>	Áfidos <sup>1</sup> , inoculación mecánica y por contacto entre plantas <sup>2</sup>
<i>Potato aucuba mosaic virus (PAMV), Potato virus X (PVX)</i>	
<b>Tobamovirus</b>	Semilla
<i>Tobacco mosaic virus (TMV), Pepper mild mottle virus (PeMdMtV), Tomato mosaic virus (ToMV), Bell pepper mottle virus (BPeMtV), tobacco mild green mosaic virus (TMGMV), Dulcamara yellow fleck virus (DYFV), Paprika mild mottle virus (PMMV)</i>	
<b>Tobravirus</b>	Nematodos

<b><i>Tobacco rattle virus (TRV), Pepper ringspot virus (PRSV)</i></b>	
<b><i>Luteovirus</i></b>	Áfidos
<b><i>Beet western yellows virus (BWYV), Pepper vein yellows (PVYV), Potato leaf roll virus (PLRV)</i></b>	
<i>Necrosis and Satellite Virus</i>	Hongo <sup>3</sup>
<b><i>Tobacco necrosis virus</i></b>	
<b><i>Tombuvirus</i></b>	Semilla <sup>4</sup>
<b><i>Tomato bushy stunt virus (TBSV), Moroccan pepper virus (MPV)</i></b>	
<b><i>Fabavirus</i></b>	Áfidos
<b><i>Broad bean wilt virus (BBWV)</i></b>	
<b><i>Nepovirus</i></b>	Nematodos
<b><i>Tobacco ring spot virus (TRSV), Tomato ring spot virus (TomRV), Tomato black ring virus (TBRV)</i></b>	
<b><i>Tymovirus</i></b>	Coleópteros
<b><i>Belladonna mottle virus (BMV)</i></b>	
<b><i>Alfamovirus</i></b>	Áfidos
<b><i>Alfalfa mosaic virus (AMV)</i></b>	
<b><i>Cucumovirus</i></b>	Áfidos
<b><i>Cucumber mosaic virus (CMV), Tomato aspermy virus (TAV)</i></b>	
<b><i>Ilarvirus</i></b>	Semilla, trips <sup>5</sup>
<b><i>Tobacco streak virus (TSV), Parietaria mottle virus (PMV)</i></b>	
<b><i>Crypticvirus</i></b>	Polen, semilla <sup>6</sup>
<b><i>Red pepper cryptic virus (RPCV).</i></b>	
<b><i>Geminivirus</i></b>	Mosquita blanca, chicharritas
<b><i>Curly top virus (CTV), Tobacco leaf curl virus (TLCV), Tomato yellow leaf curl virus (TLYCV), Pepper mild tigre virus (PMTV), Chino del tomate virus (CdTV), Serrano golden mosaic virus (SGMV), Tomato dwarf leaf curl virus</i></b>	

<b>(ToDLCV), Tomato chlorosis virus (TChV), Cotton leaf curl (CLC), Pepper huasteco virus (PHV)</b>	
<b>Hybrigeminivirus</b>	Mosquita blanca
<b>Tomato pseudo curly top virus (TPCTV), Pepper yellow vein mosaic virus (PeYVMV)</b>	
<b>Tospovirus</b>	Trips
<b>Tomato spotted wilt virus (TSWV), Impatiens necrotic spot virus (INSV), Tomato chlorotic spot virus (TCSV), Groundnut ringspot virus (GRSV), Groundnut bud necrosis virus (GBNV), Capsicum chlorosis virus (CaCV), Pepper necrotic spot virus (PNSV)<sup>7</sup></b>	
<b>Rhabdovirus</b>	Transmisión mecánica, áfidos, ácaros, chicharritas <sup>8</sup>
<b>Eggplant mottle dwarf virus (EMDV)</b>	
<b>Comovirus</b>	Contacto <sup>9</sup>
<b>Andean potato mottle virus (APMV)</b>	
<b>Uncharacterized</b>	
<b>Tomato stolbur virus, Pepper vein chlorosis virus, Bell pepper dwarf mosaic virus, Arizona pepper virus, Chilli mosaic virus, Puerto Rican pepper mosaic virus, Aster ringspot virus, Lucerne mosaic virus, Chilli puckering virus, Chilli leaf curl virus, Bean distortion dwarf virus, Sweet potato mosaic virus, Plantago mosaic virus, Whitefly potato spindle tuber virus, Lettuce big vein virus, Green vein banding virus, Launaea mosaic virus, Marigold mottle virus, Pepper yellow vein virus</b>	

<sup>1</sup> PAMV puede ser transmitido por *M. persicae* que previamente haya adquirido PVY (Baulcombe et al., 1993); <sup>2</sup> Cong et al., 2019; <sup>3</sup> Bobev et al., 2018; <sup>4</sup> Nawaz et al., 2014; <sup>5</sup> Sharman et al., 2015; <sup>6</sup> Sabanadzovic y Valverde, 2011; <sup>7</sup> Torres et al., 2012; <sup>8</sup> Babaie e Izadpanah, 2003; <sup>9</sup> Fribourg et al., 1977.

#### **4.1 Virus del mosaico de la alfalfa (*Alfalfa mosaic virus: AMV*)**

El virus del mosaico de la alfalfa ocurre a nivel global e infecta un amplio rango de cultivos y maleza; provoca pérdidas severas en algunos países de Europa Oriental como Hungría y Bulgaria. En el oeste de los Estados Unidos la infección por AMV se presenta cada año, aunque sin importancia económica, excepto en parcelas de chile cercanas a alfalfa. Las pérdidas en rendimiento de chile provocadas por el AMV pueden alcanzar el 65% (Creamer, 2003).

El AMV es la especie tipo del género *Alfamovirus* de la familia *Bromoviridae*; es un virus multiparticulado y presenta tres moléculas de ARN en sentido positivo, de cadena sencilla, encapsidadas en viriones baciliformes; una cuarta molécula de ARN contenida en una partícula isométrica codifica para la proteína de la cápside (Tun *et al.*, 2007).

Los síntomas típicos en plantas de chile infectadas con AMV son mosaicos foliares amarillos, brillantes o manchas blancas en un patrón de mosaico anillado o curvado; si la infección ocurre en etapas tempranas de desarrollo, las plantas desarrollan

síntomas de enanismo y dan origen a frutos deformes; cuando la infección ocurre en plantas maduras, los frutos producidos antes de la infección permanecen normales, pero pocos o ningún fruto es producido después de la infección (Creamer, 2003). Las plantas de chile provenientes de semillas infectadas con AMV retardan su crecimiento, presentan escasa floración y amarre del fruto (Tun et al., 2007).

Este virus es transmitido de manera no persistente por más de 15 especies de áfidos entre los que se encuentran *Acyrtosiphon pisum* (Harris), *A. solani* Kaltenbach, *Aphis craccivora*, *A. fabae* Scopoli, *A. medicaginis* Koch, *A. glycines* Matsumura, *Macrosiphum euphorbiae* (Thomas), *Myzus ligustri* (Mosley), *M. persicae* y *Phorodon cannabis* Passerini (Hill et al., 2001; Tun et al., 2007).

Gutiérrez-Alonso et al. (2006) reportaron la presencia de AMV en las semillas colectadas en plantas de chile habanero con síntomas virales y en plantas asintomáticas. Respecto a la transmisión del AMV, Creamer (2003) indicó que el porcentaje de transmisión del virus a través de la semilla de chile varió desde 1 a 5 y hasta 69%; la presencia del AMV en la semilla de alfalfa, lo cual

incrementa el potencial de las plantas de alfalfa para servir como fuentes de inóculo.

El rango de hospederos del AMV comprende más de 600 especies de dicotiledóneas en 70 familias que incluyen a las familias Fabaceae y Solanaceae (Abdalla y Ali, 2012).

#### **4.2 Virus del jaspeado del tabaco (*Tobacco etch virus: TEV*)**

El TEV infecta primariamente cultivos de solanáceas en Canadá, EUA, México, Puerto Rico, Jamaica, Venezuela, Sudán y Turquía. En México se reportó su presencia desde 1971 en Guanajuato y sur de Tamaulipas; en 1974 se le mencionó en Sinaloa. El TEV es un miembro del género *Potyvirus* en la familia *Potyviridae*; sus viriones son bastones flexibles de 730 x 12-13 nm conteniendo un cordón simple de ARN de sentido positivo (Reddick, 2003; Garzón *et al.*, 2012; Arpacı, 2019).

Entre los síntomas asociados con la infección de plantas de chile (*C. annuum* L.) por TEV se encuentran diversos grados de enanismo, necrosis en tallos, hojas y frutos, mosaico foliar, deformación foliar, defoliación, mosaico en el fruto y reducción en el tamaño del fruto (Öztürk *et al.*, 2019). En plantas de chile

Tabasco (*C. frutescens* Jacq.) infectadas con TEV se observaron síntomas como necrosis radicular y marchitez severa que condujeron a su muerte; el sistema radicular de las plantas que principian a marchitarse presentan anillos necróticos rodeando el tejido vascular de la raíz, la necrosis no se presenta en el tejido vascular del tallo u hojas lo cual ha establecido una relación peculiar entre patógeno y hospedero; TEV es el único virus conocido que induce marchitez en el chile Tabasco, que es el único cultivar de chile que manifiesta esta reacción (Chu *et al.*, 1997; Reddick, 2003).

La transmisión del TEV por áfidos es de manera no persistente; más de 10 especies de áfidos han sido identificados como vectores del TEV, entre ellos se encuentran *M. persicae*, *Macrosiphum euphorbiae*, *M. pisi*, *Aphis fabae*, *A. gossypii*, *A. citrícola* y *A. spiraecola*. Los áfidos son responsables de la diseminación primaria y secundaria del TEV. No se ha reportado transmisión por semilla en ningún hospedero (Reddick, 2003; Nuez *et al.*, 2003; Garzón *et al.*, 2012).

Öztürk *et al.*, (2019) señalaron que al inocular mecánicamente plantas de chile Karaisali con TEV se observó que los frutos tenían una reducción en su longitud (37%), diámetro (21.4%), grosor de

pericarpio (14.2%) y volumen (60.2%) lo cual condujo a una disminución en el rendimiento de 77.5%. El efecto de la epidemia de TEV puede estar en función de la época de infección; de acuerdo con Nutter *et al.* (1989), la infección temprana por TEV de plantas de chile Bell redujo el rendimiento en 74 y 73% y la tardía en 5 y 7% para los ciclos de cultivo 1986 y 1987, respectivamente. El estudio realizado por Velasco-Velasco *et al.* (1999) sobre el efecto de la fertilización en la dispersión del TEV dentro de las plantas de chile jalapeño mostró que el patógeno se detectó solamente en hojas cuando el nivel de fertilización era bajo, con un nivel de fertilización medio la detección ocurrió en hojas y raíces y en hojas, raíces y frutos cuando el nivel de fertilización era alto, sin embargo, con altos niveles de fertilización, la mayor concentración del virus se observó a los 60 días después de la inoculación mientras que el mismo fenómeno ocurrió a los 45 días después de la inoculación en plantas con niveles de fertilización medio y bajo. Las plantas con altos niveles de fertilización y de concentración viral presentaron una reducción en el contenido de clorofila, producción de frutos frescos y de materia seca total.

Respecto a la diversidad genética del TEV, Muhyi *et al.* (1993) encontraron que algunas cepas de TEV procedentes de EUA eran

diferentes de las originadas en Francia. Al respecto, Reddick (2003) mencionó la existencia de tres y cinco razas en Florida y California, respectivamente; Arpacı (2019) señaló que los aislamientos de TEV encontrados en Turquía eran cercanos a los aislamientos de China.

### **4.3 Virus del mosaico del pepino (*Cucumber mosaic virus: CMV*)**

El CMV fue reportado por primera vez en plantas de pepino y melón en los estados norteamericanos de Michigan y Nueva York en 1916; actualmente tiene una distribución mundial (Li *et al.*, 2020). En México el CMV fue reportado en 1974 en el sur de Tamaulipas, El Bajío y Valle de Culiacán, Sinaloa; actualmente se reconoce su presencia en la mayor parte de los estados donde se cultiva chile, incluyendo Chihuahua y Zacatecas (Garzón *et al.*, 2012). El virus del mosaico del pepino se encuentra distribuido alrededor del mundo; su rango de hospederos comprende cerca de 1200 especies vegetales pertenecientes a 101 familias botánicas que incluyen mono y dicotiledóneas y es transmitido por más de 75 especies de áfidos (Murphy, 2003). Los viriones del CMV son poliédricos con un diámetro de 30 nm y están constituidos por 180 subunidades agrupadas en 32 subunidades morfológicas que dan lugar a la cápside viral. El genoma viral (cerca de 8650

nucleótidos) está formado por tres segmentos de ARN monocatenario de polaridad positiva denominados ARN 1 (alrededor de 3360 nucleótidos) que codifica para la expresión de la proteína 1a, ARN 2 (cerca de 3050 nucleótidos) que codifica para la expresión de la proteína 2a (las proteínas 1a y 2a están involucradas en la replicación y transcripción del virus) y la síntesis de la proteína 2b la cual participa en la supresión del silenciamiento genético y ARN 3 (aproximadamente 2200 nucleótidos) que codifica para proteínas de la cápside y del movimiento; se ha reportado la presencia de un cuarto ARN con funciones de ARN subgenómico y algunas cepas de CMV presentan replicación de un quinto segmento de ARN no genómico (Conti *et al.*, 2000; Sánchez *et al.*, 2021).

Las hojas de las plantas infectadas por CMV se alargan tomando la apariencia de un “cordón de zapatos”; además se pueden presentar otros síntomas como enanismo, amarillamiento y manchas blanquecinas en las hojas, los frutos pueden ser de menor tamaño y deformes (Goldberg, 1995). En México, Robles-Hernández *et al.* (2010), indican que las plantas de chile infectadas por CMV pueden mostrar una serie de síntomas que abarcan distorsión y mosaico que inicia en la base de las hojas, necrosis en los puntos de crecimiento de plantas jóvenes,

caída de flores que conduce a la reducción en el número de frutos por planta. La extensión y severidad de la infección por CMV es significativamente afectada por la edad de la planta al momento de la infección; plantas infectadas en etapas tempranas desarrollan síntomas severos como mosaico o necrosis, hojas pequeñas y deformes y enanismo, en cambio, plantas más viejas tienden a manifestar resistencia de plantas maduras a CMV y a permanecer asintomáticas, incluyendo la ausencia de síntomas en frutos (Murphy, 2003).

El CMV es transmitido en forma no persistente por más de 80 especies de áfidos, aunque en hortalizas destacan *M. persicae* y *A. gossypii*; otras rutas de transmisión incluyen la semilla, polen y los restos vegetales infectados (Li *et al.*, 2020). La transmisión del CMV por medio de la semilla de chile fue demostrada por Ali y Kobayashi (2010); el virus fue detectado en el embrión (10 – 46%) y la cubierta de la semilla (53 – 83%) y la tasa de transmisión del CMV en semilla varió entre 10 y 14%; la presencia del virus en semilla de maleza había sido previamente mencionada (Murphy, 2003). En México, Chew (2008) mencionó la presencia del CMV en semillas de chile Jalapeño que provenían de frutos con apariencia de tostado o quemado colectados en Durango, México. Se investigó el movimiento del CMV dentro de plantas resistentes,

parcialmente resistentes y susceptibles a ese virus; después de 7 a 10 días de la inoculación, los antígenos virales se detectaron en todos los órganos de las plantas susceptibles, en las hojas inoculadas, tallos y raíces primarias de plantas parcialmente susceptibles y solamente en las hojas inoculadas de las plantas resistentes (Dufour *et al.*, 1989).

El impacto de la infección de plantas de chile “Lady Bell” por CMV fue reportado por Agrios *et al.* (1985): las plantas inoculadas con el CMV al inicio del ciclo fueron significativamente de menor tamaño, tuvieron menos hojas que presentaron menor tamaño; también se redujo el número de frutos totales y el número de frutos con calidad comercial; en cambio, el desarrollo y rendimiento se incrementaron a medida que se retrasó la infección. En un experimento diseñado para determinar la relación entre el tiempo de inoculación y las pérdidas en rendimiento se inocularon plantas de chile con CMV, PVY o CMV+PVY a intervalos de 10 – 15 días; los resultados mostraron un incremento cercano a linear cuando el tiempo de inoculación se retrasó. Únicamente las plantas inoculadas con CMV no presentaron diferencias significativas en comparación con el testigo no infectado en el número total de frutos por planta, aunque el número y peso de frutos con calidad comercial fue

drásticamente reducido (hasta 80%) en inoculaciones tempranas. La infección por PVY redujo todos los componentes de rendimiento, aunque la pérdida en rendimiento total fue menor que la provocada por CMV, oscilando entre 70% en inoculaciones tempranas y 20% en la última inoculación. La última inoculación de CMV y PVY disminuyó 30 y 20% del peso de frutos con calidad comercial, respectivamente (Avilla *et al.*, 1997).

De acuerdo con Murphy (2003) las cepas de CMV han sido divididas en dos sub grupos, designados I y II, que son distinguidos por sus diferencias en la secuencia genómica y propiedades serológicas; las cepas del sub grupo I se dividen a su vez en IA y IB en función de la producción de síntomas sobre *Vigna unguiculata* L.; las cepas en IA inducen mosaico sistémico en hojas mientras que las de IB provocan lesiones necróticas locales. En China se identificaron cinco grupos de razas del CMV (CMV-P0 a CMV-P4) con base en la reacción de resistencia/susceptibilidad presente en hospederos diferenciales de *C. annuum* (Li *et al.*, 2020).

#### **4.4 Virus del mosaico del tabaco (*Tobacco mosaic virus: TMV*)**

El TMV pertenece al género *Tobamovirus*; posee una amplia distribución en el mundo y se considera económicamente

importante; infecta a más de 199 especies vegetales pertenecientes a 30 familias. Las partículas virales del TMV tienen forma de varilla rígida, miden cerca de 300 nm x 15 nm; un virión está compuesto por 2130 copias de la proteína de cubierta que envuelve a la molécula de ARN de alrededor de 6400 nucleótidos. Esta cadena sencilla de ARN codifica cuatro genes: dos proteínas asociadas a la replicasa que son directamente traducidas del ARN viral, la proteína de movimiento y la proteína de cobertura que son traducidas de ARNs subgenómicos (Scholthof, 2000; Pérez *et al.*, 2009).

Los síntomas provocados por el TMV varían en función del hospedero y la raza del virus y abarcan el aclaramiento de venas en hojas jóvenes, abultamientos o verrugas, enanismo, clorosis y mosaico amarillo, defoliación prematura de la parte inferior de la planta, aborto de flores y frutos, necrosis de yemas, frutos deformes, con maduración irregular y de menor tamaño que las plantas sanas (Goldberg, 1995; Garzón *et al.*, 2012; Chew, 2014). En Turquía se reportó que las plantas de chile al ser inoculadas con TMV desarrollaron varios grados de enanismo, necrosis en hojas, tallos y frutos, mosaico en hojas, deformación y caída de hojas y reducción en el tamaño de frutos, aunque también se redujo el contenido relativo de agua, clorofila a y b pero mostró un

incremento en la prolina foliar (Pazarlar *et al.*, 2013). En hojas completamente expandidas de plantas de chile jalapeño cv. Jaladuro naturalmente infectadas con TMV se observaron patrones cloróticos en forma de hoja de encino y frutos con maduración irregular y superficie ampollada (Murphy *et al.*, 2003).

De acuerdo con Igwegbe y Ogungbade (1985) una nueva raza de este virus, designada como TMV-D o raza defoliante fue aislada en Nigeria; entre los síntomas provocados por esta cepa en plantas artificialmente inoculadas se encontraba la defoliación, que se iniciaba entre tres y cinco días después de la inoculación, manchas necróticas sistémicas, muerte regresiva de puntas, clorosis intervenal, enanismo y caída de frutos; la sintomatología fue más severa en plantas jóvenes que en plantas adultas.

El TMV es fácilmente transmitido por medios mecánicos como manos, suelo, tijeras u otras herramientas de corte usadas en labores culturales, ocasionalmente por trabajadores cuyas manos se contaminan después de fumar cigarrillos, pero también puede ser transmitido en la cubierta de la semilla (Goldberg, 1995; Scholthof, 2000; Pazarlar *et al.*, 2013). Un reporte previo (Demsky, 1981) había señalado que este virus se asociaba más frecuentemente con la testa de la semilla que con su endospermo

o embrión y que el porcentaje de plántulas de chile infectadas era mayor cuando se empleaba semilla recién producida que cuando se utilizaba semilla almacenada por nueve meses.

Para el movimiento dentro de la planta infectada el TMV utiliza su proteína de movimiento para propagarse de célula a célula a través de los plasmodesmos que conectan las células de las plantas. Normalmente, los plasmodesmos son demasiado pequeños y permitirían el paso de partículas intactas del TMV por lo que la proteína del movimiento, probablemente auxiliada por las proteínas del hospedero agranda las aberturas plasmodesmales permitiendo que el ARN del TMV se disemine hacia las células adyacentes; eventualmente el virus alcanza el sistema vascular de la planta y se propaga rápidamente, en forma sistémica, a través del floema hacia las raíces y puntas de crecimiento (Scholthof, 2000).

El TMV puede conservar su viabilidad por algunos años en tejido vegetal que permanece en suelo seco, sin embargo, cuando los restos vegetales quedan en suelo húmedo, las partículas virales pierden su infectividad rápidamente (Himmel, 2003). De acuerdo con Nuez *et al.* (2003), la transmisión del virus puede darse a través de la raíz cuando éstas entran en contacto

con restos vegetales contaminados. El TMV sobrevive o pasa el invierno en restos de plantas infectadas o maleza y no es transmitido por insectos (Scholthof, 2000; Kimaru *et al.*, 2020).

#### **4.5 Virus del moteado del chile (*Pepper mottle virus: PepMoV*)**

El PepMoV fue reportado inicialmente en EUA, México y Centro América; pertenece a la familia *Potyviridae* y al género *Potyvirus*. las partículas de este virus tienen forma de bastones filamentosos de alrededor de 737nm de longitud. Se ha reportado la existencia de tres razas, Arizona, California y Florida (Murphy y Zitter, 2003). De acuerdo con Arana *et al.* (2016) un aislamiento de PepMoV procedente de plantas de chile colectadas en Cuba mostró 98% de similitud con el aislamiento de Florida.

Las plantas de algunas variedades inoculadas con PepMoV en condiciones de invernadero desarrollaron lesiones cloróticas difusas; en la variedad "Tabasco" de *Capsicum frutescens*, el virus induce lesiones necróticas locales en hojas inoculadas. Algunos aislamientos del PepMoV pueden causar necrosis sistémica y muerte de los ápices (Murphy y Zitter, 2003). En Nuevo Mexico, EUA se detectó al PepMoV en plantas de chile que expresaban mosaico, distorsión de follaje y deformación y coloración irregular

de frutos (Rodríguez-Alvarado *et al.*, 2002). De acuerdo con Goldberg (1995) los síntomas provocados por el PepMoV son parecidos a los daños causados por el herbicida 2, 4-D; las plantas infectadas muestran hojas deformes y ampolladas y manchas oscuras y claras en el follaje dan a las plantas una apariencia moteada; los frutos son pequeños y deformes. Las plantas afectadas son de menor tamaño y su rendimiento también se reduce.

Andrianifahanana *et al.* (1997) demostraron que el movimiento del virus desde la hoja inoculada ocurriría hacia la raíz por medio del floema externo; en un punto entre el nudo cotiledonar y la raíz, el PepMoV entró al floema interno por el cual se dispersó rápidamente a lo largo del tallo y hacia los tejidos jóvenes; la translocación del patógeno fue de manera asimétrica, es decir, permaneció en el lado del tallo donde se encontraba la hoja inoculada. El PepMoV es transmitido de manera no persistente por ninfas y adultos de *M. persicae* y no se ha encontrado transmisión por semilla de chile o maleza (Goldberg, 1995; Murphy y Zitter, 2003). En su gama de hospederos destacan además del chile, la papa, jitomate (Arana *et al.*, 2016).

## 4.6 Virus Y de la papa (*Potato virus Y: PVY*)

La presencia del PVY en pimiento se consigna desde los años 1940 en Puerto Rico mientras que en el Mediterráneo fue descrito por primera vez en 1960 (Nuez *et al.*, 2003). El PVY es el miembro tipo del género *Potyvirus*; su genoma monopartita comprende una banda sencilla de ARN de sentido positivo de cerca de 9.7-kb de longitud, sus viriones son bastones filamentosos, flexibles, no encapsidados que miden 740 nm de longitud y 11 nm de ancho (Moodley *et al.*, 2014).

Los síntomas más frecuentemente asociados con la infección por PVY son un aclaramiento de las venas que progresa hacia un mosaico o moteado y, generalmente, a un bandeado verde oscuro de las venas. Las venas y peciolo pueden necrosarse; estos síntomas son seguidos por necrosis del tallo y defoliación, necrosis de la yema apical y muerte de la planta. En los frutos, además de la deformación, se pueden observar manchas necróticas y mosaico. Otros síntomas asociados con la infección por PVY incluyen enanismo, deformación foliar, aborto de flores y reducción en el tamaño del fruto (Luis-Arteaga y Ponz, 2003).

El único medio conocido por el cual el PVY se disemina en el campo es a través de pulgones en una manera no persistente; un áfido que no coloniza las plantas de chile como *M. persicae* es el vector más eficiente, aunque, al llegar tarde durante el ciclo de cultivo, probablemente tenga un papel más importante en la dispersión secundaria del PVY; sin embargo, es importante mencionar que este áfido puede retener al PVY hasta por seis días (Nuez *et al.*, 2003).

De acuerdo con un estudio realizado por Collar *et al.*, (1997), algunos insecticidas como cipermetrina, pirimicarb e imidacloprid afectan el comportamiento de prueba y eficiencia de transmisión del PVY de *M. persicae*; pirimicarb e imidacloprid no afectaron el comportamiento de prueba o la eficiencia de transmisión de PVY luego de un periodo de acceso de 10 minutos sobre plantas tratadas con esos insecticidas, en cambio, la cipermetrina interfirió con el comportamiento de prueba y redujo la transmisión de eficiencia además de causar parálisis en los áfidos que posteriormente les impidió inocular plantas sanas; sin embargo, cuando el periodo de acceso fue menor a 2.5 minutos, los áfidos continuaron transmitiendo el PVY a pesar del tratamiento con cipermetrina en la planta infectada. Los áfidos, como los del género *Aphis*, que no colonizan las plantas de chile

y que las visitan inmediatamente después del trasplante parecen tener un papel más importante en la infección primaria (Luis-Arteaga y Ponz, 2003).

Las razas del PVY aglutinan una amplia variedad de cepas genéticamente diferentes; esas cepas naturalmente ocurrentes han sido clasificadas como PVY<sup>o</sup> (cepa común u ordinaria, no necrótica), PVY<sup>N</sup> (cepa de la necrosis venal del tabaco) y PVY<sup>C</sup> (cepa de la estría punteada) (Moodley *et al.*, 2014).; para 2016, Muñoz *et al.* (2016) señalaban que el grupo de PVY consistía de por lo menos cinco razas (PVY<sup>o</sup>, PVY<sup>N</sup>, PVY<sup>C</sup>, PVY<sup>Z</sup> y PVY<sup>E</sup>) diferenciadas por los síntomas inducidos en hospederos específicos y métodos serológicos o moleculares; un nuevo linaje evolutivo denominado Chile3 fue agregado posteriormente por Green *et al.* (2017) quienes informaron que seis aislamientos de PVY provenientes de *Physalis peruviana* provenientes de Hawaii fueron incapaces de establecer infección sistémica en chile y en cuatro cultivares de papa; los análisis filogenéticos colocaron esos aislamientos de PVY en un clado monofilético distinto dentro del linaje de la cepa PVY<sup>C</sup>, sugiriendo que los aislamientos de PVY infectando *P. peruviana* en Hawaii forman un grupo nuevo biológica y evolutivamente. El incremento en la prevalencia de una raza de PVY podría ser ocasionada por la eficiencia de

transmisión de sus áfidos vectores: un experimento de transmisión que involucraba dos razas del virus, PVY<sup>0</sup>, la cepa más común y PVY<sup>N-wi</sup>, una cepa recombinante, y cinco especies de pulgones (*M. persicae*, *Aphis glycines*, *A. gossypii*, *A. nasturtii* y *Rhopalosiphum padi*); ambos aislamientos fueron eficientemente diseminados por *M. persicae* pero deficientemente por *A. glycines*, *A. gossypii* y *R. padi* mientras que *A. nasturtii* mostró un nivel intermedio de eficiencia de transmisión con ambos aislamientos virales (Mello *et al.*, 2011).

El rango de hospederos del PVY bajo condiciones de laboratorio comprende 495 especies de 72 géneros pertenecientes a 323 familias botánicas y se incluyen maleza común en esta región como la verdolaga (*Portulaca oleracea* L.) (Abd-El-Aziz, 2020).

#### **4.7 Los áfidos como vectores de virus en Chile**

Los virus fitopatógenos son parásitos obligados compuestos principalmente de material genético (ácido nucleico: ARN o ADN) encapsulado dentro de una cubierta proteica (cápside); debido a esta constitución básica los virus vegetales son incapaces de llegar a un nuevo hospedero por lo

que han desarrollado diversas estrategias de dispersión como los vectores entre los que destacan los áfidos que son el grupo de vectores más importante (Fingu-Mabola y Francis, 2021). Los áfidos o pulgones han sido identificados como los responsables de la diseminación primaria o secundaria de los virus en las parcelas de chile. La mayoría de los áfidos vectores pertenecen a la sub familia Aphidinae aunque otras nueve sub familias también albergan vectores de virus; el éxito de estos insectos se debe, parcialmente, a tres características: a) su naturaleza polífaga, b) su habilidad para asumir reproducción partenogenética y c) la posesión de un estilete parecido a una aguja capaz de perforar la pared celular vegetal y liberar virus (Ng y Perry, 2004). A nivel mundial se han reportado numerosas especies de estos insectos como vectores de diferentes virus de ARN o no persistentes en el cultivo de chile (Cuadro 16).

**Cuadro 16. Áfidos asociados con la transmisión de diferentes virus de chile (Racchah et al., 1985; Fereres et al., 1993; Pérez et al., 1995; McDonald, 2001; Reddick, 2003; Cerkauskas 2004a; Cerkauskas 2004b; Cerkauskas, 2004c; Sepúlveda et al., 2005; Prakash y Singh, 2006; Abd El-Aziz, 2020).**

Áfido	Virus transmitido	Áfido	Virus transmitido
<i>Aphis craccivora</i> Koch	TEV, PVY, PepMoV	<i>Aphis gossypii</i> Glover	TEV, PVY, CMV, PepMov
<i>Aphis spiraecola</i> Patch	TEV	<i>Myzus persicae</i> (Sulzer)	TEV, CMV, PVY, AMV, PepMoV
<i>Lipaphis pseudobrassicae</i> Davis	TEV	<i>Acyrtosiphon pisum</i> Harris	PVY
<i>Aphis fabae</i> Scopoli	PVY, TEV	<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas)	CMV, PVY, AMV, TEV
<i>Aphis citricola</i> Van der Goot	CMV	<i>Acyrtosiphon kondoi</i> Shinji	AMV
<i>Diuraphis noxia</i> (Mordvilko)	PVY	<i>Aphis compositae</i>	PVY
<i>Aphis nasturtii</i> Kaltenbach	PVY	<i>Rhopalosiphum padi</i> Fitch	PVY
<i>Aphis nerii</i> Fonscolombe	PVY		

De acuerdo con Ng y Perry (2004) los áfidos pueden transmitir los virus de manera no circulativa (no persistente o semipersistente) y circulativa; en ambos casos el proceso de adquisición se inicia con la absorción de fluidos vegetales infectados hacia el canal alimenticio por el grupo de estiletes que se encuentran en el centro de la proboscis; el canal alimenticio y el intestino anterior son sitios de retención para los virus no circulativos que desde estos sitios son liberados durante la inoculación. Los virus de transmisión circulativa pasan a través del canal alimenticio, intestino, hemocele hasta alcanzar las glándulas accesorias salivales del áfido, de donde son inoculados a través del canal salival. De acuerdo con Moury *et al.* (2007) la adquisición e inoculación de virus ocurre durante breves punciones intracelulares (alrededor de 10 segundos) realizadas por los áfidos dentro de las células epidérmicas o del mesófilo para seleccionar un hospedero. La información sobre la presencia de pulgones en parcelas de chile en el norte centro de México no es muy abundante, sin embargo, Guigón-López y González-González (1998) mencionan la presencia de 13 especies de áfidos en parcelas de chile Jalapeño (var. Mitla) en Chihuahua, México (Cuadro 17).

**Cuadro 17. Población máxima y total de pulgones capturados en parcelas de chile Jalapeño en Chihuahua, México. (Guigón-López y González-González, 1998).**

<b>Especie</b>	<b>Población máxima<sup>1</sup></b>	<b>Población total<sup>2</sup></b>
<i>Aphis fabae</i>	53	170
<i>A. gossypii</i>	188	272
<i>A. nerii</i>	6	12
<i>A. craccivora</i>	2	3
<i>Diuraphis noxia</i>	1	1
<i>Schizaphis graminum</i> (Rondani).	6	11
<i>Acyrtosiphon pisum</i>	6	16
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	14	96
<i>R. padi</i>	11	34
<i>Pemphigus populitransversus</i> Riley	5	24
<i>Brevicoryne brassicae</i> L.	2	3
<i>Lipaphis erysimi</i> (Kaltenbach)	1	1
<i>Myzus persicae</i>	54	60

<sup>1</sup> Población máxima registrada en una fecha de muestreo; <sup>2</sup> Población total registrada en todo el ciclo del cultivo

#### **4.8 Presencia de virus en almácigos de chile**

La mayor parte de la plántula de chile trasplantada en Zacatecas es obtenida en almácigos tradicionales, es decir, a cielo abierto por un periodo cercano a dos meses y con deficiente manejo de enfermedades, maleza y vectores; en muestras compuestas de plántulas de chile colectadas en almácigos tradicionales de Zacatecas se identificó al TEV, TMV, CMV y PepMoV, sin embargo, la presencia de dos o más virus en cada almácigo resultó frecuente; las interacciones más comunes fueron TEV+TMV+PepMoV (48.6%), TEV+TMV+CMV+PepMoV (29.7%) y TEV+TMV (10.8%) (Velásquez-Valle *et al.*, 2013). La alta incidencia de CMV, TMV y PepMoV en los almácigos de chile coincide con los reportes de su transmisión por semilla.

#### **4.9 Virus de la marchitez manchada del jitomate (TSWV) en chile**

El TSWV se encuentra entre los 10 virus fitopatógenos más importantes a nivel mundial; la susceptibilidad a este virus ha sido observada en 1000 especies vegetales (Margaria *et al.*, 2014). Su presencia se ha reportado afectando plantas de chile en Aguascalientes y Zacatecas en condiciones de cielo abierto y

macrotunel (Velásquez *et al.*, 2012d). Las plántulas de chile infectadas al momento del trasplante pueden exhibir enanismo severo conforme avanza el ciclo de cultivo. Las plantas infectadas más tarde durante el ciclo de cultivo pueden mostrar pequeñas franjas cloróticas o necróticas o manchas anilladas necróticas en hojas y tallos. En algunos cultivares se presenta caída de flores y hojas. En los frutos de plantas infectadas se pueden desarrollar mosaicos, patrones anillados o manchas cloróticas o necróticas (Adkins, 2003).

Ebratt *et al.* (2013) señalan que de las 1700 especies válidas pertenecientes a los 235 géneros ubicados en la subfamilia Thripinae, solamente tres géneros y 11 especies son reportados como vectores eficientes de *Tospovirus*; entre los trips vectores más eficientes de *Tospovirus* se encuentran *Frankliniella occidentalis* Pergande, *F. schultzei* Trybom, *F. intonsa* (Trybom), *F. fusca* (Hinds), *F. bispinosa* Morgan, *F. zucchini* Nakahara & Monteiro, *F. cephalica* Crawford, *Thrips tabaci* Lind., *T. palmi* Karny, *T. setosus* Moulton y *Scirtothrips dorsalis* Hood. El trips occidental de las flores (*F. occidentalis*) es reconocido como el vector más eficiente del TSWV; la transmisión se realiza de manera persistente y propagativa. Entre los factores que han contribuido al éxito de *F. occidentalis* como una especie invasiva

destacan su extremadamente amplio rango de hospederos, su extendida diseminación geográfica, su ciclo reproductivo corto y su alta fecundidad (Margaria *et al.*, 2014).

Los trips depositan sus huevecillos en el tejido de la planta; la eclosión ocurre dos a tres días después dependiendo de la temperatura y hospedero; se presentan dos estados larvales que se alimentan sobre la planta seguidos por dos estados pupales que no requieren alimentación. El ciclo de vida toma entre 20 y 30 días dependiendo de la temperatura. Para ser transmitido, el TSWV debe ser adquirido durante la fase larvaria; los adultos derivados de esta etapa serán capaces de transmitir el patógeno (Sherwood *et al.*, 2003). El TSWV se disemina de una manera propagativa; el segundo instar larvario y los adultos pueden convertirse en transmisores del virus únicamente si el TSWV es adquirido durante el primer estadio larvario. Las células epiteliales del intestino medio son el sitio inicial de entrada e infección del TSWV; después de la replicación en el intestino medio, el patógeno invade las fibras musculares que rodean al intestino medio desde donde migra a las glándulas salivales (Sin *et al.*, 2005). La ruta del virus dentro del cuerpo de los trips *F. occidentalis* y *T. tabaci* había sido reportada previamente por

Kritzman *et al.* (2002); el virus fue detectado inicialmente en la región anterior del intestino.

Un estudio sobre la diversidad genética de 224 aislamientos de TSWV, obtenidos en su mayoría de plantas de chile y jitomate colectadas en el sur de Europa, encontró que el 83% de ellos se ubicaba en tres clados que correspondían a su origen geográfico: España, Francia y Estados Unidos (Tentchev *et al.*, 2011).

Un análisis filogenético basado en el segmento S del TSWV agrupó a los aislamientos en dos grupos que coincidían por su origen geográfico; euroasiático o americano. Los aislamientos euroasiáticos formaron cuatro grupos; el Grupo 1 contenía aislamientos procedentes de Corea del Sur que infectaban diversos hospederos, el Grupo 2 fue el más diverso, incluyó aislamientos colectados en ocho países en plantas de chile, jitomate, tabaco y crisantemo. En el Grupo 3 se encontraban principalmente aislamientos de China y Corea del Sur mientras que en el Grupo 4 se hallaban aislamientos principalmente de Corea del Sur y algunos de Italia y Estados Unidos colectados en plantas de chile, jitomate, chícharo y tomatillo. Por su parte, los aislamientos americanos formaron tres grupos: el Grupo 5 se formó con aislamientos principalmente de California y uno de

Georgia colectados en Chile, jitomate y *Datura*; en el Grupo 6 se englobaron aislamientos principalmente de Georgia, Nueva York y una proveniente de Washington colectados en plantas de Chile, jitomate o crisantemo; el grupo 7 contenía el mayor número de aislamientos, principalmente de Florida, Carolina del Sur, Virginia e Indiana recuperados de plantas de Chile, jitomate, tomatillo y cacahuete (Nigam y García-Ruiz, 2020).

#### **4.10 Virus del moteado leve del Chile (*Pepper mild mottle virus*: PMMoV).**

El PMMoV fue descrito inicialmente en Italia en 1984 y se encuentra distribuido globalmente, aunque también ha sido encontrado en plantas de Chile en invernaderos en Canadá, España e Italia; es considerado una amenaza para la producción de Chile debido a su prolongado periodo de supervivencia y a su eficiente transmisión por semilla; pertenece al género *Tobamovirus* en la familia *Virgaviridae*; un grupo de virus con genoma de ARN de cadena sencilla, con morfología de bastón; el genoma del PMMoV tiene 6356 – 6357 nucleótidos (Roberts y Adkins, 2018; Han *et al.*, 2020).

Un experimento realizado por Svoboda *et al.* (2006) demostró que las plantas de chile que mostraban síntomas como enanismo, moteado y mosaico ligero en todas las hojas; deformación de algunas hojas y frutos con malformaciones y depresiones necróticas fueron asociadas a la presencia de PMMoV. Por su parte, Milošević *et al.* (2015) indican que plantas de chile infectadas con PMMoV incluían clorosis moderada y enanismo, especialmente si las plantas habían sido infectadas cuando eran jóvenes; los frutos eran de menor tamaño, malformados y moteados con manchas necróticas hundidas o levantadas; En Sicilia, Wetter *et al.* (1984) indicaron que los frutos del cultivar Lamuyo infectados con este virus exhibían reducción de tamaño, malformaciones y moteado clorótico con necrosis ocasional mientras que el follaje presentaba moteado, deformación y enrollamiento ligero. En Florida los síntomas fueron más evidentes en las hojas más jóvenes (Roberts y Adkins, 2018).

Por otra parte, Genda *et al.* (2005) señalan que el PMMoV fue detectado en semillas de chile siguiendo dos patrones de distribución; en el primero se detectó en la epidermis y parénquima, pero no en el endospermo o en el embrión; en el segundo patrón, el virus se encontró restringido a la superficie de

la epidermis y en el parénquima. También puede ser transmitido a través del suelo y por medio de la savia de plantas infectadas durante prácticas culturales como el trasplante, la poda y cosecha; no es transmitido por insectos (Milošević *et al.*, 2015; Han *et al.*, 2020).

El aislamiento de PMMoV obtenido en Polonia de plantas de chile que mostraban mosaico y moteado foliar, enanismo y malformación de frutos fue similar a los de China, Estados Unidos y Venezuela (Hasiów-jaroszewska *et al.*, 2019).

Aunque la mayoría de las especies del género *Capsicum* son susceptibles a este virus, otras plantas dentro de la misma familia Solanaceae como el jitomate, tabaco y la berenjena no son infectados (Milošević *et al.*, 2015).

#### **4.11 Virus de la mancha anular del tabaco (*Tobacco ringspot virus: TRSV*).**

El TRSV es el miembro tipo del género *Nepovirus* en la familia *Secoviridae*; su genoma consiste de dos cadenas sencillas de ARN encapsidadas en viriones esféricos de alrededor de 28 nm (Kundu *et al.*, 2015). La presencia de este virus ha sido reportada

en Europa, Norte América, Australia, África, India, Japón, Venezuela y Nueva Zelanda. En México, Robles-Hernández *et al.* (2010) mencionan su presencia afectando plantas de chile en Chihuahua y Yucatán.

En Irán los síntomas asociados con la infección de TRSV en plantas de *Capsicum frutescens* fueron enanismo, mosaico y deformaciones foliares mientras que los frutos exhibían clorosis y distorsión; los aislamientos del TRSV fueron capaces de infectar plantas de melón y jitomate además de *C. frutescens* (Sokhansanj *et al.*, 2012). El TRSV puede ser transmitido en forma natural por los nematodos fitoparásitos *Longidorus* spp. y *Xiphinema americanum* y otras especies dentro de ese género, por medio del polen y de la semilla de especies cultivadas y silvestres; en las primeras el rango de transmisión varía entre 3% en melón hasta 100% en soya; no se ha encontrado en semilla de chile. Algunos insectos como *Thrips tabaci*, ácaros, chapulines y áfidos han sido reportados como posibles vectores pero su significancia en la diseminación natural de la enfermedad no es clara. En forma artificial puede ser transmitido por inoculación de savia (Robles-Hernández *et al.*, 2010; Kundu *et al.*, 2015; EPPO, 2017).

Además de jitomate y melón el TRSV infecta otros hospederos cultivados de importancia económica regional como calabacita, pepino, berenjena, manzana y durazno; malas hierbas como la verdolaga también han sido señaladas como hospederas del virus (EPPO, 2017). En México, Torre-Almaráz *et al.* (2002) detectaron al TRSV en coinfección con otros virus como CMV, TMV, TEV y TSWV en plantas de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* B.) colectadas en los estados de Puebla, Morelos y en el estado de México. El patógeno no ha sido identificado en plantaciones de chile en Aguascalientes, Zacatecas y Durango, aunque fue detectado por medio de ELISA en la zona productora de prunáceas en Zacatecas (Velásquez, 2012).

#### **4.12 Virus del achaparramiento arbustivo del tomate (*Tomato bushy stunt virus: TBSV*).**

El TBSV fue aislado inicialmente en plantas de tomate en Irlanda en 1935, de donde posteriormente se diseminó a Inglaterra; posteriormente se dispersó en Europa occidental, norte de África y en el continente Americano (Yamamura y Scholthof, 2005); hasta donde se sabe su presencia no ocurre en el sud este asiático (Nawaz *et al.*, 2014); el primer reporte del TBSV parasitando plantas de chile ocurrió en 1977 en Marruecos (Fischer y Lockhart, 1977). El TBSV es la especie tipo del género

*Tombusvirus* dentro de la familia *Tombusviridae*; es un virus que se encuentra en el suelo, principalmente de tipo arcilloso, sus partículas son isométricas de cerca de 30 nm de diámetro y de forma redondeada; su genoma viral es monopartito y consiste en un cordón de ARN lineal de sentido positivo (Nawaz *et al.*, 2014; Nasir *et al.*, 2016).

Este virus se encuentra en el suelo por lo que se ha detectado su presencia en agua de riego donde hay plantas infectadas; incluso puede pasar, sin causar daño, a través del tracto digestivo humano luego del consumo de hortalizas crudas. Es fácilmente transmisible por medio de inoculaciones mecánicas pero la transmisión por semilla ha sido reportada en cultivos como chile y jitomate y manzana con eficiencia variable entre 4 y 65%; no se conoce un vector biológico (Yamamura y Scholthof, 2005; Nawaz *et al.*, 2014).

Experimentalmente el TBSV tiene un rango de hospederos que incluye 120 especies en 20 familias botánicas, sin embargo, en algunos de estas hospederas el virus permanece localizado alrededor del sitio de entrada (Yamamura y Scholthof, 2005). El rango de hospederos del TBSV incluye jitomate, tabaco, chile, berenjena, espinaca, lechuga, manzana, pera y tulipán (Nasir *et al.*, 2016). De acuerdo con Zitter (1993) se han identificado seis

razas de TBSV además del virus tipo, incluyendo una raza en chile y otra en espinaca.

#### **4.13 Virus de la mancha necrótica del Impatient (*Impatient necrotic spot virus: INSV*).**

El INSV ha sido encontrado en Europa, Medio Oriente, las Américas, el Caribe, el sud este asiático y la región del pacífico; pertenece al género *Tospovirus* localizado en la familia *Bunyaviridae*; los virus dentro de este género tienen viriones esféricos con un diámetro entre 80 a 100 nm y una membrana exterior compuesta por lípidos. Encapsulados dentro de los viriones se encuentran tres cordones de ARN de diferente tamaño por lo que son denominados Large (L), Medium (M) y Small (S) (Kuo *et al.*, 2014). De acuerdo con Lebas y Ochoa-Corona (2007) se considera que el INSV es distinto del TSWV ya que induce síntomas notablemente diferentes en plantas hospedadas, posee una proteína en la nucleocápside serológicamente distinta, produce diferentes tipos de arreglos paracristalinos de estructuras filamentosas, tiene una proteína N con diferente tamaño y no tiene homología al nivel de ARN de los ARNs M y S.

En México entre 2009 y 2011 se localizaron plantas de chile y tomatillo en Guanajuato y Querétaro que mostraban manchas

necróticas en algunas hojas y tallos que fueron asociadas con la infección por INSV (González-Pacheco y Silva-Rosales, 2013).

Asimismo, Naidu *et al.* (2005) reportaron que plantas de *C. annuum*, cv Dempsey en invernadero mostraban lesiones irregulares necróticas en tallos y peciolo; así como lesiones acuosas que eventualmente forman manchas necróticas de forma irregular en las hojas; posteriormente, las hojas infectadas exhibían clorosis ligera y necrosis a lo largo de las venas y pecíolo que condujeron a la defoliación de la planta. También Lebas y Ochoa-Corona (2007) indican la presencia de círculos concéntricos necróticos en hojas y frutos. Las plantas infectadas en etapas tempranas de desarrollo eran achaparradas y producían pocos frutos; estos últimos podían mostrar maduración irregular y anillos concéntricos de color verde; las pruebas ELISA y de biología molecular mostraron la presencia del INSV. En forma natural el INSV es transmitido de planta a planta por medio de trips, especialmente por el trips occidental de las flores *Frankliniella occidentalis* y el trips europeo de las flores *F. intonsa*; la eficiencia de transmisión es mayor en el primero; el trips del tabaco también ha sido mencionado como vector del INSV. El modo de transmisión es persistente propagativo, pero no es transovarial (Naidu *et al.*, 2005; Kuo *et al.*, 2014). Los trips se

alimentan en la mayor parte de las plantas, especialmente en los brotes jóvenes. El virus puede ser adquirido en la etapa larvaria y se multiplica en los trips adultos, los cuales pueden transmitirlo dos a tres días después de alimentarse en plantas infectadas, lo que produce tasas de infección de hasta 95%. Debido a que *F. occidentalis* es también vector del TSWV, es común encontrar ambos virus TSWV e INSV en infecciones mixtas en plantas de jitomate, entre otras (Lebas y Ochoa-Corona, 2007).

El INSV ha sido asociado con la infección de más de 300 especies pertenecientes a 85 familias de mono y dicotiledóneas (Lebas y Ochoa-Corona, 2007). En términos de filogenética, el INSV pertenece al clado de las Américas junto con el TSWV (Pappu *et al.*, 2009). Los aislamientos de INSV de tomatillo y chile colectados en Guanajuato y Querétaro mostraron 95% de identidad con las secuencias provenientes de China, Italia y Japón (González-Pacheco y Silva-Rosales, 2013).

## 5. Begomovirus

Los miembros de la familia *Geminiviridae*, dentro de la cual se encuentra el género *Begomovirus*, poseen un genoma circular de ADN de cadena sencilla que puede ser bipartita (ADN-A y ADN-B) o monopartita (parecido al ADN-A) envueltas en una cápside proteica de aspecto geminado; el genoma se replica en el núcleo de las células del hospedero; el género *Begomovirus* posee alrededor de 409 especies, el más grande en la familia *Geminiviridae*; se ha reportado que alrededor de 45 especies reconocidas y 30 especies tentativas de *Begomovirus* han sido encontradas infectando chile, jitomate y cucurbitáceas en el Nuevo y Viejo Mundo (Cuadro 18). La recombinación de *Geminivirus* es un fenómeno muy frecuente y ocurre entre especies y entre géneros convirtiéndose en un contribuyente significativo a la evolución de los *Begomovirus* y que puede estar ayudando a la emergencia de nuevas enfermedades provocadas por *Begomovirus* (Rojas, 2004; Czosnek *et al.*, 2017; Fiallo-Olivé *et al.*, 2020).

**Cuadro 18. Especies y especies tentativas de *Begomovirus* infectando chile, jitomate y cucurbitáceas en el Nuevo y Viejo Mundo (Rojas, 2004).**

Nuevo Mundo	Viejo Mundo
Especies	
<i>Chino del tomate virus</i> (CdTV)	<i>Chilli leaf curl virus</i> (ChiLCuV)
<i>Cucurbit leaf curl virus</i> (CuLCuV)	<i>Pepper leaf curl Bangladesh virus</i> (PepLCBV)
<i>Melon chlorotic leaf curl virus</i> (MCLCuV)	<i>Pepper leaf curl virus</i> (PepLCV)
<i>Pepper golden mosaic virus</i> (PepGMV)	<i>Squash leaf curl China virus</i> (SLCCNV)
<i>Pepper huasteco yellow vein virus</i> (PHYVV)	<i>Squash leaf curl Yunnan virus</i> (SLCCYV)
<i>Potato yellow mosaic Panama virus</i> (PYMPV)	<i>Tomato leaf curl Bangalore virus</i> (ToLCBV)
<i>Potato yellow mosaic Trinidad virus</i> (PYMTV)	<i>Tomato leaf curl Bangladesh virus</i> (ToLCBdV)
<i>Potato yellow mosaic virus</i> (PYMV)	<i>Tomato leaf curl Gujarat virus</i> (ToLCGV)
<i>Squash leaf curl virus</i> (SLCV)	<i>Tomato leaf curl Karnataka virus</i> (ToLCKV)
<i>Squash mild leaf curl virus</i> (SMLCV)	<i>Tomato leaf curl Laos virus</i> (ToLCLV)

<i>Squash yellow mild mottle virus</i> (SYMMoV)	<i>Tomato leaf curl Malaysia virus</i> (ToLCMV)
<i>Tomato chlorotic mottle virus</i> (ToCMoV)	<i>Tomato leaf curl New Delhi virus</i> (ToLCNDV)
<i>Tomato chlorosis virus</i> (ToCV)	<i>Tomato leaf curl Sri Lanka virus</i> (ToLSLV)
<i>Tomato golden mosaic virus</i> (TGMV)	<i>Tomato leaf curl Taiwan virus</i> (ToLCTWV)
<i>Tomato golden mottle virus</i> (ToGMoV)	<i>Tomato leaf curl Vietnam virus</i> (ToLCVV)
<i>Tomato mosaic Havana virus</i> (ToMHV)	<i>Tomato leaf curl virus</i> (ToLCV)
<i>Tomato mosaic Taino virus</i> (ToMoTV)	<i>Tomato yellow leaf curl China virus</i> (TYLCCnV)
<i>Tomato mottle virus</i> (ToMoV)	<i>Tomato yellow leaf curl Gezira virus</i> (ToYLCGV)
<i>Tomato rugose mosaic virus</i> (ToRMV)	<i>Tomato yellow leaf curl Malaga virus</i> (TYLCMaIV)
<i>Tomato severe leaf curl virus</i> (ToSLCV)	<i>Tomato yellow leaf curl Sardinia virus</i> (TYLCSV)
<i>Tomato severe rugose virus</i> (ToSRV)	<i>Tomato yellow leaf curl Thailand virus</i> (TYLCTHV)
<i>Tomato yellow leaf curl virus*</i> (TYLCV)	<i>Tomato yellow leaf curl virus*</i> (TYLCV)

<b>Especies tentativas</b>	
<i>Melon leaf curl virus</i> (MLCV)	<i>Pepper yellow leaf curl virus</i> (PepYLCV)
<i>Pepper mild tigré virus</i> (PepMTV)	<i>Tomato curly stunt virus</i> (ToCSV)
<i>Tomato Chino La Paz virus</i> (ToCHLPV)	<i>Tomato leaf curl India virus</i> (ToLCIV)
<i>Tomato chlorotic vein virus</i> (ToCVV)	<i>Tomato leaf curl Indonesia virus</i> (ToLCIDV)
<i>Tomato crinkle virus</i> (ToCrV)	<i>Tomato leaf curl Philippines virus</i> (ToLCPV)
<i>Tomato dwarf leaf curl virus</i> (TDLCV)	<i>Tomato leaf curl Senegal virus</i> (ToLCSV)
<i>Tomato leaf curl Barbados virus</i> (ToLCBBV)	<i>Tomato leaf curl Tanzania virus</i> (ToLCTZV)
<i>Tomato leaf curl Nicaragua virus</i> (ToLCNV)	<i>Tomato yellow dwarf virus</i> (ToYDV)
<i>Tomato leaf curl Sinaloa virus</i> (ToLCSinV)	<i>Tomato yellow leaf curl Kuwait virus</i> (TYLCKWV)
<i>Tomato mosaic Barbados virus</i> (ToMBV)	<i>Tomato yellow leaf curl Nigeria virus</i> (TYLCNV)
<i>Tomato mottle leaf curl virus</i> (ToMoLCV)	<i>Tomato yellow leaf curl Saudi Arabia virus</i> (TYLCSAV)

<i>Tomato Uberlandia virus</i> (ToUV)	<i>Tomato yellow leaf curl Tanzania virus</i> (TYLCTZV)
<i>Tomato yellow dwarf virus</i> (ToYDV)	<i>Tomato yellow leaf curl Yemen virus</i> (TYLCYV)
<i>Tomato yellow mottle virus</i> (ToYMoV)	
<i>Tomato yellow vein streak virus</i> (ToYVSV)	

Los *Begomovirus* del grupo bipartita prevalecen en el llamado Nuevo Mundo que comprendería los estados en el sur de EUA, México, el Caribe y Centro y Sur América mientras que los del grupo monopartita se diseminarían en el Viejo Mundo donde se encontrarían Europa, Africa, Asia y Australia; aunque la división entre estos dos grupos refleja una división ancestral posiblemente ocurrida antes de la deriva continental, las fronteras geográficas entre ambos grupos se han hecho menos claras con el establecimiento de *Begomovirus* monopartitas, como el TYLCV, en algunas regiones del nuevo mundo (Inoue-Nagata *et al.*, 2016). A nivel global las pérdidas provocadas por *Begomovirus* son variables; por ejemplo, en Brasil, las mermas en rendimiento de *C. annuum* han fluctuado entre 28 y 45% (Inoue-Nagata *et al.*, 2016). En México las pérdidas causadas por

*Begomovirus* en algunos cultivos han sido considerables; entre 1991 y 1992 en Mexicali y Sonora fueron afectadas 1400 y 1500 ha de algodón y melón respectivamente, lo que representó una pérdida económica de US\$ 10, 000, 000; en el cultivo de chile dulce en Sinaloa la incidencia de *Begomovirus* fluctuó entre 20 a 70% que generó pérdidas por 65 millones de pesos (Chapa-Oliver *et al.*, 2014).

### **5.1 Virus del mosaico dorado del chile (*Pepper golden mosaic virus*; PepGMV)**

El PepGMV se encuentra ampliamente diseminado en México y América Central y ha sido reportado en infección mixta con el PHYVV y con el virus de la hoja amarilla rizada del tomate (*Tomato yellow leaf curl virus*: TYLCV) en Yucatán (Carrillo-Tripp *et al.*, 2007).

Los síntomas provocados por el PepGMV (raza Tamaulipas) en plantas de chile consisten en mosaico amarillo, arrugado foliar y enanismo; en infecciones tempranas el rendimiento es severamente afectado (Carrillo-Tripp *et al.*, 2007). La variación genética del PepGMV en el continente americano, conforme se

conocía hasta 2004 fue reportada por Holguín-Peña *et al.* (2004) (Cuadro 19).

**Cuadro 19. Variantes relacionadas con el PepGMV reportados en México, América Central y Estados Unidos, cultivo donde fueron aislados y clave de acceso del banco de germoplasma (Holguín-Peña *et al.*, 2004).**

<b>Variante y acrónimo del PepGMV</b>	<b>País de origen</b>	<b>Cultivo</b>	<b>Seq<sup>x</sup></b>	<b>Acceso</b>
Serrano golden mosaic virus	México	Chile serrano	CP	AF075591
Texas (TX-F1)	Texas, EUA	Chile	CP	AF065818
Guatemala (GTS8)	Guatemala	Tomate	CP, Rep	AF136404
Tamaulipas (Tam)	México	Tomate y chile	A y B	U57457
Chiapas (Chp)	México	Tabaco	CP, RC	AF077025
Costa Rica (CR)	Costa Rica	Chile	A	AF149227
Pepper Gem. Weslaco-PVWD	Texas	Chile	CP	AF68639
Pepper Gem. Weslaco-PcBt	Texas	Chile	CP	AF065813

<sup>x</sup> Parte del genoma secuenciado: CP: gen de la cubierta proteica; RC: región común; Rep: gen de la replicación; A: Componente A completo; B: Componente B completo.

Entre otros hospederos del PepGMV se encuentran la calabaza (*Cucurbita pepo*), la calabacita amarilla (*Cucurbita moschata* Duchesne) y chayote [*Sechium edule* (Jacq.) Sw] (Castro *et al.*, 2013). El análisis de especímenes de *B. tabaci* colectados en parcelas de melón, calabaza, sandía y pepino en la Comarca Lagunera confirmó la presencia del biotipo B de la mosquita blanca que prevalece en climas secos, posee alta fecundidad y se dispersa a distancias cortas. También se demostró que durante 2015 el virus predominante en las mosquitas blancas fue el PepGMV mientras que en 2016 prevaleció otro *Begomovirus*, el virus de la hoja arrugada de las cucurbitáceas (CuLCrV) (Torres-Trujillo *et al.*, 2017).

## **5.2 Virus huasteco de la vena amarilla del chile (*Pepper huasteco yellow vein virus: PHYVV*)**

El PHYVV es miembro del género *Begomovirus* (Subgrupo III), perteneciente a la familia *Geminiviridae* y posee un genoma bipartita (Retes-Manjarrez *et al.*, 2016). El PHYVV se ha reportado como el de mayor distribución en la zona productora de hortalizas en México (Guanajuato, San Luis Potosí y Jalisco) y sur de Estados Unidos (Hernández-Espinal *et al.*, 2018). El PHYVV fue también identificado en plantas de chile dulce cultivadas en invernadero

en Sinaloa, México y que manifestaban mosaico amarillo, clorosis intervenal, arrugamiento y enanismo (Melendrez-Bojorquez *et al.*, 2016); la infección por PHYVV produjo otros síntomas adicionales como amarillamiento de venas, rizado de hojas y reducción del rendimiento (Retes-Manjarrez *et al.*, 2018). El PHYVV tiene un rango de hospederas mono y dicotiledóneas que además de chile incluye jitomate, soya, tabaco, tomate de cáscara, calabaza, girasol, papaya, zacate Johnson (*Sorghum halepense* L.), mala mujer (*Solanum rostratum* Dunal); no existe evidencia de que pueda ser transmitido por medio de la semilla (Brown, 2003; Retes-Manjarrez *et al.*, 2016; Velarde-Félix *et al.*, 2018).

Recientemente, Morales-Aguilar *et al.* (2019) encontraron que plantas de chile recolectadas en la Comarca Lagunera y que mostraban severo mosaico amarillo, enanismo y deformación se encontraban infectadas con PepGMV, PHYVV y con el virus de la hoja amarilla rizada del tomate (*Tomato yellow leaf curl virus: TYLCV*), otro begomovirus.

En una investigación realizada en el norte centro de México se encontraron dos nuevas variantes del PHYVV y PepGMV infectando plantas de chile tipo Pasilla en Zacatecas (Reveles-Torres *et al.*, 2019).

### 5.3 La mosquita blanca *Bemisia tabaci* Gennadius

Las mosquitas blancas son insectos pequeños, de alrededor de uno a tres mm de longitud que reciben ese nombre debido a que el cuerpo y las alas se encuentran cubiertos con un polvo o cera blancos; las mosquitas blancas son principalmente insectos tropicales, pero actualmente pueden ser encontrados en todas las regiones cálidas del globo y en los invernaderos de regiones templadas. Además, la mosquita blanca es capaz de transmitir especies pertenecientes a las familias *Closteroviridae*, *Secoviridae*, *Potyviridae*, *Betaflexiviridae* y *Luteoviridae* (Fiallo-Olivé et al., 2020) (Cuadro 20).

**Cuadro 20. Grupos virales transmitidos por especies de mosquitas blancas (Fiallo-Olivé et al., 2020).**

<b>Género (Familia)</b>	<b>Modo de transmisión</b>	<b>Especie de mosquita blanca</b>
<i>Begomovirus</i> (Geminiviridae)	Circulativo	<i>Bemisia tabaci</i> <i>Trialeurodes ricini</i> <i>T. vaporariorum</i>
<i>Crinivirus</i> (Closteriviridae)	Semi persistente	<i>B. tabaci</i> <i>T. vaporariorum</i> <i>T. abutiloneus</i> <i>B. afer</i>
<i>Torradovirus</i> (Secoviridae)	Semi persistente	<i>B. tabaci</i> <i>T. vaporariorum</i>
<i>Ipomovirus</i> (Potyviridae)	Semi persistente	<i>Bemisia tabaci</i> <i>Aleurodicus</i> <i>dispersus</i> <i>T. vaporariorum</i>
<i>Carlavirus</i> (Betaflexiviridae)	No persistente	<i>B. tabaci</i>
<i>Polerovirus</i> (Luteoviridae)	No determinado	<i>B. tabaci</i>

La mosquita blanca, *B. tabaci*, es reconocida como el insecto plaga más importante desde el punto de vista económico debido a las pérdidas que causa a la agricultura mundial al alimentarse y transmitir *Begomovirus* en cultivos alimenticios e industriales; la mosquita blanca comprende un complejo críptico de especies formado por más de 35 grupos genéticamente indistinguibles que difieren en su rango de hospederos, resistencia a insecticidas, endosimbiontes que hospedan y en la eficiencia para transmitir virus (Rana *et al.*, 2019).

*B. tabaci* es una especie polífaga que ocurre en todas las regiones cultivadas alrededor del mundo; el rango de hospederos reportado para esta plaga es de aproximadamente 700 especies, principalmente en las familias Asteraceae, Brassicaceae, Cucurbitaceae, Fabaceae, Malvaceae y Solanaceae (Borges *et al.*, 2018).

Los *Begomovirus* son transmitidos por la mosquita blanca de una manera persistente, circulativa y no propagativa; durante la alimentación, *B. tabaci* ingiere las partículas virales por medio de sus estiletes al alimentarse en el floema de las plantas infectadas, los viriones pasan a través del canal alimenticio y alcanzan el esófago alrededor de 10 minutos después de haber

iniciado la alimentación; las partículas entran al intestino medio después de 40 minutos; la hemolinfa es alcanzada después de 90 minutos y son transportadas a las glándulas salivales primarias por medio de la hemolinfa; los viriones pueden ser detectados en las glándulas salivales cuatro a siete horas después del inicio de la alimentación. Las partículas virales son inoculadas al hospedero en la saliva durante los subsecuentes periodos de alimentación. Aunque las hembras de la mosquita blanca son más eficientes como vectores que los machos, algunos *Begomovirus* como el TYLCV fue detectado en las glándulas salivales de hembras y machos después del mismo periodo de adquisición. Durante este proceso, los viriones cruzan algunas barreras físicas localizadas en la pared intestinal y en la membrana basal de las glándulas salivales además de sobrevivir al ambiente hostil de la hemolinfa; se ha demostrado que los endosimbiontes juegan un papel importante en la transmisión viral al proteger los viriones de una rápida degradación (Ghanim *et al.*, 2001; Czosnek *et al.*, 2017; Rana *et al.*, 2019).

En la interacción específica entre *B. tabaci* y PHYVV y PepGMV, Medina-Ramos *et al.* (2013) encontraron que el periodo de adquisición de ambos virus por el vector puede ser tan corto como una hora, mientras que se requirió un mínimo de 48 horas

en contacto con el hospedero para la transmisión; también se determinó que un individuo de mosquita blanca podía adquirir y transmitir ambos virus.

De acuerdo con Inoue-Nagata *et al.* (2016) la especie *B. tabaci* se divide en los biotipos A (Nuevo Mundo), B (Medio Oriente y Asia Menor) y Q (Mediterráneo), los cuales son los suficientemente distintos para ser considerados como especies, en función de su incapacidad para cruzarse y en la divergencia en el gene (mtCOI).

En el área productora de chile del norte centro de México se han encontrado dos géneros de mosquitas blancas, aunque no siempre en ese cultivo; las especies detectadas fueron *B. tabaci* y la mosquita blanca de los invernaderos, *Trialeurodes vaporariorum* Westwood. En la mayoría de los sitios de muestreo, los cuales incluyen cultivos y áreas no cultivadas, coexisten poblaciones variables de ambas especies (Cuadro 21) (Velásquez-Valle, 2020). La importancia de *B. tabaci* como vector de *Begomovirus* es ampliamente reconocida, aunque las plantas de chile no son hospederas preferidas de *B. tabaci* (Inoue-Nagata *et al.*, 2016), sin embargo, *T. vaporariorum* ha sido mencionada como

vector global de *Crinivirus* (Amari *et al.*, 2008; Fortes *et al.*, 2012; Fox y Buxton-Kirk, 2018).

**Cuadro 21. Presencia de *B. tabaci* y *T. vaporariorum* en parcelas de diferentes cultivos y zonas de maleza en Aguascalientes, Durango y Zacatecas, México. (Velásquez-Valle, 2020).**

Cultivo/Maleza	Estado	Proporción (%)	
		<i>T. vaporariorum</i>	<i>B. tabaci</i>
Malas hierbas <sup>1</sup>	Zacatecas	66.6 <sup>2</sup>	33.3
Pepino	Zacatecas	0	100
Sandía	Zacatecas	0	100
Frijol común	Zacatecas	75	25
Frijol común	Zacatecas	25	75
Frijol común	Zacatecas	42.8	57.2
Frijol común	Durango	20	80
Jitomate	Aguascalientes	75	25
Jitomate	Aguascalientes	0	100
Jitomate	Zacatecas	66.6	33.3
Jitomate	Zacatecas	62.5	37.5
Chile (tipo Pasilla)	Zacatecas	80	20
Chile (tipo Pasilla)	Zacatecas	60	40
Chile (tipo Pasilla)	Zacatecas	66.6	33.3
Chile (tipo Pasilla)	Zacatecas	85.7	14.2
Chile (tipo Pasilla)	Zacatecas	81.8	18.2

Chile (tipo Pasilla)	Aguascalientes	88.9	11.1
Chile (tipo Pasilla)	Aguascalientes	100	0
Chile (tipo Mirasol)	Zacatecas	75	25
Chile (tipo Mirasol)	Zacatecas	100	0
Chile (tipo Mirasol)	Zacatecas	83.3	16.7
Chile (tipo Mirasol)	Zacatecas	70	30
Chile (tipo Mirasol)	Zacatecas	75	25
Chile (tipo Mirasol)	Zacatecas	63.6	36.4
Chile (tipo Mirasol)	Zacatecas	83.3	16.7
Chile (tipo Mirasol)	Zacatecas	40	60
Chile (tipo Mirasol)	Zacatecas	41.2	58.8
Chile (tipo Mirasol)	Zacatecas	60	40
Chile (tipo Mirasol)	Zacatecas	66.6	33.3
Chile (tipo Mirasol)	Zacatecas	100	0
Chile (tipo Mirasol)	Zacatecas	66.6	33.3
Chile (tipo Mirasol)	Durango	61.5	38.4
Chile (tipo Ancho)	Aguascalientes	71.4	28.6
Chile (tipo Ancho)	Durango	66.6	33.3
Chile (tipo Ancho)	Zacatecas	15.4	84.6
Chile (tipo Ancho)	Zacatecas	60	40

<sup>1</sup>*Amaranthus*, *Malva parviflora* y *C. pepo*, <sup>2</sup>Porcentaje del total de adultos capturados.

El ciclo biológico de la mosquita blanca es afectado principalmente por la temperatura; en general, la temperatura elevada lo acorta en tanto que la temperatura baja lo prolonga; la duración del ciclo biológico de *B. tabaci* con temperatura de 25°C sobre algodón, berenjena y tomate fue de 17.9, 19 y 20.5 días respectivamente; los umbrales de temperatura mínima y máxima fueron de 11 y 33 °C respectivamente; la tasa de desarrollo más alta se obtiene a 28 °C. Para completar su ciclo biológico en algodónero de la Comarca Lagunera, *B. tabaci* requiere 275 Unidades Calor con una temperatura base de 12 °C (Ortiz *et al.*, 2010).

## 6. Curtovirus

Los virus comprendidos en la familia *Geminiviridae*, dentro de la que se encuentra el género *Curtovirus*, poseen genomas de una banda de ADN circular de cadena sencilla encapsulado en partículas icosaédricas. El virus de la punta rizada de la remolacha (*Beet curly top virus*: BCTV), que es el miembro tipo del género *Curtovirus* infecta más de 300 especies vegetales en 44 familias; posee una amplia distribución geográfica que incluye el sub continente Indio, Norte y Centro America y la región del

Mediterráneo (Soto y Gilbertson, 2003; Luna *et al.*, 2020). El vector de *Curtovirus* en Norte América es la chicharrita del betabel, *Circulifer tenellus* Baker, la cual fue reportada en ésta área desde la década de 1950 (Young y Frazier, 1954). En otras áreas geográficas como el Medio Oriente se ha documentado a la especie *C. haematoceps* como vector de los *Curtovirus*, *Beet curly top Iran virus* (BCTIV) y *Beet severe curly top virus* (BSCTV) bajo condiciones de invernadero (Taheri *et al.*, 2012).

## **6.1 La chicharrita del betabel *Circulifer tenellus* Baker**

El vector de *Curtovirus* en Norte América es la chicharrita del betabel, *Circulifer tenellus* Baker, la cual fue reportada en ésta área desde la década de 1950 (Young y Frazier, 1954). En otras áreas geográficas como el Medio Oriente se ha documentado a la especie *C. haematoceps* como vector de los *Curtovirus*, *Beet curly top Iran virus* (BCTIV) y *Beet severe curly top virus* (BSCTV) bajo condiciones de invernadero (Taheri *et al.*, 2012).

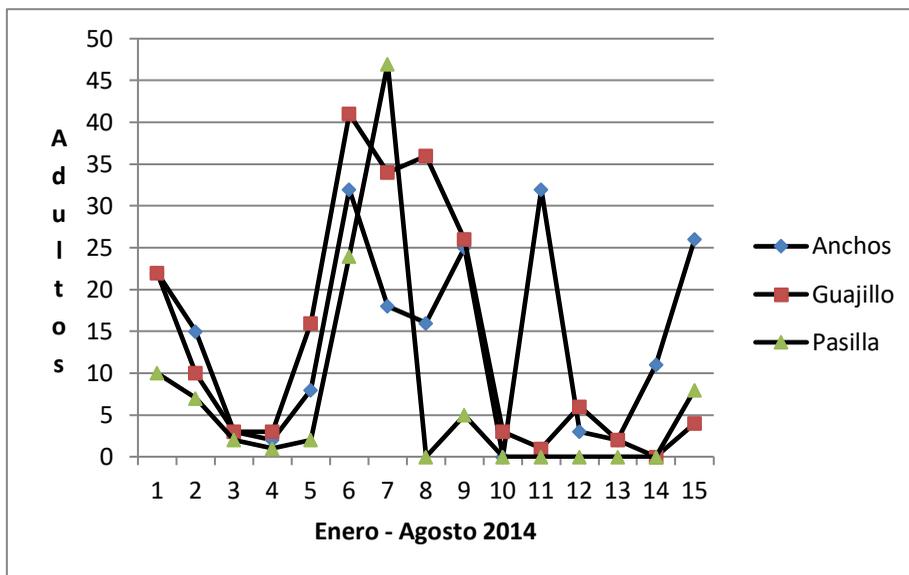
Soto y Gilbertson (2003) mencionan que en experimentos controlados el BMCTV se encontró en el tracto digestivo de *C. tenellus* después de periodos de adquisición variables entre 1 y 48 horas; en la hemolinfa se detectó después de periodos de

adquisición mayores a tres horas y en las glándulas salivales después de periodos de adquisición superiores a cuatro horas; el virus persistió hasta 30 días en *C. tenellus* después de un periodo de adquisición de tres días pero no se detectó transmisión transovarial. De acuerdo con Chen y Gilbertson (2009) los viriones de *Curtovirus* son ingeridos por la chicharrita mientras se alimenta en el floema de las plantas infectadas, pasan a través del canal alimenticio hasta el tracto digestivo y alcanzan la hemolinfa, circulan dentro del cuerpo del insecto hasta que llegan a las glándulas salivales y son liberados con la saliva al momento de alimentarse.

Murphy *et al.* (2012) determinaron que en la cuenca del Columbia en Idaho y Oregon, EUA, la fluctuación poblacional de *C. tenellus*, estudiada en alrededor de 100 sitios de colecta, se hallaba significativamente correlacionada con algunos factores abióticos como la temperatura del otoño e invierno anterior, la elevación y la precipitación. Además, se encontró que las poblaciones del insecto fueron altamente variables en esa región, con números bajos en la mayoría de los sitios de colecta. Un estudio realizado por siete años en Nuevo Mexico, EUA, señaló que las poblaciones de *C. tenellus* se incrementaban cada año de mediados de abril a mediados de mayo y se reducían a niveles

mínimos a finales de octubre e inicio de noviembre; la fluctuación poblacional se encontró correlacionada con la acumulación de lluvia mientras que la llegada de la chicharrita pareció obedecer más al efecto combinado de la lluvia y de los grados día acumulados (Creamer *et al.*, 2008).

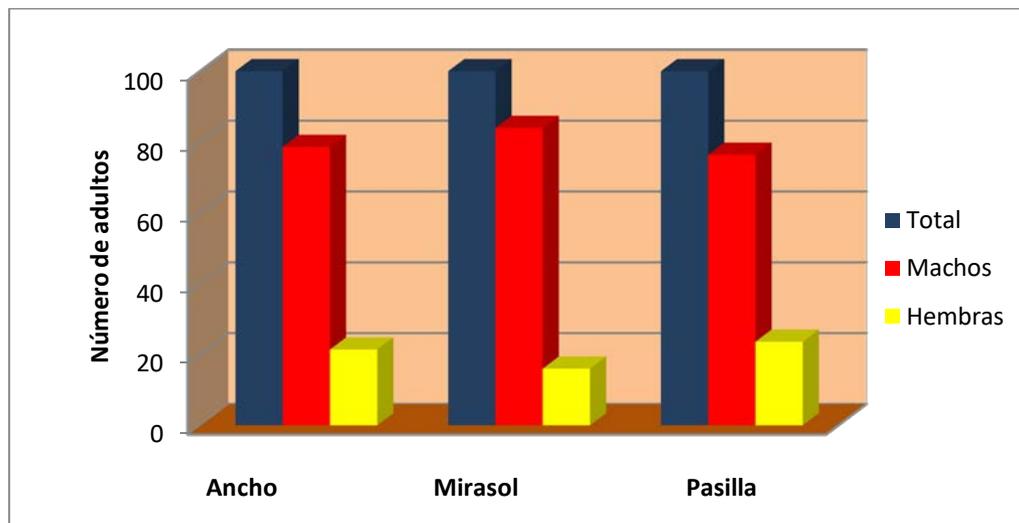
En Zacatecas un trabajo realizado entre enero y agosto de 2014 en parcelas de diferentes tipos de chile para secado mostró que la población de adultos de *C. tenellus* incrementaban su población entre marzo y mayo cuando las plantas de chile se encuentran recién trasplantadas y pudieran ser más susceptibles a la infección por los *Curtovirus* que transmite este cicadelido (Figura 4).



**Figura 4. Fluctuación poblacional de *C. tenellus* en tres parcelas de chile en Morelos, Zacatecas, México (Velásquez-Valle, datos no publicados).**

Durante el mismo trabajo se cuantificó la población de machos y hembras de *C. tenellus* en los tipos de chile Ancho, Mirasol y Pasilla, la cantidad de machos fue superior a la de hembras (Figura 5), de esta forma, del número total de adultos capturados en cada parcela, 78.6, 84 y 76.4% fueron especímenes machos; la proporción sexual (hembras:machos) durante los periodos con mayor población se mantuvo entre 1:1.3 y 1:11.5 en la parcela del tipo Ancho, entre 1:2.6 y 1:25 en la parcela del tipo Mirasol y entre 1:1.7 y 1:6.8 en la parcela del tipo Pasilla; la

proporción sexual por parcela, tomando en cuenta los adultos capturados a lo largo del trabajo, fue de 1:3.7, 1:5.3 y 1:3.2 para las parcelas de los tipos Ancho, Mirasol y Pasilla respectivamente.



**Figura 5. Proporción sexual de adultos de *C. tenellus* capturados en parcelas de chile durante 2014 en Morelos, Zacatecas, México (Velásquez-Valle, datos no publicados).**

Por consiguiente, es probable que las poblaciones de *C. tenellus* del norte de México sean diferentes entre si. Al respecto, un estudio realizado con poblaciones de la chicharrita de California y Nuevo Mexico, EUA encontró que si bien, no presentaban diferencias morfológicas entre ambas poblaciones si existían diferencias en la secuencia del ácido nucleico en la región mitocondrial citocromo oxidasa (mtcoi) y de comportamiento

alimenticio; después de un periodo de alimentación de 20 días el 87.5% de las chicharritas de California se encontraban sobre plantas de remolacha azucarera mientras que las de Nuevo México se distribuían sobre un mayor número de hospederos, incluyendo maleza: *Kochia* sp. (46%), remolacha azucarera (18%), *Salsola tragus* L. (15.3%) y *Amaranthus retroflexus* L. (12.3%), sin embargo, cuando el periodo de alimentación fue de sólo dos días las poblaciones de chicharritas de ambos estados se asentaron sobre plantas de remolacha azucarera sugiriendo una preferencia sobre este hospedero (Hudson *et al.*, 2010).

La infección de plantas de diferentes cultivos, entre los que se encuentra el chile, por BCTV en Nuevo Mexico, EUA, se asocia con la producción de síntomas como enanismo, deformación foliar y de frutos, hojas amarillas con las venas púrpuras, hojas rizadas, engrosadas, duras y quebradizas, pecióslos rizados hacia abajo, desarrollo hiperplásico del floema, frutos con maduración prematura y potencial muerte de plántulas infectadas que conducen a la reducción en la calidad y el rendimiento (Goldberg, 2001; Peinado Jr. *et al.*, 2018).

## 6.2 Síntomas provocados por *Curtovirus*

La sintomatología de la enfermedad fue descrita inicialmente en plantas de chile de los tipos Ancho y Mirasol e incluía enanismo severo, hojas más gruesas y elongadas de color verde pálido a amarillo intenso y falta de estructuras reproductivas (Velásquez-Valle *et al.*, 2003). Posteriormente, la presencia del *Beet mild curly top virus* (BMCTV) en plantas de chile colectadas en Aguascalientes y Zacatecas se comprobó por medios moleculares; de igual manera se confirmó la presencia de la chicharrita *C. tenellus* que había sido reportada en el norte de México desde la década de 1950 (Young y Frazier, 1954).

Un estudio conducido por Villa-Ruano *et al.* (2018) reveló que los frutos colectados en plantas con síntomas de *Beet mild curly top virus* (BMCTV) presentaban una mayor abundancia relativa de fructosa, isoleucina, histidina, fenil alanina y triptófano; por el contrario, las muestras asintomáticas tenían mayores cantidades de malonato e isobutirato. Estos resultados sugieren que en las plantas de chile enfermas ocurren cambios metabólicos relacionados a la adquisición viral de energía necesaria para la replicación y ensamblado de la cápside

### 6.3 Variantes de *Curtovirus* en México

En el norte centro de México se han detectado tres variantes del BCTV; en Aguascalientes y Zacatecas se reportó la presencia del BMCTV, en Chihuahua se identificó al *Beet severe curly top virus* y el *Beet curly top virus-PeYD* fue detectado en Zacatecas. La sintomatología asociada con estas variantes es similar entre ellas e incluye amarillamiento, enanismo y deformación foliar (Velásquez-Valle *et al.*, 2008; Robles-Hernández *et al.*, 2011; Mauricio-Castillo *et al.*, 2017).

### 6.4 Presencia de *Curtovirus* en maleza

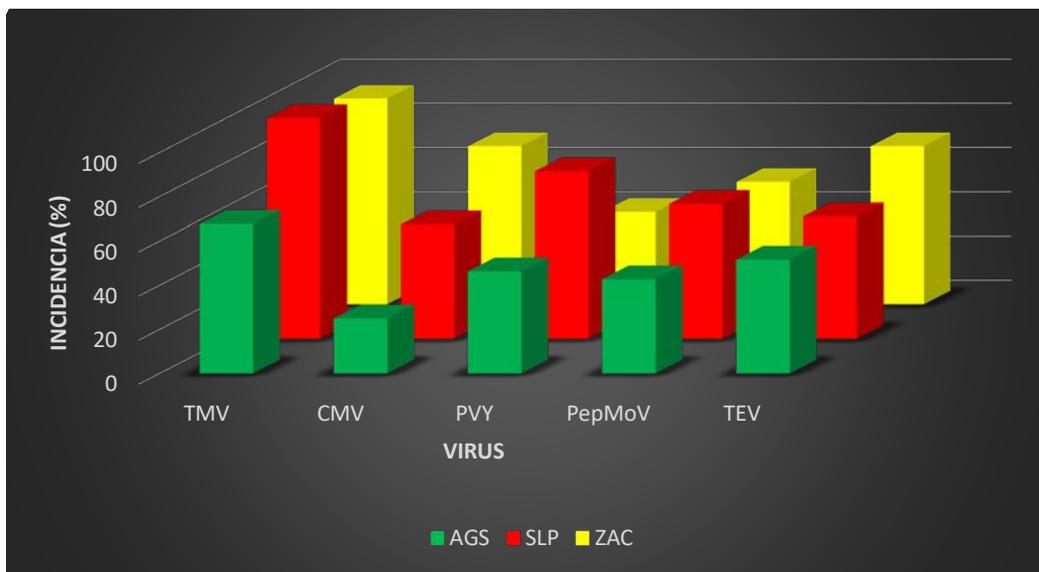
La presencia de agentes virales en maleza es de vital importancia para su supervivencia y diseminación; existen numerosos reportes alrededor del mundo acerca de las malas hierbas y sus huéspedes virales (Arli-Sokmen *et al.*, 2005; Ormeño y Sepúlveda, 2005; Yogita *et al.*, 2019) En el área productora de chile de Zacatecas se ha detectado la presencia de algunos agentes virales en maleza, por el número de ellos destacan el quelite (*Amaranthus* spp.), la cerraja (*S. oleracea*), la malva o

quesillo (*M. parviflora*) y gualdrilla (*E. sativa*) (Velásquez-Valle et al., 2012b; Velásquez-Valle et al., 2013) (Cuadro 22).

**Cuadro 22. Virus de ARN y Beet mild curly top virus (BMCTV) identificados en maleza en Zacatecas (Velásquez-Valle et al., 2012b; Velásquez-Valle et al., 2013).**

Maleza	Familia Botánica	Virus de ARN	BMCTV
<i>Amaranthus</i> spp.	Amaranthaceae	TEV, TMV, PVY, PepMoV, CMV	Negativa
<i>Reseda</i> spp.	Resedeceae	TEV, TMV	Positiva
<i>Sonchus oleracea</i> L.	Borraginaceae	TEV, TMV CMV, PepMoV	Negativa
<i>Sisimbrio irio</i> L.	Brassicaceae	TEV, TMV, CMV	Negativa
<i>Solanum rostratum</i> L.	Solanaceae	CMV	Positiva
<i>Malva parviflora</i> L.	Malvaceae	TEV, TMV, CMV, PepMoV	Negativa
<i>Chenopodium álbum</i> L.	Chenopodiaceae	TEV, TMV	Negativa
<i>Salsola</i> spp.	Chenopodiaceae	TEV, PVY	Negativa
<i>Eruca sativa</i> Mill.	Brassicaceae	TEV, PVY, PepMoV, CMV	Positiva

En un trabajo realizado en parcelas comerciales de chile para secado en los estados de Aguascalientes, San Luis Potosí y Zacatecas se identificó por medio de DAS-ELISA, la presencia de los virus de ARN, TMV, CMV, PVY, PepMoV y TEV en forma individual y en co infecciones; la incidencia de cada uno de estos agentes fue variable entre parcelas, pero destaca la del TMV en San Luis Potosí y Zacatecas con valores de 100% o cercanos (Velásquez-Valle *et al.*, 2012c) (Figura 6).



**Figura 6. Incidencia de virus en parcelas de chile para secado en Aguascalientes, San Luis Potosí y Zacatecas (Velásquez-Valle *et al.*, 2012c).**

## 6.5 Infecciones virales mixtas en el cultivo de chile

El fenómeno de infecciones mixtas o co infecciones (dos o más virus en una planta simultáneamente) en el cultivo de chile es frecuente; en 1991 fue reportado en plantaciones de chile en California, EUA (Abdalla *et al.*, 1991; Rodríguez *et al.*, 2004). En el norte centro de México las infecciones mixtas entre virus de ARN son comunes y variables durante una parte considerable del ciclo de cultivo (Velásquez-Valle *et al.* (2012c) (Cuadro 23), esto sugiere la presencia regional de una activa población de vectores y una amplia disponibilidad de inóculo viral.

**Cuadro 23. Asociaciones entre dos o más virus y frecuencia de detección en follaje de chile para secado colectado en el norte centro de México (Velásquez-Valle *et al.*, 2012c).**

Localidad	Fecha de muestreo	Asociación/frecuencia de detección
Aguascalientes	17 de mayo	TMV-PVY-PepMoV-TEV (21%); PVY-PepMoV-TEV (21%)
	28 de junio	PVY-TEV (16.7%)
	15 de julio	TMV-TEV (15.8%)
San Luis Potosí	28 de mayo	TMV-PVY-PepMoV-TEV (37.5%), TMV-PVY-PepMoV (31.2%), TMV-CMV-PVY-PepMoV-TEV (25%)

	21 de Julio	TMV-PVY (30%), TMV-CMV (20%), TMV-CMV-PVY (15%)
	01 de octubre	TMV-CMV-PVY-PepMov-TEV (33.3%)
Zacatecas	08 de junio	TMV-CMV-PepMoV-TEV (63.1%), TMV-CMV-PepMoV-PVY-TEV (21%), CMV-PepMoV (15.8%)
	30 de junio	TMV-TEV (35%), TMV-CMV-TEV (15%)
	20 de julio	TMV-PVY (30%), TMV-CMV (20%)
	28 de septiembre	TMV-CMV-PVY-PepMoV-TEV (66%), TMV-CMV-PepMoV (20%)

Asimismo, González-Franco *et al.* (2014) confirmaron que en las zonas Norte y Sur-Central de Chihuahua las interacciones entre dos o más virus de ARN son frecuentes, aunque en ambas regiones las interacciones entre dos especies virales son las más comunes: CMV-TEV, TMV-CMV, TMV-PMMoV y TMV-TBSV (29.3%) en la región Sur-Central mientras que en la región Norte las interacciones TRSV-CMV y TRSV-TBSV representaron el 40.4% (Cuadro 24).

**Cuadro 24. Interacciones virales detectadas en plantas de chile en las regiones Sur-Central y Norte de Chihuahua, México (González-Franco et al., 2014).**

Número de virus					
Región Sur-Central					
Uno	Dos	Tres	Cuatro	Cinco	Seis
CMV	CMV- TEV	TMV- CMV- TEV	TMMoV- AMV- PepMV- TBSV	PMMoV-PVY- TMV-AMV- TBSV	PMMoV- TMV-AMV- CMV- PepMV-TEV
TMV	TMV- CMV	TMV- AMV- PMMoV	TMV- AMV- PMMoV- PVY		
AMV	TMV- PMMoV	AMV- CMV- PMMoV	TMV- CMV- TBSV- PVY		
TEV	TMV- TBSV	TMV- AMV- CMV			
<b>55.6%</b>	<b>29.3%</b>	<b>9.0%</b>	<b>3.0%</b>	<b>2.0%</b>	<b>1.0%</b>
Región Norte					

TRSV	TRSV- CMV	TRSV- TBSV- TMV	TRSV- TBSV- TEV- TMV	TRSV-TBSV- TEV-INSV- TSWV	
PVY	TRSV- TBSV	TRSV- TBSV- TEV	TRSV- TBSV- TEV- INSV		
TBSV					
ToRSV		TRSV- TBSV- INSV	TRSV- TBSV- PVY- INSV		
			TRSV- TBSV- TMV- INSV		
<b>21.4%</b>	<b>40.4%</b>	<b>19.0%</b>	<b>14.2%</b>	<b>4.7%</b>	

Aunque se carece de información local acerca del impacto de este tipo de interacciones sobre el desarrollo de las plantas de

chile, es conocido que que la co-inoculación de CMV y PepMoV redujo significativamente la altura del tallo y el peso fresco del follaje de plantas de chile var. Early Calwonder en comparación con plantas inoculadas con el CMV o PepMoV separadamente; ambas variables en todas las plantas inoculadas con uno o los dos virus fueron inferiores a las plantas testigo no inoculadas (Murphy y Bowen, 2006).

Por otro lado, en las plantas de chile en el norte centro de México se presentan síntomas como yema grande, con hojas pequeñas, cambios en la coloración del follaje o con tallos extremadamente largos que han sido asociados con la infección por fitoplasmas; un trabajo realizado con plantas de diferentes tipos de chile colectados en San Luis Potosí y Zacatecas que mostraban esos síntomas reveló la presencia de virus de ARN en diferentes combinaciones (Cuadro 25) (Chew-Madinaveitia *et al.*, 2015).

**Cuadro 25. Incidencia (%) de TMV, CMV, PVY, PepMoV y TEV en plantas de chile para secado con sintomatología específica. (Chew-Madinaveitia et al., 2015).**

	Síntoma YG <sup>1</sup>				
Tipo de chile	TMV	CMV	PVY	PepMoV	TEV
Ancho	82.6	52.2	17.4	ND <sup>2</sup>	4.3
Ancho	73.9	30.4	100	100	100
Ancho	45	ND	65	ND	ND
Mirasol	38.1	38.1	100	100	81.8
Puya	95	35	ND	ND	100
Puya	100	45	ND	ND	100
	Síntoma LAR <sup>3</sup>				
Ancho	35	ND	40	ND	ND
Ancho	90	25	25	ND	35
Ancho	100	40	20	ND	20
Puya	100	100	100	56.7	56.7
Puya	50	0	80	100	15
	Síntoma Hoja pequeña				
Ancho	100	30	5	ND	35
Ancho	42.8	14.3	55.7	76.2	90.5
Mirasol	38.3	76.2	90.5	95.2	85.7
Puya	90	15	50	95	5
	Síntoma amarillamientos				
Ancho	30	ND	15	ND	ND

Ancho	65	30	100	95	100
Ancho	10.5	10.5	89.5	42.1	100
Ancho	57.1	52.4	80.9	85.7	57.1
Puya	50	50	58.3	100	25
Puya	100	21	ND	ND	100
Puya	100	9.1	ND	ND	100

<sup>1</sup>Yema Grande, <sup>2</sup>No detectado, <sup>3</sup>Plantas con tallo anormalmente elongado.

Con relación a la interacción en una misma planta entre dos géneros de virus (*Curtovirus* y *Geminivirus*) pertenecientes a la misma familia (*Geminiviridae*) se detectó en plantas de chile mirasol que presentaban síntomas de amarillamiento en el altiplano de San Luis Potosí; el BMCTV, del género *Curtovirus* se detectó en todas las muestras analizadas mientras que los *Begomovirus*, PHYVV y PepGMV se identificaron en el 80 y 100% de las muestras positivas a BMCTV, respectivamente (Reveles et al., 2012) (Cuadro 26).

**Cuadro 26. Detección de Geminivirus en plantas de chile Mirasol colectadas en San Luis Potosí, México (Reveles et al., 2012).**

Muestra	Curtovirus	Begomovirus	
	BMCTV <sup>1</sup>	PHYVV <sup>2</sup>	PepGMV <sup>3</sup>
1	Positivo	Negativo	Positivo
2	Positivo	Positivo	Positivo
3	Positivo	Positivo	Positivo
4	Positivo	Negativo	Positivo
5	Positivo	Positivo	Positivo
6	Positivo	Positivo	Positivo
7	Positivo	Positivo	Positivo
8	Positivo	Positivo	Positivo
9	Positivo	Positivo	Positivo
10	Positivo	Positivo	Positivo

<sup>1</sup> *Beet mild curly top virus*; <sup>2</sup> *Pepper huasteco yellow vein virus*; <sup>3</sup> *Pepper golden mosaic virus*.

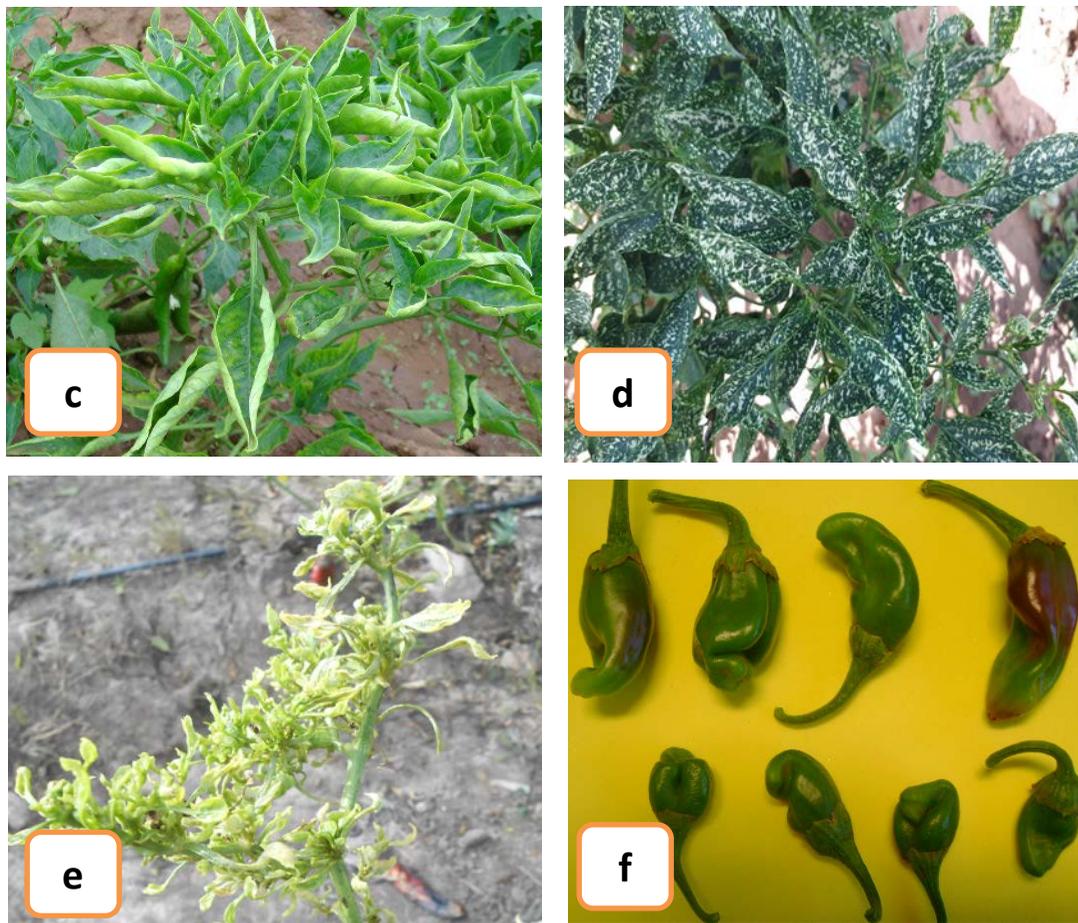
También, las infecciones mixtas entre dos o más geminivirus en la misma planta son comunes en regiones tropicales y subtropicales; las interacciones virales en este tipo de infecciones podrían representar un papel importante en el desarrollo de enfermedades complejas. El tipo de interacciones entre virus co infectantes puede variar desde el sinergismo, donde los síntomas son más severos que los provocados por cada

virus individualmente, hasta interferencia, donde uno de los virus afecta el ciclo infectivo del segundo virus; el estudio de la interacción entre *Pepper huasteco virus* (PHV) y PepGMV a nivel de expresión de síntomas, expresión de genes, replicación y movimiento reveló que la expresión de síntomas dependió del hospedero ya que se observó antagonismo en plantas de chile mientras que se detectó sinergismo en plantas de tabaco y *Nicotiana benthamiana*; por su lado, la replicación de ambos virus se incrementó durante la infección mixta; el movimiento sistémico de PepGMV fue apoyado por el PHV pero PepGMV no facilitó el movimiento de PHV concluyendo entonces que los virus coinfectando una misma planta pueden interactuar en varios niveles (replicación, movimiento) y en diferente manera (sinergismo, antagonismo) y que algunas interacciones pueden ser dependientes del hospedero (Méndez-Lozano *et al.*, 2003).

Un estudio realizado por Hernández-Espinal *et al.* (2018) en parcelas de chile en Sinaloa, México confirmó las infecciones mixtas entre PHYVV y PepGMV (36.4%) pero también registró la interacción entre los dos virus mencionados y el TYLCV (5.8%), lo cual constituyó el primer reporte de una infección mixta entre dos *Begomovirus* bipartitas (PHYVV y PepGMV) y un *Begomovirus* monopartita (TYLCV) bajo condiciones de campo.

Los síntomas asociados con la presencia de estos virus en plantas de chile en el norte centro de México es poco específica; incluyen enanismo, clorosis general o parcial, mosaico, escaso desarrollo, deformación foliar (ampollamiento, bordes ondulados o rizados), hojas lanceoladas y erectas, de tamaño reducido en los puntos de crecimiento, venación en zigzag, hojas de consistencia coriácea, frutos deformes y con bandas cloróticas o amarillas (Figura 7).





**Figura 7. Lesiones asociadas con las infecciones virales en plantas de chile**  
**a: enanismo; b: clorosis general, c: deformación foliar; d: mosaico, e:**  
**reducción en el tamaño de hojas y f: frutos deformes, sin calidad comercial.**

## 7. Bibliografía

- Abdalla, O. A., Desjardins, P. R., and Dodds, J. A. 1991. Identification, disease incidence, and distribution of virus infecting peppers in California. *Plant Disease* 75:1019-1023.
- 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.
- Abd El-Aziz, H. M. 2020. The importance of *potato virus Y potyvirus*. *Journal of Plant Science and Phytopathology* 4:009-015. DOI: [dx.doi.org/10.29328/journal.jpssp.1001044](https://doi.org/10.29328/journal.jpssp.1001044)
- Abd El-Wahab, S. A., Elnagar, S., and El-Sheikh, K. A. M. 2009a. (4) Incidence of aphid-borne onion yellow dwarf virus (OYDV) in alliaceae crops and associated weeds in Egypt. 4<sup>th</sup> Conference on Recent Technologies in Agriculture. P. 21 -33.
- Abd El-Wahab, S. A. 2009b. Aphid-transmission efficiency of two main viruses on garlic in Egypt, Onion yellow dwarf virus (OYDV-G) and Leek yellow stripe virus (LYSV-G). *Academic Journal of Entomology* 2:40-42.
- Achigar, R. 2011. Detección molecular del virus IYSV en plantas de cebolla. Tesina final para obtener el grado de licenciado en Ciencias Biológicas. Universidad de la Republica. 69 p.

- Acuña, S. J. A. 2007. Morfología, biología y comportamiento de *Aceria tulipae* K. (Acari: Eriophyidae) en ajo *Allium sativum* L. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. 93 p.
- Adkins, S. 2003. *Tomato spotted wilt virus*. 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.
- Agrios, N. G., Walker, M. E., and Ferro, D. N. 1985. Effect of cucumber mosaic virus inoculation at successive weekly intervals on growth and yield of pepper (*Capsicum annuum* L.) plants. *Plant Disease* 69:52-55.
- Ahmed, M. M. S. and Elhassan, S. M. 2013. Epidemiology and management of Onion yellow dwarf disease in Sudan. *Plant Pathology Journal* 12:162-168.
- Ali, A. and Kobayashi, M. 2010. Seed transmission of Cucumber mosaic virus in pepper. *Journal of Virological Methods* 163:234-237.
- Álvarez, A. M., Escaff, G. M. y Urbina de V. C. 1977. Identificación del virus del enanismo amarillo de la cebolla ("*onion yellow dwarf virus*") en Chile. *Agricultura Técnica (Chile)* 37:174-177.
- Amari, K., González-Ibeas, D., Gómez, P., Sempere, R. N., Sánchez-Pina, M. A., Aranda, M. A., Díaz-Pendon, J. A., Navas-Castillo, J. A., Moriones-Blanca, J. E., Hernández-Gallardo, M. D., and Anastasio, G. 2008. Torrado virus is transmitted by *Bemisia tabaci* and infects pepper and eggplant in addition to tomato. *Plant Disease* 92:1139.

- Andrianifahanana, M., Lovins, K., Dute, R., Sikora, E., and Murphy, F. J. 1997. Pathway for phloem-dependent movement of pepper mottle potyvirus in the stem of *Capsicum annuum*. *Phytopathology* 87:892-898.
- Andret-Link, P. and Fuchs, M. 2005. Transmission specificity of plant viruses by vectors. *Journal of Plant Pathology* 87:153-165.
- Arana, F. L., Pacheco, S. R., Díaz O. A., Piñol, P. B. y Quiñones, P. M. 2016. Desarrollo de un método para el diagnóstico específico del PepMoV basado en la RT-PCR. *Revista de Protección Vegetal* 31:20-28.
- Arli-Sokmen, M., Mennan, H., Sevik, A. M., and Ecevit, O. 2005. Occurrence of viruses in field-grown pepper crops and some of their reservoir weed hosts in Samsun, Turkey. *Phytoparasitica* 33:347-358.
- Arpaci, B. B. 2019. Distribution and genetic diversity of tobacco etch virus in Turkey and resistance of improved *Capsicum* lines. *Applied Ecology and Environmental Research* 17:14641-14651.
- Arya, M., Baranwal, K. V., Ahlawat, S. Y., and Singh, L. 2006. RT-PCR detection and molecular characterization of *Onion yellow dwarf virus* associated with garlic and onion. *Current Science* 91:1230-1234.
- Arya, M., Majumder, S., and Baranwal, K. V. 2009. Partial characterization of coat protein gene of *Shallot latent virus* associated with garlic in India. *Indian Journal of Virology* 20:9-11.
- Ávila-Alistac, N., Ramírez-Rojas, S., Lozoya-Saldaña, H., Rebollar-Alviter, Á. y Guzmán-Plazola, A. R. 2017. Hospederos alternos de *Iris yellow*

- spot virus* y trips en cultivos de cebolla de Morelos y Michoacán, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 35:242-262.
- Avilla, C., Collar, J. L., Duque, M., and Fereres, A. 1997. Yield of bell pepper (*Capsicum annuum*) inoculated with CMV and/or PVY at different time intervals. *Journal of Plant Diseases and Protection* 104:1-8.
- Babaie, Gh. and Izadpanah, K. 2003. Vector transmission of eggplant mottled dwarf virus in Iran. *Journal of Phytopathology* 151:679-682.
- Bag, S., Schwartz, F. H., Cramer, C. S., Havey, J. M., and Pappu, R. H. 2015. *Iris yellow spot virus* (*Tospovirus: Bunyaviridae*): from obscurity to research priority. *Molecular Plant Pathology* 16:224-237.
- Bagi, F., Stojšin, V., Budakov, D., Moh, S., El Swaeh, A., and Gvozdanović-Varga, J. 2012. Effect of onion yellow dwarf virus (OYDV) on yield components of fall garlic (*Allium sativum* L.) in Serbia. *African Journal of Agricultural Research* 7:2386-2390.
- Baulcombe, C. D., Lloyd, J., Manoussopoulos, N. I., Roberts, M. I., and Harrison. 1993. Signal for potyvirus-dependent aphid transmission of potato aucuba mosaic virus and the effect of its transfer to potato virus X. *Journal of General Virology* 74:1245-1253.
- Beikzadeh, N., Jafarpour, B., Rouhani, H., Peters, D., and Hassani-Mehraban. 2012. Molecular diagnosis of *Iris yellow spot virus* (IYSV) on onion in Iran. *Journal of Agricultural Science and Technology* 14:1149-1158.

- Berger, P. H. and Ferris, R. S. 1989. Mechanisms of arthropod transmission of plant viruses: implications for the spread of disease. *In: Spatial components of plant disease epidemics.* (Ed. MJ Jeger). Prentice-Hall, Inc. New Jersey, USA. 243 p.
- Boateng, C. O. and Schwartz, H. F. 2013. Temporal and localized distribution of *Iris yellow spot virus* within tissues of infected onion plants. *Southwestern Entomologist* 38:183-199.
- Bobev, G. S., De Jonghe, K., Maes, M. 2018. First report of *Tobacco necrosis virus* causing the ABC disease on potato tubers in Bulgaria. *Plant Disease* 102:829.
- Borges, T. de M. R. V., Almeida, S. R., Silvestre, P. P., Oliveira, L.H. C., Lígia, B. de D. L. T., Vieira, R. A., and Coutinho, P. M. 2018. Sampling plan for *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in melon crops. *Florida Entomologist* 101:16-23.
- Brewster, J. L. 1994. Onion and other vegetable alliums. *Crop Production Science in Horticulture Series CAB* 448 p.
- Brown, J. K. 2003. *Pepper huasteco yellow vein virus*. *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.
- Cafrune, E. E., Perotto, M. C., and Conci, C. V. 2006. Effect of two *Allexivirus* isolates on garlic yield. *Plant Disease* 90:898-904.
- Carbajal, C. N. N. 2018. Termoterapia y cultivo *in vitro* de ajo (*Allium sativum* L.) para la eliminación del virus del enanismo amarillo de

- la cebolla. Tesis Maestría en Ciencias. Facultad de Agronomía. Universidad Autónoma de Nuevo León. 111 p.
- Carrillo-Tripp, J., Lozoya-Gloria, E., and Rivera-Bustamante, F. R. 2007. Symptom remission and specific resistance of pepper plants after infection by *Pepper golden mosaic virus*. *Phytopathology* 97:51-59.
- Castro, R. M., Moreira, L., Rojas, M. R., Gilbertson, R.L., Hernández, E., Mora, F., and Ramírez, P. 2013. Occurrence of *Squash yellow mild mottle virus* and *Pepper golden mosaic virus* in potential new hosts in Costa Rica. *The Plant Pathology Journal* 29:285-293.
- Cerkauskas, R. 2004a. Alfalfa mosaic virus. Fact Sheet Asian Vegetable Research and Development Center. AVRDC Publication 04-590. 2 p.
- Cerkauskas, R. 2004b. Cucumber mosaic virus. Fact Sheet Asian Vegetable Research and Development Center. AVRDC Publication 04-593. 2 p.
- Cerkauskas, R. 2004c. Pepper mottle virus. Fact Sheet Asian Vegetable Research and Development Center. AVRDC Publication 04-591. 2p.
- Chapa-Oliver, M. A., Mejía-Teniente, L. y González-Chavira, M. M. 2014. Los geminivirus y el cultivo de chile. *In: Virus y fitoplasmas de chile: una perspectiva regional*. Libro Técnico Núm. 14. Campo Experimental Zacatecas – INIFAP. 279 p.
- Chen, J., Wei, C. –B., Zheng, H. –Y., Shi, Y. –H., Adams, M. J., Lin, L., Zhang, Q. –Y, Wang, S. –J., and Chen, J. –P. 2005. Characterisation of the

- welsh onion isolate of *Shallot yellow stripe virus* from China. Archives of Virology 150:2091-2099.
- Chen, L. -F. and Gilbertson, R. L. 2009. Curtovirus-cucurbit interaction: acquisition host plays a role in leafhopper transmission in a host-dependent manner. Phytopathology 99:101-108.
- Chew, M. I. Y., Vega, P. A., Palomo, R. M. y Jiménez, D. F. 2008. Principales enfermedades del chile (*Capsicum annum* L.). Folleto Técnico Núm. 15. Campo Experimental La Laguna – INIFAP. 32 p.
- Chew, M. I. Y. 2014. Los virus en el cultivo de chile en la Comarca Lagunera. In: Virus y fitoplasmas de chile: una perspectiva regional. Libro Técnico Núm. 14. Campo Experimental Zacatecas – INIFAP. 279 p.
- Chew-Madinaveitia, Y. I., Velásquez-Valle, R., Serrano-Gómez, C. y Reveles-Torres, R. L. 2015. Presencia de virus de ARN rn plantas de chile para secado con síntomas específicos. Agrofaz 15 (1):63-71.
- Chodorska, M., Paduch-Cichal, E., Kalinowska, E., and Szyndel, M. S. 2014. Assessment of Allexivirus infection in garlic plants in Poland. Acta Scientiarum Polonorum Hortorum Cultus 13:179-186.
- Chu, M., Lopez-Moya, J. J., Llave-Correas, C., and Pirone, P. T. 1997. Two separate regions in the genome of the Tobacco etch virus contain determinants of the wilting response of Tabasco pepper. Molecular Plant-Microbe Interactions 10:472-480.
- Collar, J. L., Avilla, C., Duque, M., and Fereres, A. 1997. Behavioral response and virus vector ability of *Myzus persicae* (Homoptera:

- Aphididae) probing on pepper plants treated with aphicides. *Journal of Economic Entomology* 90:1628-1634.
- Conci, C. V., Lunello, P., Buraschi, D., Italia, R. R., and Nome, F. S. 2002. Variations of *Leek yellow stripe virus* concentration in garlic and its incidence in Argentina. *Plant Disease* 86:1085-1088.
- Cong, O. O., Wang, Y., Liu, J., Lan, F. Y., Guo, K. Z., Yang G. J., and Tian, P. Y. 2019. Evaluation of *Potato virus X* mild mutants for cross protection against severe infection in China. *Virology Journal* 16, 36. DOI <https://doi.org/10.1186/s12985-019-1143-7>
- Conti, M., Gallitelli, D., Lisa, V., Lovisolo, O., Martelli, P. G., Ragozzino, A., Rana, L. G. y Vovlas, C. 2000. Principales virus de las plantas hortícolas. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 206 p.
- Creamer, R. 2003. *Alfalfa mosaic virus*. 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.
- Creamer, R., Achata, J. A., and Rascón, J. 2008. Population dynamics of *Circulifer tenellus* in southern New Mexico over a seven year period. 2008 Entomological Society of America Annual Meeting. Paper 37574.
- Czosnek, H., Hariton-Shalev, A., Sobol, I., Gorovits, R., Ghanim, M. 2017. The incredible journey of begomovirus in their whitefly vector. *Viruses* 9, 273; doi: 10.3390/v9100273
- Dabrowska, E., Lewandowski, M., Koczkodaj, S. and Paduch-Cichal, E. 2020. Transmission of *Garlic Virus B*, *Garlic Virus C*, *Garlic Virus D*

- and *Garlic Virus X* by *Aceria tulipae* (Keifer) in leek. *European Journal of Plant Pathology* 157:215-222.
- Davis, R. M. 1995a. Onion yellow dwarf. *In*: Compendium of onion and garlic diseases. Ed. by H. F. Schwartz and S. K. Mohan. The American Phytopathological Society Press. St. Paul, MN, USA. 63 p.
- Davis, R. M. 1995b. Shallot latent virus. *In*: Compendium of onion and garlic diseases. Ed. by H. F. Schwartz and S. K. Mohan. The American Phytopathological Society Press. St. Paul, MN, USA. 63 p.
- Demski, J. W. 1981. Tobacco mosaic virus is seedborne in pimiento peppers. *Plant Disease* 65:723-724.
- Dietzgen, R. G., Mann, K. S., and Johnson, K. N. 2016. Plant virus-insect vector interactions: Current and potential future research directions. *Viruses* 8, 303 DOI: <https://doi.org/10.3390/v8110303>
- Dovas, C. I., Hatziloukas, E., Salomon, R., Barg, E., Shibolet, Y., and Katis, N. I. 2001. Incidence of viruses infecting *Allium* spp. in Greece. *European Journal of Plant Pathology* 107:677-684.
- Dovas, C. I. and Vovlas, C. 2003. Viruses infecting *Allium* spp. in southern Italy. *Journal of Plant Pathology* 85:135.
- Dufour, O., Palloix, A., Selassie, K. G., Pochard, E., and Marchoux, G. 1989. The distribution of cucumber mosaic virus in resistant and susceptible plants of pepper. *Canadian Journal of Botany* 67:655-660.

- Ebratt, R. E. E., Acosta, A. R., Martínez, B. Y. O., Guerrero, G. O., and Turizo, A. W. 2013. *Tomato spotted wilt virus* (TSWV), weeds and thrip vectors in the tomato (*Solanum lycopersicum* L.) in the Andean region of Cundinamarca (Colombia). *Agronomía Colombiana* 31:58-67
- El-Attar, A., Mokbel, A. S., and Hamed, H. A. 2014. Characterization of the Egyptian isolate of *Onion yellow dwarf virus* infecting onion and development of virus-free plantlets. *Egyptian Journal of Virology* 11:68-81.
- European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO). 2017. PM 7/2 (2) *Tobacco ringspot virus*. *EPPO Bulletin* 47:135-145.
- Fajardo, M. V. T., Nishijima, M., Buso, A. J., Torres, C. A. Ávila, C. A., and Resende, O. R. 2001. Garlic viral complex: identification of *Potyvirus*es and *Carlavirus* in Central Brazil. *Fitopatologia Brasileira* 26:619-626.
- Fayad-André, M. S., Dusi, A. N., and Resende, O. R. 2011. Spread of viruses in garlic fields cultivated under different agricultural production systems in Brazil. *Tropical Plant Pathology* 36:341-349.
- Fereres, A., Pérez, P., Gemeno, C., and Ponz, F. 1993. Transmission of Spanish pepper- and potato-PVY isolates by aphid (Homoptera: Aphididae) vectors; Epidemiological implications. *Environmental Entomology* 22:1260-1265.
- Fereres, A. and Raccah, B. 2015. Plant virus transmission by insects. In: eLS John Wiley & Sons, LTD: Chichester. DOI: 10.1002/9780470015902.a0000760.pub3

- Fiallo-Olivé, E., Pan, Li-L., Liu, S-S., and Navas-Castillo, J. 2020. Transmission of Begomoviruses and other whitefly-borne viruses: Dependence on the vector species. *Phytopathology* 110:10-17.
- Fingu-Mabola, J. C. and Francis, F. 2021. Aphid-plany-phytovirus pathosystems: influencing factors from vector behaviour to virus spread. *Agriculture* 11, 502. <https://doi.org/10.3390/agriculture11060502>
- Fischer, H. U. and Lockhart, B. E. L. 1977. Identification and comparison of two isolates of Tomato bushy stunt virus from pepper and tomato in Morocco. *Phytopathology* 67:1352-1355.
- Fortes, M. I, Moriones, E., and Navas-Castillo, J. 2012. *Tomato chlorosis virus* in pepper commercial crops in southeastern Spain and symptomatology under experimental conditions. *Plant Pathology* 61:994-1001.
- Fox, A. and Buxton-Kirk, A. 2018. *Tomato chlorosis virus* (ToCV) and *Tomato infectious chlorosis virus* (TICV). Agriculture and Horticulture Development Board. Factsheet 18/17. 4 p.
- Fribourg, E. C., Jones, C. A. R., and Koenig, R. 1977. Andean potato mottle, a new member of the cowpea mosaic virus group. *Phytopathology* 67:969-974.
- García-Rodríguez, O. G., Pérez-Moreno, L., Navarro-León, M. J., Salas-Araiza, M. D., Martínez-Jaime, O. A., León-Galván, M. F. y Núñez-Palenius, H. G. 2014. Virus fitopatógenos en insectos asociados al ajo. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 20:147-156.

- Garzón, T. J. A., Reyes, M. C. y Milán, C. J. 2012. Virus y fitoplasmas que afectan al cultivo del chile (*Capsicum annuum* L.) en México. In: Cultivo del chile en México. Tendencias de producción y problemas fitosanitarios actuales. Universidad Autónoma de Zacatecas. 183 p.
- Genda, Y., Sato, K., Nunomura, O., Hirabayashi, T., Ohnishi, J., and Tsuda, S. 2005. Immunolocalization of *Pepper mild mottle virus* in *Capsicum annuum* seeds. *Journal of General Plant Pathology* 71:238-242.
- Gent, D. H., Schwartz, H. F., and Khosla R. 2004. Distribution and incidence of *Iris yellow spot virus* in Colorado and its relation to onion plant population and yield. *Plant Disease* 88:446-452.
- Gergerich, C. R. and Dolja, V. V. 2006. Introducción a los virus vegetales, el enemigo invisible. Trans. Silvina L. Giammaría. 2008. The Plant Health Instructor. DOI: 10.1094/PHI-I-2008-0122-01
- Ghanim, M., Morin, S., and Czosnek, H. 2001. Rate of *Tomato yellow leaf curl virus* in the circulative transmission pathway of its vector, the whitefly *Bemisia tabaci*. *Phytopathology* 91:188-196.
- Godena, S., Ban, D., Dumičić, G., and Ban, G. S. 2020. Incidence of viruses in cloves and bulbils of garlic ecotypes in Croatia. *Acta Sci. Pol. Hortorum Cultus* 19:91-99.
- Goldberg, N. P. 1995. Chile pepper diseases. Circular 549. Agricultural Experiment Station. College of Agriculture and Home Economics. New Mexico State University. 20 p.

- Goldberg, N. P. 2001. Curly top virus. Guide H-106. College of Agriculture and Home Economics. New Mexico State University 2 p.
- González-Franco, A. C., Gill-Langarica, E. M., Robles-Hernández, L., Núñez-Barrios, A., Pérez-Leal, R., Hernández-Rodríguez, O. A. y Pérez-Moreno, L. 2014. Detección de virus que afectan al cultivo de chile (*Capsicum annuum* L.) en Chihuahua, México. Revista Mexicana de Fitopatología 32:38-51.
- González-Pacheco, B. E. and Silva-Rosales, L. 2013. First report of *Impatiens necrotic spot virus* in Mexico in tomatillo and pepper plants. Plant Disease 97:1124.
- Guigón-López, C. y González-González, P. 1998. Epidemiología de la virosis del chile (*Capsicum annuum* L.) en el sur de Chihuahua. Revista Mexicana de Fitopatología 16:98-102.
- Green, J. K., Chikh-Ali, M., Hamasaki, T. R., Melzer, J. M., and Karasev, V. A. 2017. *Potato virus Y* (PVY) isolates from *Physalis peruviana* are unable to systemically infect potato or pepper and form a distinct new lineage within the PVY<sup>c</sup> strain group. Phytopathology 107:1433-1439.
- Guillén, W. A. V., Chacón, C. R. y Zúñiga, V. C. 2011. Detección del virus del enanismo amarillo de la cebolla (OYDV) y el virus latente común del ajo (GCLV) en ajo (*Allium sativum* L) costarricense. Tecnología en Marcha 24:47-58.
- Gutiérrez-Alonso, O., Zavala-De León, M. J., Zaldivar-Cruz, M. J. y Gutiérrez-Alonso, G. J. 2006. Virus fitopatógenos asociados a la semilla de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.). XXXIII

- Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Fitopatología. L-30.
- Hafez, E. E., El-Morsi, A. A., El-Shahabi, A. O., and Abdelkhalek, A. A. 2014. Occurrence of Iris yellow spot virus from onion crops in Egypt. *VirusDisease* 25:445-459.
- Hamed, K., Menzel, W., Mohamed, M. E., Bakheet, K. A., and Winter, S. 2013. First report of *Garlic common latent virus* infecting garlic in Sudan. *Plant Disease* 97:562.
- Han, K., Zheng, H., Ji, M., Cui, W., Hu, S., Peng, J., Zhao, J., Lu, Y., Lin, L., Liu, Y., Chen, J., and Yan, F. 2020. A single amino acid in coat protein of Pepper mild mottle virus determines its subcellular localization and the chlorosis symptom on leaves of pepper. *Journal of General Virology* 101:565-570.
- Hasiów-Jaroszewska, B., Budzyńska and Zarzyńska-Nowak, A. 2019. First report of pepper mild mottle virus in peppers in Poland. *Plant Disease* 103:1441.
- Harti, H., Hidayat, S. H., Sobir, Wiyono, S. 2020. Detection of major viruses infecting shallot and molecular characterization of Onion yellow dwarf virus from several locations in Indonesia. *Biodiversitas* 21:1697-1701.
- Hernández-Espinal, A. L., Enríquez-Verduzco, I., Melgoza-Villagómez, M. C., Retes-Manjarrez, E. J., Velarde-Félix, S., Linares-Flores, J. P. y Garzón-Tiznado, A. J. 2018. Análisis filogenético y distribución de begomovirus en el cultivo del chile (*Capsicum annum* L.) en Sinaloa, México. *Revista Fitotecnia Mexicana* 41:149-157.

- Hill, H. J., Alleman, R., Hogg, B. D., and Grau, R. C. 2001. First report of transmission of *Soybean mosaic virus* and *Alfalfa mosaic virus* by *Aphis glycines* in the New World. *Plant Disease* 85:561.
- Himmel, P. T. 2003. *Tobacco mosaic virus* and *Tomato mosaic virus*. 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.
- Hogenhout, S., Ammar, E-D., Whitfield, A. E., Redinbaugh, M. G. 2008. Insect vector interactions with persistently transmitted viruses. *Annual Review of Phytopathology* 46:327-359.
- Holguín-Peña, J. R., Vázquez-Juárez, R. y Rivera-Bustamante, F. R. 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.
- Hsu, L. C., Hoepting, A. C., Fuchs, M., Shelton, M. A., and Nault, B. A. 2010. Temporal dynamics of Iris yellow spot virus and its vector, *Thrips tabaci* (Thysanoptera: Thripidae), in seeded and trasplanted onion fields. *Environmental Entomology* 39:266-277.
- Hudson, A., Richman, B. D., Escobar, I. and Creamer, R. 2010. Comparison of the feeding, behavior and genetics of the beet leafhopper, *Circulifer tenellus*, populations from California and New Mexico. *Southwestern Entomologist* 35:241-250.
- Igwegbe, K. C. E. and Ogungbade, K. O. 1985. Evaluation of pepper cultivars under greenhouse conditions for resistance to a

- defoliation strain of tobacco mosaic virus. *Plant Disease* 69:899-900.
- Inoue-Nagata, K. A., Lima, F. M., and Gilbertson, L. R. 2016. A review of geminivirus (begomovirus) diseases in vegetables and other crops in Brazil: current status and approaches for management. *Horticultura Brasileira* 34:008-018.
- Jemal, K., Abraham, A., and Feyissa, T. 2015. The occurrence and distribution of four viruses on garlic (*Allium sativum* L.) in Ethiopia. *International Journal of Basic and Applied Sciences* 4:5-11.
- Kamal, N., Nourbakhsh, S. S., and Cramer, C. S. 2021. Reduced iris yellow spot symptoms through selection within onion breeding lines. *Horticulturae* 7, 12. <https://doi.org/10.3390/horticulturae7020012>
- Karavina, C. and Gubba, A. 2017. *Iris yellow spot virus* in Zimbabwe: Incidence, severity and characterization of *Allium*-infecting isolates. *Crop Protection* 94:69-76.
- Kebede, Y., Singh, J., and Majumder, S. 2020. Molecular characterization of the partial coat protein gene of an *Onion yellow dwarf virus* isolate detected in garlic (*Allium sativum* L.) from the West Shewa zone of Ethiopia. *Journal of Plant Protection Research* 60:106-111.
- Kimaru, S. L., Kilalo, D. C., Muiro, W. M., Kimenju, J. W., and Thuku, C. R. 2020. Molecular detection of *Cucumber mosaic virus* and *Tobacco mosaic virus* infecting african nightshades (*Solanum*

- scabrum* Miller). International Journal of Agronomy Article ID 8864499 DOI: <https://doi.org/10.1155/2020/8864499>
- Koch, M., Taanami, Z., Levi, S., and Salomon, R. 1995. Testing garlic cloves and bulbets for onion yellow dwarf virus by ACP-ELISA. *Phytoparasitica* 23:27-29.
- Korkmaz, S. and Cevik, B. 2009. *Leek yellow stripe virus* newly reported in Turkey. *Plant Pathology* 58:787-790.
- Kritzman, A., Lampel, M., Raccach, B., Gera, A. 2001. Distribution and transmission of *Iris yellow spot virus*. *Plant Disease* 85:838-842.
- Kundu, I. K., Gadiou, S., Schlesingerova, G., Dziaková, M., and Čermák, V. 2015. Emergence of quarantine *Tobacco ringspot virus* in *Impatiens walleriana* in the Czech Republic. *Plant Protection Science* 3:115-122.
- Kuo, Y.-W., Gilbertson, R. L., Turini, T., Brennan, E. B., Smith, R. F., and Koike, S. T. 2014. Characterization and epidemiology of outbreaks of *Impatiens necrotic spot virus* on lettuce in Coastal California. *Plant Disease* 98:1050-1059.
- Leach, A., Fuchs, M., Harding R., and Nault, B. A. 2019. Iris yellow spot virus prolongs the adult lifespan of its primary vector, onion thrips (*Thrips tabaci*) (Thysanoptera: Thripidae). *Journal of Insect Science* 19:1-4. Doi: 10.1093/jisesa/iez041
- Lebas, B. S. M. and Ochoa-Corona, F. M. 2007. *Impatiens necrotic spot virus*. In: Characterization, diagnosis & management of plant viruses. Vol. 4: Grain crops & Ornamentals. Stadium Press LLC, Texas, USA. Pp. 221-243.

- Li, N., Yu, C., Yin, Y., Gao, S., Wang, F., Jiao, C., and Yao, M. 2020. Pepper crop improvement against Cucumber mosaic virus (CMV): A review. *Frontiers in Plant Science* Volume 11. Article 598798. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.598798>
- Luis-Arteaga, M. and Ponz, F. 2003. *Potato virus Y*. 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.
- Luna, A. P., Romero-Rodríguez, B., Rosas-Díaz, T., Cerero, L., Rodríguez-Negrete, E. A., Castillo, A. G., and Bejarano, E. R. 2020. Characterization of Curtovirus V2 protein, a functional homolog of Begomovirus V2. *Frontiers in Plant Science* Published 19 June 2020. DOI: 10.3389/fpls.2020.00835
- Lunello, P., Di Rienzo, J., and Conci, V. C. 2007. Yield loss in garlic caused by *Leek yellow stripe virus* Argentinean isolate. *Plant Disease* 91:153-158.
- Macharia, I., Backhouse, D., Ateka, E. M., Wu, S. -B., Harvey, J., Njahira, M., and Skilton, R. A. 2015. Distribution and genetic diversity of *Tomato spotted wilt virus* following an incursion into Kenya. *Annals of Applied Biology* 166:520-529.
- Madariaga, V. M., Ramírez, A. I. y Horta, M. G. 2019. Enfermedades causadas por virus que afectan el cultivo de ajo en la región de O'Higgins. Informativo N° 65. Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias. 4 p.

- Majumder, S. and Baranwal, V. K. 2009. First report of *Garlic common latent virus* from India. *Plant Disease* 93:106.
- Majumder, S. and Johari, S. 2014. First report of *Onion yellow dwarf virus* and *Garlic common latent virus* infection in garlic from Nepal. *Journal of Plant Pathology* 96 (4 Supplement) S4.117.
- Manglli, A., Tomassoli, L., Tiberini, A., Agosteo, G. F., Fontana, A., Pappu, H. R., and Albanese, G. 2020. A survey on the infection of *Onion yellow dwarf virus* and *Iris yellow spot tospovirus* in seed and bulb productions systems of onion in Calabria, Italy. *European Journal of Plant Pathology* 156:767-778.
- Marais, A., Faure, C., Theil, S., and Candresse, T. 2019. Characterization of the birome of shallots affected by the shallot mild yellow stripe disease in France. *PloS ONE* 14(7): e0219024. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0219024>
- Margaria, P., Bosco, L., Vallino, M., Ciuffo, M., Mautino, C. G., Tavella, L., and Turina, M. 2014. The NSs protein of *Tomato spotted wilt virus* is required for persistent infection and transmission by *Frankliniella occidentalis*. *Journal of Virology* 88:5788-5802.
- Mauricio-Castillo, A. J., Reveles-Torres, R. L., Mena-Covarrubias, J., Argüello-Astorga, R. G., Creamer, R., Franco-Bañuelos, A., and Salas-Muñoz, S. 2017. First report of *Beet curly top virus-PeYD* associated with a new disease in chile pepper plants in Zacatecas, Mexico. *Plant Disease* 101:513. <https://doi.org/10.1094/PDIS-09-16-1277-PDN>

- McDonald, S. A. 2001. Epidemiology, aphid vectors, impact and management of tobacco etch virus in hot peppers in Jamaica. Ph. D. Thesis Dissertation. Virginia Polytechnic Institute and State University. 118 p.
- Medina-Ramos, G., De la Torre-Almaraz, R., Bujanos-Muñiz, R., Guevara-González, G. R., Tierranegra-García, N., Guevara-Olvera, L., González-Chavira, M. M., and Torres-Pacheco, I. 2013. 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.
- Melendrez-Bojorquez, N., Magallanes-Tapia, A. M., Armenta-Anaya, C., Camacho-Beltrán, E., Rodríguez-Negrete, A. E., Leyva-López, E. N., and Méndez-Lozano, J. 2016. *Pepper huasteco yellow vein virus* associated to sweet pepper disease in Sinaloa, Mexico. *Plant Disease* 100:2338.
- Melo, F., P. de A., Nagata, T., Duci, N. A., Buso, A. J., Torres, C. A., Eiras, M., and de Oliveira, R. R. 2004. Detection of three *Allexivirus* species infecting garlic in Brazil. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 39:735-740.
- Mello, A. F. S., Olarte, R. A., Gray, S. M., and Perry, K. L. 2011. Transmission efficiency of *Potato virus Y* strains PVY<sup>0</sup> and PVY<sup>N-WI</sup> by five aphid species. *Plant Disease* 95:1279-1283.
- Méndez-Lozano, J., Torres-Pacheco, I., Fauquet, M. C., and Rivera-Bustamante, F. R. 2003. Interactions between geminiviruses in a

- naturally occurring mixture: *Pepper huasteco virus* and *Pepper golden mosaic virus*. *Phytopathology* 93:270-277.
- Milošević, D., Stancović, I., Bulajić, A., Ignjatov, M., Nicolíć, Z., Petrović, G., and Krstić, B. 2015. Detection and molecular characterization of *pepper mild mottle virus* in Serbia. *Genetika* 47:651-663.
- Mituti, T., Marubayashi, J. M., Moura, M. F., Krause-Skate, R., and Pavan, M. A. 2011. First report of *Shallot latent virus* in garlic in Brazil. *Plant Disease* 95:227.
- Mituti, T., Fecury, M. M., Massaharu, M. J., Leite, O. M., Massami, I. V., Krause, S. R., and Agenor, P. M. 2015. Survey of viruses belonging to different genera and species in noble garlic in Brazil. *Scientia Agricola* 72:278-281.
- Moodley, V., Ibaba, D. J., Naidoo, R., and Gubba, A. 2014. Full-genome analyses of a *Potato virus Y* (PVY) isolate infecting pepper (*Capsicum annuum* L.) in the republic of South Africa. *Virus Genes* 49:466-476.
- Morales-Aguilar, J. J., Rodríguez-Negrete, E. A., Camacho-Beltrán, E., López-Luque, C. A., Leyva-López, N. E., Jiménez-Díaz, F., Voloudakis, A., Santos-Cervantes, M. E., and Méndez-Lozano, J. 2019. Identification of *Tomato yellow leaf curl virus*, *Pepper huasteco yellow vein virus* and *Pepper golden mosaic virus* associated with pepper diseases in northern Mexico. *Canadian Journal of Plant Pathology* 41:544-550.
- Moury, B., Fabre, F., and Senoussi, R. 2007. Estimation of the number of virus particles transmitted by an insect vector. *Proceedings of the*

- National Academy of Sciences of the United States of America.104:17891-17896.
- Mullis, S. W., Langston, D. B., Gitaitis, R. D., Sherwood, J. L., Csinos, A. C., Riley, D. G., Sparks, A. N., Torrance, R. L., and Cook, IV, M. J. 2004. First report of *Vidalia* onion (*Allium cepa*) naturally infected with *Tomato spotted wilt virus* and *Iris yellow spot virus* (Family *Bunyaviridae*, Genus *Tospovirus*) in Georgia. *Plant Disease* 88:1285.
- Muhyi, I. R., Bosland, P. W., and Pochard, E. 1993. Difference between USA and French isolates of tobacco etch virus and pepper mottle virus displayed by doubled haploid line analysis. *Euphytica* 72:23-29.
- Muñoz, M. R., Lerma L. M., Lunello, P., and Schwartz, F. H. 2014. Iris yellow spot virus in Spain: incidence, epidemiology and yield effect on onion crops. *Journal of Plant Pathology* 96:97-103.
- Muñoz, E. D., Gutiérrez, S. P., and Marín, M. M. 2016. Detection and genome characterization of *Potato virus Y* isolates infecting potato (*Solanum tuberosum* L.) in La Union (Antioquia, Colombia). *Agronomía Colombiana* 34:317-328.
- Murphy, F. J. 2003. *Cucumber mosaic virus*. 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.
- Murphy, F. J. and Warren, C. E. 2003. Diseases caused by viruses. 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.
- Murphy, F. J. and Zitter, A. T. 2003. *Pepper mottle virus*. 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.
- Murphy, F. J., Zitter, A. T., and Erb, A. 2003. *Tobacco mosaic virus* in Jalapeno pepper in New York. *Plant Disease* 87:202.
- Murphy, F. J. and Bowen, L. K. 2006. Synergistic disease in pepper caused by the mixed infection of *Cucumber mosaic virus* and *Pepper mottle virus*. *Phytopathology* 96:240-247.
- Murphy, F. A., Rondon, I. R., and Jensen, S. A. 2012. Population dynamics of the beet leafhopper (Hemiptera: Cicadellidae) in the Columbia Basin as influenced by abiotic variables. *Environmental Entomology* 41:768-775. DOI: <http://dx.doi.org/10.1603/EN12033>
- Naidu, R. A., Deom, C. M., and Sherwood, J. L. 2005. Expansion of the host range of *Impatiens necrotic spot virus* to peppers. Online. *Plant Health Progress* doi: 10.1094/PHP-2005-0727-01-HN
- Nasir, M., Idrees, M., Zaidi, S. S. H., Chisti, S. A., Ayub, M., and Aamrao, L. 2016. Tomato bushy stunt virus and tomato advanced lines/cultivars. *Pakistan Journal of Phytopathology* 28:283-286.
- Nault, L. R. 1997. Arthropod transmission of plant viruses: a new synthesis. *Annals of the Entomological Society of America* 90:521-541.

- Nawaz, H. H., Umer, M., Bano, S., Usmani, A., and Naseer, M. 2014. A research review on Tomato bushy stunt virus disease complex. *Journal of Natural Sciences Research* 4:18-23.
- Ng, J. C. K. and Perry, K. L. 2004. Transmission of plant viruses by aphid vectors. *Molecular Plant Pathology* 5:505-511.
- Nigam, D. and García-Ruiz, H. 2020. Variation profile of the Orthotospovirus genome. *Pathogens* 9,521. DOI: 10.3390/pathogens9070521
- Nischwitz, C., Pappu, R. H., Mullis, W. S., Sparks, N. A., Csinos, S. A., and Gitaitis, D. R. 2007. Phylogenetic analysis of *Iris yellow spot virus* isolates from onion (*Allium cepa*) in Georgia (USA) and Peru. *Journal of Phytopathology* 155:531-535.
- Noda, C. and Inouye, N. 1989. Leek yellow stripe virus isolated from an ornamental *Allium* plant in Japan. *Ann. Phytopath. Soc. Japan* 55:208-215.
- Nuez, V. F., Gil, O. R. y Costa, G. J. 2003. El cultivo de pimientos, chiles y ajies. Reimpresión. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 607 p.
- Nutter, F. W., Kuhn, C. W., and All, J. N. 1989. Models to estimate yield losses in bell pepper caused by tobacco etch virus epidemics. 1989 Annual Meeting. The American Phytopathological Society. *Phytopathology* 79:1213
- Oleas, A. and Arahana, V. 2016. First report of *Leek yellow stripe virus*, *Shallot latent virus*, and *Onion yellow dwarf virus* in garlic from Ecuador. *Plant Disease* 100:232.

- Oliveira, L. M., De Marchi, R. B., Mituti, T., Pavan, A. M., and Krause-Sakate, R. 2014. Identification and sequence analysis of five allexiviruses species infecting garlic crops in Brazil. *Tropical Plant Pathology* 39:483-489.
- Ormeño, N. J. y Sepúlveda, R. P. 2005. Presencia de diferentes virus de pimiento (*Capsicum annuum* L.) en especies de malezas asociadas al cultivo. *Agricultura Técnica (Chile)* 65:343-355.
- Ortiz, C. M., Medina, T. R., Valdivia, B. R., Ortiz, C. A., Alvarado, C. S. y Rodríguez, B. R. J. 2010. Mosquitas blancas plaga primaria de hortalizas en Nayarit. *Revista Fuente Año* 2, No. 5 31-39.
- Öztürk, Argün, D., Baloğlu, S., and Keleş, D. 2019. Effects of *Tobacco etch virus* (TEV) on the yield and quality of Karaisali pepper populations. *Journal of Agricultural Sciences* 25:247-257.
- Pappu, H. R., Jones, R. A. C., and Jain, R. K. 2009. Global status of tospovirus epidemics in diverse cropping systems: successes achieved and challenges ahead. *Virus Research* 141:219-236.
- Parrano, L., Afunian, M., Pagliaccia, D., Douhan, G., and Vidalakis, G. 2012. Characterization of viruses associated with garlic plants propagated from different reproductive tissues from Italy and other geographic regions. *Phytopathologia Mediterranea* 51:549-565.
- Pawan, K., Poonam, D., and Rakesh, M. 2011. Characterization, transmission and host range of onion yellow dwarf virus. *Plant Disease Research* 26:176.

- Pazarlar, S., Gümüs, M., and Öztekin, G. B. 2013. The effects of *Tobacco mosaic virus* infection on growth and physiological parameters in some pepper varieties (*Capsicum annuum* L.). *Not Bot Horti Agrobi* 41:427-433.
- Peinado Jr., S. A., Achata, J. B., Chen, L.-F., Gilbertson, R., and Creamer, R. 2018. Evidence of curtovirus competition and synergy in co-infected plant hosts. *African Journal of Microbiology Research* 12:254-262.
- Perez, P., Collar, J. L., Avilla, C., Duque, M., and Fereres, A. 1995. Estimation of vector propensity of Potato virus Y (PVY) in open-field pepper crops of Central Spain. *Journal of Economical Entomology* 88:986-991.
- Pérez, S., Cabezas, D., Chacón, O., Valera, E., Borrás, O. y León, O. 2009. Expresión de cuatro genes de defensa en dos variedades de tabaco (*Nicotiana tabacum* L.) frente al virus del mosaico del tabaco (TMV). *Revista Protección Vegetal* 24:29-34.
- Pérez-Moreno, L., Córdoba-Rosales, Z. V., Rico-Jaramillo, E., Ramírez-Malagón, R., Barboza-Corona, E., Zúñiga-Zúñiga, J., Ruiz-Castro, S. y Silva-Rosales, L. 2007a. Identificación de virus fitopatógenos en ajo (*Allium sativum* L.) en el estado de Guanajuato, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 25:11-17.
- Pérez-Moreno, L., Córdoba-Rosales, Z., Barboza-Corona, E., Ramírez-Malagón, R., Ramírez-Lúa, J., Ruiz-Castro, S., and Silva-Rosales, L. 2007b. First report of *Leek yellow stripe virus* in garlic in the state of Guanajuato, Mexico. *Plant Disease* 90:1458.

- Pérez-Moreno, L., Navarro-León, M. J., Ramírez-Malagón, R., Mendoza-Celedón, B., Núñez-Palenius, H. G. and León-Galván, M. F. 2013. Viral complexes detected in garlic by Elisa and confirmed by RT-PCR. *Interciencia* 38:364-369.
- Pérez-Moreno, L., Santibañez-Jaramillo, L. I., Mendoza-Celedón, B., Ramírez-Malagón, R., and Nuñez-Palenius, H. G. 2014. Effect of natural virus infection on quality and yield of garlic elite lines. *Journal of Experimental Biology and Agricultural Sciences* 2:243-250.
- Perotto, E., Cafrune, E. E., and Conci, V. C. 2010. The effect of additional viral infections on garlic plants initially infected with *Allxiviruses*. *European Journal of Plant Pathology* 126:489-495.
- Prakash S. and Singh, J. S. 2006. Insect transmitted viruses of peppers: a review. *Journal of Vegetation Science* 33:109-116.
- Pramesh, D. and Baranwal, V. K. 2013. Molecular characterization of coat protein gene of Garlic common latent virus isolates from India: an evidence for distinct phylogeny and recombination. *Virus Genes* 47:189-193.
- Racah, B., Gal-On, A., and Eastop, V. F. 1985. The role of flying aphid vectors in the transmission of cucumber mosaic virus and potato virus Y to peppers in Israel. *Annals of Applied Biology* 106:451-460.
- Ramírez-Malagón, R., Pérez-Moreno, L., Borodanenko, A., Salinas-González, G. J., and Ochoa-Alejo, N. 2006. Differential organ infection studies, potyvirus elimination, and field performance of

- virus-free garlic plants produced by tissue culture. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture* 86:103-110.
- Ramírez-Rojas, S., Ornelas-Ocampo, K., Osuna-Canizalez, F. J., Bartolo-Reyes, J. C., Varela-Loza, V., Hernández-Romano, J. y Ochoa-Martínez, D. L. 2016. Detection of *Iris yellow spot virus* in onion plants from Tepalcingo, Morelos state, Mexico. *Revista Mexicana de Fitopatología* 34:308-315.
- Rana, S. V., Popli, S., Surav, K. G., Raina, S. H., Jamwal, R., Chubey, R., Ramamurthy, V. V., Natarajan, K., and Rajagopal, R. 2019. Implication of the whitefly, *Bemisia tabaci*, collagen protein in begomoviruses acquisition and transmission. *Phytopathology* 109:1481-1493.
- Rausch, F. F., Dusi, A. N. e Vilela R. F. 2013. Viroses do alho no Brasil: importancia e principais medidas de controle. Circular Técnica 122. Ministério de Agricultura, Pecuaria e Abastecimento. 9 p.
- Reddick, B. B. 2003. *Tobacco etch virus*. 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.
- Retes-Manjarrez, J. E., Hernández-Verdugo, S., Pariaud, B., Melgoza-Villagómez, C. M., Pacheco-Olvera, A., Parra-Terraza, S. y Garzón-Tiznado, J. A. 2016. Detección de resistencia al virus huasteco vena amarilla del chile y su heredabilidad en genotipos silvestres de *Capsicum annuum* L. *Interciencia* 41:541-547.

- Retes-Manjarrez, J. E., Hernández-Verdugo, S. Pariaud, B., Hernández-Espinal, L. A., Parra-Terraza, S., Trejo-Saavedra, D. L., Rivera-Bustamante, R. F., and Garzón-Tizanado, J. A. 2018. Resistance to Pepper huasteco yellow vein virus and its heritability in wild genotypes of *Capsicum annuum*. *Botanical Sciences* 96:52-62.
- Reveles-Torres, L. R., Velásquez-Valle, R., Mauricio-Castillo, J. A. y Salas-Muñoz, S. 2012. Detección de infecciones mixtas causadas por begomovirus y curtovirus en plantas de chile para secado en San Luis Potosí, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 30:155-160.
- Reveles-Torres, L. R., Mena-Covarrubias, J., Salas-Muñoz, S., Martínez-Fernández, M. y Mauricio-Castillo, J. A. 2019. Diagnóstico e identificación de begomovirus en el cultivo de chile en los estados de Zacatecas y Durango. Folleto Técnico Núm. 101. Campo Experimental Zacatecas. CIRNOC – INIFAP, 32 páginas.
- Roberts, P. D. and Adkins, S. 2018. Pepper mild mottle virus. Publication HS-808. IFAS Extension. University of Florida. 2 p.
- Robles-Hernández, L., González-Franco, A. C., Gill-Langarica, M. E., Pérez-Moreno, L. y López-Díaz, C. J. 2010. Virus fitopatógenos que afectan al cultivo de chile en México y análisis de las técnicas de detección. *Tecnociencia Chihuahua* Vol. IV:72-86.
- Robles-Hernández, L., González-Franco, C. A., Gill-Langarica, M. E., Sago, C., Nicolaeva, V. O., and Karasev, V. A. 2011. First report of *Beet severe curly top virus* in jalapeño pepper in Chihuahua, Mexico. *Plant Disease* 95:778. <https://doi.org/10.1094/PDIS-02-11-0138>

- Rodríguez-Alvarado, G., Fernández-Pavia, S., Creamer, R., and Liddell, C. 2002. *Pepper mottle virus* causing disease in chile peppers in southern New Mexico. *Plant Disease* 86:603-605.
- Rodríguez, Y., Rangel, E., Centeno, F., Mendoza, O. y Parra, A. 2004. Detección de enfermedades virales afectando al pimentón en los municipios Iribarren, Jiménez y Torres del estado Lara, Venezuela, utilizando la técnica ELISA. *Revista de la Facultad de Agronomía* 21:105-115.
- Rodríguez-Molina, R. G., Velásquez-Valle, R., Reveles-Torres, R. L. 2013. Impacto y sintomatología asociada al virus del enanismo amarillo de la cebolla en Zacatecas, México. *Agrofaz* 13(3):101-104.
- Rojas, A. 2004. A complex of Begomoviruses affecting tomato crops in Nicaragua. Doctor`s dissertation. Swedish University of Agricultural Sciences. 44 p.
- Sabanadzovic, S. and Valverde, A. R. 2011. Properties and detection of two cryptoviruses from pepper (*Capsicum annum*). *Virus Genes* 43:307-312.
- Sánchez, M. A., Villegas-Estrada, B. y Valencia-Jiménez, A. 2021. Evaluación de métodos para la inoculación y diagnóstico del virus del mosaico del pepino (CMV). *Biotecnología en el sector agropecuario y agroindustrial* 19:92-104.
- Santosa, A. I. and Ertunc, F. 2020. Identification, molecular detection and phylogenetic analysis of four viruses infecting *Allium cepa* in Ankara Province, Turkey. *Journal of Plant Diseases and Protection* 127:561-569.

- Scholthof, K.-B., G. 2000. Tobacco mosaic virus. The Plant Health Instructor. The American Phytopathological Society. DOI: 10.1094/PHI-I-2000-1010-01
- Sekar, P. S. F., Subandiyah, S., and Hartono, S. 2015. Detection and identification of viruses infecting onion crops in Bantul District, Yogyakarta. Pros. Sem. Nas Masy Biodiv Indon 1:961-968. DOI: <https://doi.org/10.13057/psnmbi/m010501>
- Sepúlveda, R. P., Larraín, S. P., Quiroz, E. C., Rebufel, A. P. y Graña, S. F. 2005. Identificación e incidencia de virus en pimiento en la zona centro norte de Chile y su asociación con vectores. Agricultura Técnica (Chile) 65:235-245.
- Sevik, A. M. and Akcura, C. 2013. Viruses occurring in onion crop in Amasya Province, the major onion producing region in Turkey. Indian Journal of Virology 24:78-81.
- Sharman, M., Thomas, E. J., and Persley, M. D. 2015. Natural host range, thrips and seed transmission of distinct *Tobacco streak virus* strains in Queensland, Australia. Annals of Applied Biology 167:197-207.
- Sherevera, K., Shevchenko, T., Shinur, H., Budzanivska, I., and Shevchenko, O. 2019. First report of Leek yellow stripe virus on *Allium sativum* L. in Ukraine. Agriculture & Forestry 65:47-53.
- Sherwood, L. J., German, L. T., Moyer, W. J., and Ullman, E. D. 2003. Tomato spotted wilt. The American Phytopathological Society. The Plant Health Instructor. DOI: 10.1094/PHI-I-2003-0613-02

- Sin, S-H., McNulty, C. B., Kennedy, G. G., and Moyer, W. J. 2005. Viral genetic determinants for thrips transmission of Tomato spotted wilt virus. PNAS 102:5168-5173. [www.pnas.org/cgi/doi/10.1073/pnas.0407354102](http://www.pnas.org/cgi/doi/10.1073/pnas.0407354102)
- Sivaprasad, Y., Garrido, P., Mendez, K., Pachacama, S., Garrido, A., and Ramos, L. 2017. First report of *Onion yellow dwarf virus* infecting onion in Ecuador. Journal of Plant Pathology 99:296.
- Sokhansanj, Y., Rakhshanderhroo, F., and Pourrahim, R. 2012. First report of *Tomato ringspot virus* infecting pepper in Iran. Plant Disease 96:1828.
- Soto, J. A. 1999. Ajo semilla, virus que lo infectan. Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias Vol XXXI:93-100.
- Soto, J. M. and Gilbertson, L. R. 2003. Distribution and rate of movement of the Curtovirus *Beet mild curly top virus* (Family Geminiviridae) in the beet leafhopper. Phytopathology 93:478-484.
- Stanković, I., Bulajić, A., Vučurović, A., Ristić, D., Milojević, K., Nikolić, D., and Krstić, B. 2012. First report of *Tomato spotted wilt virus* infecting onion and garlic in Serbia. Plant Disease 96:918
- Svoboda, J., Červená, G., Rodová, J., and Jokeš, M. 2006. First report of *Pepper mild mottle virus* in pepper seeds produced in the Czech Republic. Plant protection Science 42:34-37.
- Swari, F. S. P., Subandiyah, S., and Hartono, S. 2015. Deteksi dan identifikasi virus-virus yang menginfeksi bawang merah di Kabupaten Bantul, Yogyakarta. Prosiding Seminar Nasional Masyarakat Biodiversitas Indonesia 1:961-968.

- Taglienti, A., Dell'Abate, M. T., Ciampa, A., Tomassoli, L., Albanese, G., Sironi, L., and Tiberini, A. 2020. Study on ultra-structural effects caused by Onion yellow dwarf virus infection in "Rossa di Tropea" onion bulb by means of magnetic resonance imaging. *Scientia Horticulturae* 271. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2020.109486>
- Taheri, P., Izadpanah, K. A., and Behjatnia, S. A. A. 2012. Circulifer haematoceps, the vector of the beet curly top Iran virus. *Iranian Journal of Plant Pathology* 48:45.
- Takahashi, H., Fukuhara, T., Kitazawa, H., and Kormelink, R. 2019. Virus latency and the impact on plants. *Frontiers in Microbiology*. Volume 10. Article 2764. Doi:10.3389/fmicb.2019.02764
- Tentchev, D., Verdin, E., Marchal, C., Jacquet, M., Aguilar, J. M., and Moury, B. 2011. Evolution and structure of *Tomato spotted wilt virus* populations: evidence of extensive reassortment and insights into emergence processes. *Journal of General Virology* 92:961-973.
- Tomassoli, L., Tiberini, A., Masenga, V., Vicchi, V., and Turina, M. 2009. Characterization of iris yellow spot virus isolates from onion crops in northern Italy. *Journal of Plant Pathology* 91:733-739.
- Torre-Almaráz, R. de la., Valverde, R., Méndez-Lozano, J., Ascencio-Ibáñez, J. T. y Rivera-Bustamante, R. F. 2002. Caracterización preliminar de un geminivirus en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* B.) en la región centro de México. *Agrociencia* 36:471-481.

- Torres, R., Larenas, J., Fribourg, C., and Romero, J. 2012. Pepper necrotic spot virus, a new tospovirus infecting solanaceous crops in Peru. *Archives of Virology* 157:609-615. DOI 10.1007/s00705-011-1217-3
- Torres-Trujillo, B. P. Alvarado-Gómez, G. O., Estrada-Hernández, G. M., Ojeda-Zacarías, M., Ávila-Rodríguez, V., Nava-Camberos, U. y González-Garza, R. 2017. Identificación de biotipos del complejo *Bemisia tabaci* L. y sus begomovirus asociados, en Coahuila y Durango, México. *Southwestern Entomologist* 42:523-530.
- Torrice, A. K., Celli, M. G., Conci, L. R., and Conci, V. C. 2015. Incidence of *Garlic common latent virus* in Argentina, and phylogenetic and recombination analyses of isolates. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira* 50:363-373.
- Tsai, C. -W., Rowhani, A., Golino, D. A., Daane, K. M., and Almeida, R. P. P. 2010. Mealybug transmission of grapevine leafroll viruses: An analysis of virus-vector specificity. *Phytopathology* 100:830-834.
- Tun, S. M. J., Zavaleta, M. E., Ochoa, M. D. L., Sánchez, G. P., Soto, H. M. y Cristóbal, A. J. 2007. Incidencia del virus mosaico de la alfalfa en semillas y plántulas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) en Yucatán, México. *Fitosanidad* 11:11-14.
- Van Dijk, P. 1993. Survey and characterization of potyviruses and their strains on *Allium* species. *Netherlands Journal of Plant Pathology* 99 (Supplement):1-48.
- Van de Vlugt R. A. A., Steffens, P., Cuperus, C., Barg, E., Lesseman, D.-E., Bos, L., and Vetten, H. J. 1999. Further evidence that shallot yellow stripe virus (SYSV) is a distinct potyvirus and reidentification of

- Welsh onion stripe virus as a SYSV strain. *Phytopathology* 89:148-155.
- Velarde-Félix, S., Rodríguez-Cota, F., Cortez-Mondaca, E., Saucedo-Acosta, R. H., Melgoza-Villagómez, C. M. and Almeyda-León, I. H. 2018. First incidence of yellow vein virus of huasteco pepper in soybean in Mexico. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 9:1389-1398.
- Velasco-Velasco, A. V., Alcántar-González, G., Sánchez-García, P., Zavaleta-Mejía, E., Cárdenas-Soriano, E., Rodríguez-Montessoro, R. y Martínez-Garza, A. 1999. Concentración y distribución del virus jaspeado del tabaco en plantas de chile jalapeño (*Capsicum annuum* L.) con tres dosis nutrimentales. *Fitopatología* 34:133-139.
- Velásquez-Valle, R., Medina-Aguilar, M. M. y Macias-Valdez, L. M. 2003. Reacción de líneas avanzadas de chile (*Capsicum annuum* L.) provenientes de Zacatecas a enfermedades comunes en Aguascalientes, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 21:71-74.
- Velásquez-Valle, R., Medina-Aguilar, M. M., and Creamer, R. 2008. First report of *Beet mild curly top virus* infection of chile pepper in north-central Mexico. *Plant Disease* 92:650.
- Velásquez-Valle, R., Chew-Madinaveitia, Y. I., Amador-Ramírez, M. D. y Reveles-Hernández, M. 2010. Presencia de virus en el cultivo de ajo (*Allium sativum* L.) en Zacatecas, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 28:135-143.

- Velásquez-Valle, R. y Reveles-Hernández, M. 2011. Detección del iris yellow spot virus en el cultivo de cebolla en Zacatecas, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 2:971-978.
- Velásquez, V. R. 2012. Presencia de virus en durazno, ciruelo y chabacano en los estados de Zacatecas y Querétaro, México. *Revista Chapingo Serie Zonas Áridas* Vol. XI:101-105.
- Velásquez-Valle, R., Reveles-Hernández, M. y Amador-Ramírez, D. M. 2012a. Distribución viral en plantas de cebolla (*Allium cepa* L.) asintomáticas. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 3:1425-1434.
- Velásquez-Valle, R., Reveles-Torres, L. R., Amador-Ramírez, M. D., Medina-Aguilar, M. M. y Medina-García, G. 2012b. Presencia de *Circulifer tenellus* Baker y *Beet mild curly top virus* en maleza durante el invierno en el centro norte de México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 3:813-819.
- Velásquez-Valle, R., Reveles-Torres, L. R. y Mena-Covarrubias, J. 2012c. 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.
- Velásquez, V. R., Amador, R. M. D., Mena, C. J. y Reveles, T. L. R. 2012d. Enfermedades emergentes en el cultivo de chile en Aguascalientes y Zacatecas. *In: Cultivo del chile en México. Tendencias de producción y problemas fitosanitarios actuales.* Universidad Autónoma de Zacatecas. 183 p.

- Velásquez-Valle, R., Reveles-Torres, L. R. y Reveles-Hernández, M. 2013. Presencia de virus no persistentes en almácigos de chile y maleza invernal en Zacatecas, México. Memorias 10<sup>A</sup> Convención Mundial del Chile p. 104-109.
- Velásquez-Valle, R. Reveles-Torres, L. R., Salas-Muñoz, S., Mauricio-Castillo, J. A., and Pappu, R. H. 2016a. First confirmed report of *Iris yellow spot virus* in onion nurseries in Zacatecas, Mexico. Plant Disease 100:1509.
- Velásquez-Valle, R., Reveles-Hernández, M., Chew-Medinabeitia, Y. I. y Reveles-Torres, L. R. 2016b. Efecto del tratamiento térmico sobre la presencia de virus en bulbos de ajo (*Allium sativum* L.). Rev. FCA UNCUYO. ISSN impreso 0370-4661. ISSN (en línea) 1853-8665.
- Velásquez-Valle, R. 2017. Expresión natural de lesiones del virus de la mancha amarilla del iris en variedades de cebolla en Zacatecas. Agrofaz 17 (1):43-49.
- Velásquez-Valle, R., Reveles-Torres, L. R., Salas, M. S., Mauricio-Castillo, J. A. y Reveles-Hernández, M. 2017. Detección del virus de la mancha amarilla del iris en almácigos de cebolla en Zacatecas, México. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 8:209-214.
- Velásquez-Valle, R. 2020. Presencia de *Bemisia tabaci* Gennadius y *Trialeurodes vaporariorum* Westwood en el norte-centro de México. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 11:213-219.
- Villa-Ruano, N., Velásquez-Valle, R., Zepeda-Vallejo, L. G., Pérez-Hernández, N., Velázquez-Ponce, M., Arcos-Adame, V. M. y Becerra-Martínez, E. 2018. <sup>1</sup>H NMR-based metabolomics profiling

- for identification of metabolites in *Capsicum annum* cv. mirasol infected by beet mild curly top virus (BMCTV). Food Research International 106:870-877.
- Vučurović, I., Nikolić, D., Radović, N., Vučurović, A., Ristić, D., Ristić, B., and Stanković, I. 2017. Incidence and distribution of *Leek yellow stripe virus* in *Allium* crops in Serbia. Pesticides and Phytomedicine 32:145-155.
- Walker, S., Goldberg, N. and Cramer, C. 2009. Onion diseases in New Mexico. Circular 538. Cooperative Extension Service. College of Agricultural, Consumer and Environmental Sciences. New Mexico State University. 12 p.
- Wetter, C., Conti, M., Altschuh, D., Tabillion, R., and van Regenmortel, M. H. V. 1984. Pepper mild mottle virus, a tobamovirus infecting pepper cultivars in Sicily. Phytopathology 74:405-410.
- Whitfield, E. A., Falk, W. B., and Rotenberg, D. 2015. Insect vector-mediated transmission of plant viruses. Virology 479-480:278-289.
- Wijayasekara, D. and Ali, A. 2019. First report of Garlic common latent virus infecting garlic in Oklahoma. Plant Disease 103:1049.
- Winiarczyc, K., Solarska, E., and Sienkiewicz, W. 2014. Prevalence of infections with onion yellow dwarf virus, leek yellow stripe virus and garlic common latent virus in plants from the genus *Allium*. Acta Scientiarum Polonorum Hortorum Cultus 13:123-133.
- Wylie, S. J., Li, H., Saqib, M., and Jones, M. G. K. 2014. The global trade in fresh produce and the vagility of plant viruses: A case study in

garlic. PLoS ONE 9:e105044.  
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0105044>

- Yamamura, Y. and Scholthof, H. B. 2005. *Tomato bushy stunt virus*: a resilient model system to study virus-plant interactions. *Molecular Plant Pathology* 6:491-502.
- Yogita, B., Ajay, B., Anil, H., and Thakur, P. D. 2019. Rapid detection of a *Capsicum* infecting *tospovirus-Capsicum chlorosis virus* (Ca-CV) in asymptomatic weed reservoir hosts. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry* 8:2013-2017.
- Young, D. A. and Frazier, N. W. 1954. A study of the leafhopper genus *Circulifer* Zakhvatkin (Homoptera, Cicadellidae). *Hilgardia* 23:25-52.
- Zegbe, D. J. A., Mena, C. J., Valdez, C. R. D., Amador, R. M. D. y Esparza F. G. 2012. Importancia, diversidad genética y situación actual del cultivo de chile en México. *In: Cultivo del chile en México. Tendencias de producción y problemas fitosanitarios actuales.* Universidad de Zacatecas. 183 p.
- Zitter, T. A. 1993. Tomato bushy stunt. *In: Compendium of tomato diseases* (Ed. by J. B. Jones, J. P. Jones, R. E. Stall, and T. A. Zitter). The American Phytopathological Society Press. St. Paul, MN, USA. Second Printing. 73 p.

## **Comité Editorial del CIRNOC**

MC. Yasmin Ileana Chew Madinaveitia  
Dr. Esteban Osuna Ceja  
Dr. Julio César Ríos Saucedo  
Dr. Pedro Jurado Guerra  
Dra. Blanca I. Sánchez Toledano  
Dr. Luis Antonio Díaz García  
M.C. María Gabriela Ramírez Valadez

## **Comité Editorial del CE Zacatecas**

Presidente: Dra. Blanca I. Sánchez Toledano  
Secretario: Dr. Luis R. Reveles Torres  
Vocal: MC. Mayra Denise Herrera  
Vocal: Dr. Francisco Gpe. Echavarría Cháirez  
Vocal: MC. Ricardo Sánchez Gutiérrez

## **Edición**

Rodolfo Velásquez Valle  
Luis Roberto Reveles Torres

## **Diseño y fotografía**

Luis Roberto Reveles Torres  
Rodolfo Velásquez Valle

Código INIFAP  
MX-0-241709-44-02-11-06-18

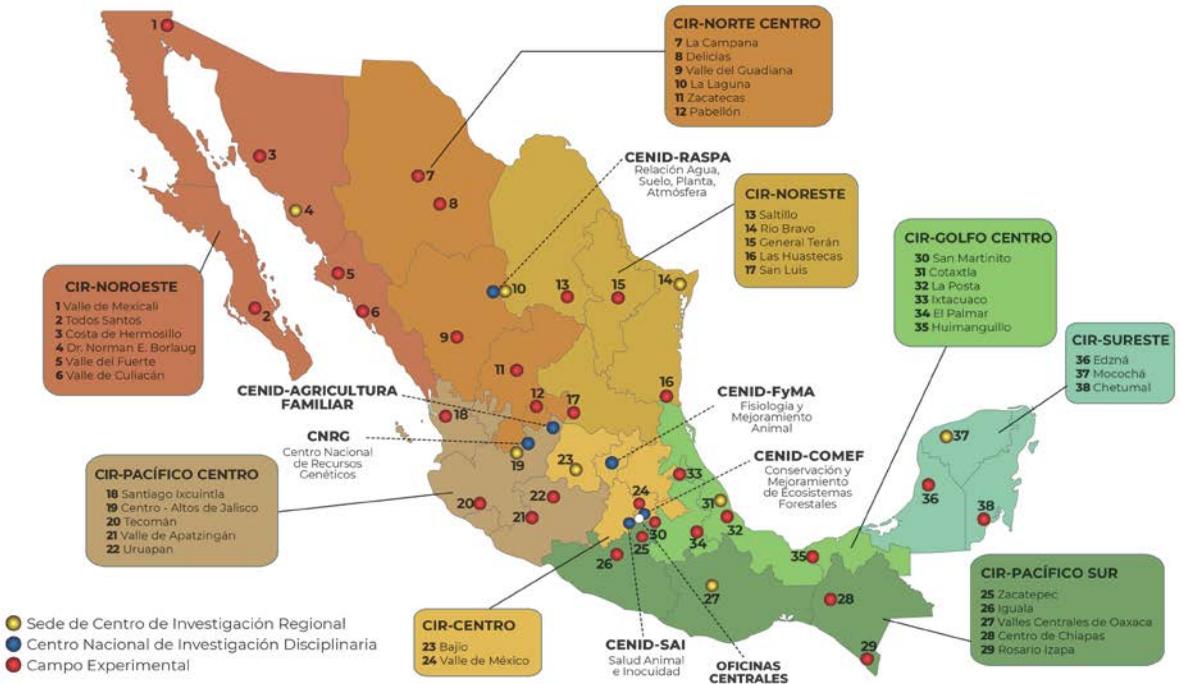
El proceso editorial de esta publicación y el formato electrónico se terminó en DICIEMBRE de 2021 en el Campo Experimental Zacatecas, Km.24.5 Carretera Zacatecas-Fresnillo, Calera de V.R., Zacatecas, México. CP.98500.

Publicación Electrónica disponible en la biblioteca digital del INIFAP:  
[https://vun.inifap.gob.mx/BibliotecaWeb/\\_Content](https://vun.inifap.gob.mx/BibliotecaWeb/_Content)  
[www.gob.mx/inifap](http://www.gob.mx/inifap)



Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias

Centros Nacionales de Investigación Disciplinaria,  
Centros de Investigación Regional y  
Campos Experimentales



# CAMPO EXPERIMENTAL ZACATECAS

## DIRECTORIO

**Dr. Luis Roberto Reveles Torres**  
**Director de Coordinación y Vinculación**

Dr.	Guillermo Medina García	Agrometeorología y Modelaje
Dra.	Nadiezhdá Y. Ramírez Cabral	Agrometeorología y Modelaje
Ing.	José Israel Casas Flores	Agrometeorología y Modelaje
Dr.	Alfonso Serna Pérez	Fertilidad de suelos y nutrición vegetal
MC.	José Ángel Cid Ríos	Fríjol y Garbanzo
MC.	Juan José Figueroa González*	Fríjol y Garbanzo
MC.	Mayra Denise Herrera	Fríjol y Garbanzo
Dr.	Jorge A. Zegbe Domínguez	Frutales
MC	Valentín Meler Meraz	Frutales
Ing.	Manuel Reveles Hernández	Hortalizas
MC.	Miguel Servín Palestina*	Ingeniería de Riego
Dra.	Raquel Cruz Bravo	Inocuidad de Alimentos
MC	Enrique Medina Martínez	Maíz
MC.	Francisco A. Rubio Aguirre	Pastizales y Cultivos Forrajeros
Dr.	Ramón Gutiérrez Luna	Pastizales y Cultivos Forrajeros
MC.	Ricardo A. Sánchez Gutiérrez	Pastizales y Cultivos Forrajeros
Dr.	Luis Roberto Reveles Torres	Biología Molecular
Dr.	Jaime Mena Covarrubias	Sanidad Forestal y Agrícola
Dra.	Blanca I. Sánchez Toledano	Socioeconomía

\* Becarios

[www.gob.mx/inifap](http://www.gob.mx/inifap)

La región norte centro del país destaca, a nivel nacional por la producción de hortalizas, las cuales no se encuentran exentas de riesgos fitosanitarios; entre estos se encuentra la incidencia de diferentes tipos de agentes virales generando impactos negativos variables sobre su desarrollo, rendimiento y productividad. En años recientes se han logrado avances de investigación, sobre todo en lo concerniente a la detección e identificación de los virus que infectan a varias hortalizas. El objetivo del presente trabajo fue reunir la información publicada y los avances de investigación sobre enfermedades virales.



**GOBIERNO DE  
MÉXICO**



**AGRICULTURA**  
SECRETARÍA DE AGRICULTURA Y DESARROLLO RURAL

**inifap**