



Identificación de las infecciones virales en los principales cultivos hortícolas y malezas en 3 regiones de Honduras

1998-2002

**Universidad de Arizona
Universidad de Purdue
Universidad de Wisconsin**

**Zamorano
FHIA**

Identificación de las infecciones virales en los principales cultivos hortícolas y malezas en 3 regiones de Honduras

BIBLIOTECA WILSON POPENO
ESCUELA AGRÍCOLA PANAMERICANA
APARTADO 88
TEGUCIGALPA HONDURAS

Incluye reporte anual del proyecto IPM-CRSP año 2001-2002

Zamorano

María Mercedes Doyle

Edith Bermeo

Estela Aguilar

Alfredo Rueda

Con Colaboración de:

D. Maxwell- Universidad de Wisconsin

J. Brown - Universidad de Arizona

R. Martín- Universidad de Purdue

P. Jones- ACRI-Rothamsted, Inglaterra

FHIA

José Cristino Melgar

Mauricio Rivera

Dale Krigswold

211395

IDENTIFICACIÓN DE LAS INFECCIONES VIRALES EN LOS PRINCIPALES CULTIVOS HORTICOLAS Y MALEZAS EN TRES REGIONES DE HONDURAS (1999-2002)

Maria Mercedes Roca de Doyle¹, Edith Bermeo¹, Estela Aguilar¹, Alfredo Rueda¹
Judith Brown² Douglas Maxwell³; Phil Jones⁴ y Ray Martyn⁵

¹ Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano, PO Box, 93, Tegucigalpa Honduras;

² Universidad de Arizona, Tuscon, Az 85721, USA ; ³ Universidad de Wisconsin, 1630 Linden Drive, Madison, WI 53706-1598, USA; IACR-Rothamsted, Hedrtfordshire AL5 2JQ, Inglaterra; ⁵ Universidad de Purdue, West Lafayette, IN 47907-1155, USA

Desde la década los 80's, las infecciones virales se han convertido en una de las principales enfermedades de cultivos hortícolas como el tomate, chile, melón, sandía y vegetales orientales en Honduras. Este estudio, reporta los resultados de la investigación para caracterizar los begomovirus (Familia: Geminiviridae) presentes en Honduras, identificar la presencia de otros virus no transmitidos por mosca blanca y determinar la incidencia relativa de cada tipo de virus presentes en los cultivos mencionados y en malezas. Se realizaron pruebas moleculares por PCR utilizando primers específicos para begomovirus, desarrollados en las Universidades de Wisconsin y de Arizona, seguidos por secuenciación de productos de la amplificación para caracterizar estos virus. La secuenciación realizada en la Universidad Wisconsin identificó los siguientes begomovirus virus en tomate: Tomato severe leaf curl virus, Tomato mild mottle virus y Tomato Havana virus; también se identificó un begomovirus en la maleza *Rhyncosia* spp. Se detectaron begomovirus todavía no caracterizados en otras 5 malezas. La secuenciación hecha en la Universidad de Arizona también reportó el Tomato Havana virus en tomate y en la maleza *Sida* spp. y además el Tomato golden mottle virus y el Tomato mottle virus en tomate; y el Pepper golden mosaic virus en chile y tomate. En chile se encontró el Pepper huasteco virus y en sandía el Squash leaf curl virus cepa E. No se encontró el Tomato yellow leaf curl virus (TYLCV) presente en Cuba, Jamaica y República Dominicana, pero sí el Bean golden mosaic virus (BGMV) en frijol. La nomenclatura de estos geminivirus todavía es confusa y está por definirse. Se utilizó la prueba de ELISA con kits comerciales y microscopía electrónica para determinar la presencia de los siguientes virus: potyvirus (genérico), Potato virus Y (PVY), Pepper mottle virus (PepMoV), Pepper Mild mottle virus (PMMoV), Tobacco Etch virus (TEV) Tobacco mosaic virus (TMV), Cucumber mosaic virus (CMV), Tomato spotted wilt virus (TSWV). Se observó una variación marcada en la incidencia de diferentes infecciones virales por época del año, por cultivo y por región. En tomate, las principales infecciones virales están constituidas por geminivirus y TMV incluyendo infecciones mixtas por ambos virus; no se encontraron potyvirus. También en chile, se encontró una predominancia de infecciones por geminivirus, seguida por CMV, TSWV e infecciones mixtas de geminivirus y CMV. En vegetales orientales la mayor infección fue causada por potyvirus, seguida por geminivirus, TMV e infecciones mixtas por geminivirus y potyvirus. El TMV, CMV y algunos potyvirus son transmitidos mecánicamente. El reporte analiza las implicaciones de manejo de las infecciones virales en estos cultivos.

Identificación de las infecciones virales en los principales cultivos hortícolas y malezas en Honduras

Universidad de Arizona
Judith Brown

Universidad de Wisconsin
Douglas Maxwell

IARC Rothamsted, Inglaterra
Phillip Jones

Zamorano, Honduras
Maria Mercedes Doyle

Edith Bermeo

Alfredo Rueda

Estela Aguilar



Las infecciones virales se han convertido en una de las principales enfermedades de cultivos hortícolas en Honduras.

Este estudio reporta los resultados desde 1998 al 2002 para:

- Caracterizar los begomovirus (Familia: Geminiviridae)
- Identificar otros virus NO transmitidos por mosca blanca
- Determinar la incidencia relativa de cada tipo de virus presente en

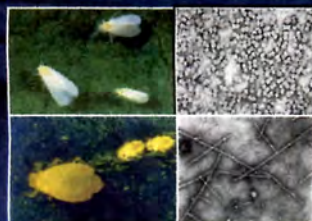


Programas de investigación para estudiar las enfermedades virales en Honduras:

1998-1999: Caracterización de Begomovirus (Familia: Geminiviridae)
(Bean-CowPea CRSP; Zamorano y Universidad de Wisconsin,)

2000-2002: Continuación de caracterización de begomovirus e identificación de otros virus NO transmitidos por mosca blanca
(IPM CRSP; Zamorano, FHIA, Universidad de Arizona, Universidad de Purdue y IARC, Rothamsted en Inglaterra)

Daños causados por virus en Honduras



Geminivirus (ADN) transmitidos por mosca blanca?

??

MATERIALES Y METODOS



PCR

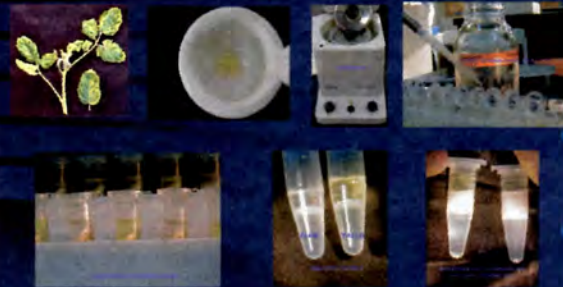
ELISA

Microscopia electrónica

Detección e identificación de virus con ARN, no transmitidos por mosca blanca, por la prueba serológica de ELISA y microscopía electrónica

- Envío de 50 muestras de tomate, chile y sandía a AGDIA (E.E.U.U) para análisis a 15 virus comunes de tomate, chile y cucurbitas
- Análisis en Zamorano con kits comerciales (AGDIA) para 12 virus que incluyen potyvirus, TMV, CMV y TSWV
- Análisis en Inglaterra por microscopía electrónica de 30 muestras de tomate y chile

Extracción de ADN para análisis por PCR para Geminivirus



Metodología

Detección e identificación de begomovirus que contienen ADN y son transmitidos por mosca blanca

- Detección de begomovirus a través de PCR (Polymerase Chain Reaction) utilizando "primers universales" (Universidad de Wisconsin, Universidad de Arizona)
- Clonación de productos de PCR y secuenciación para establecer la identidad de los virus y entender las relaciones filogenéticas

Resumen del análisis de 1998 - 2002

- Cultivos: **tomate, chile, sandía, melón, pepino, vegetales orientales, frijol y malezas**
- No. total de muestras recolectadas: **657**
- No. muestras analizadas por PCR: **657**
- No. muestras analizadas por ELISA: **93**
- No. muestras analizadas por ME: **30**

RESULTADOS



Virus en Honduras

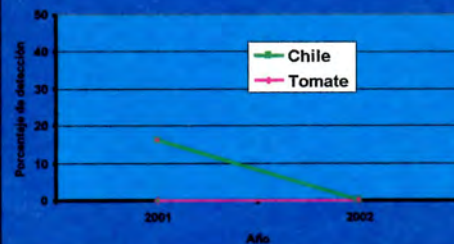
Año	2000	2001	2002
CUCURBITAS (N)	40	11	10
% Geminivirus	10	9	30
% Potyvirus	22	55	40
% Otros ?	68	36	30
CHILE (N)	50	19	84
% Geminivirus	88	21	60
% Potyvirus	0	16	0
% Otros ?	12	63	40
TOMATE (N)	10	31	31
% Geminivirus	43	30	32
% Potyvirus	-	0	0
% Otros ?	57	70	68



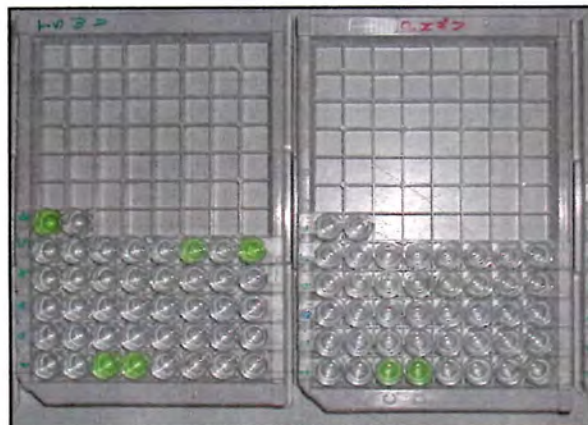
Detección de geminivirus en tomate y chile de 1998 al 2002



Detección de Potyvirus por ELISA en tomate y chile de 1998 al 2002



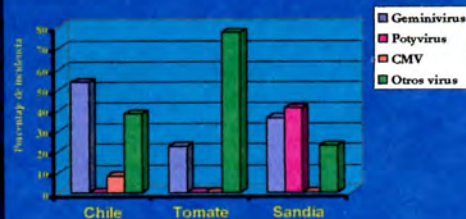
Prueba de ELISA para muestras de tomate y chile a 4 diferentes virus (CMV, PPMV, TSWV, TMV)

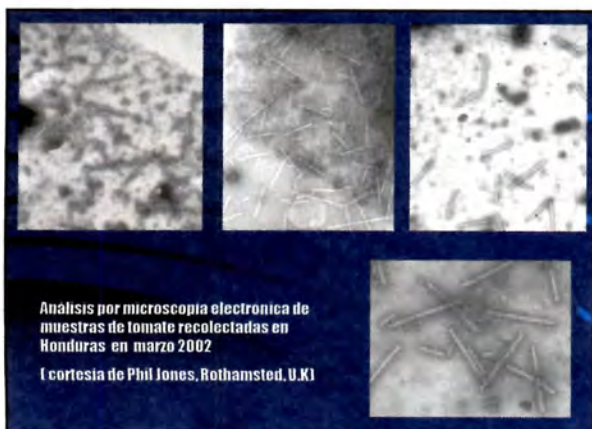


Detección de GV por PCR y TMV por microscopia electronica en tomate



Incidencia de varios virus en tres cultivos en Honduras Marzo-Junio, 2001





Virus presentes en Honduras

Begomovirus

(Universidad de Wisconsin)

- Tomato severe leaf curl virus
- Tomato mild mottle virus
- Tomato Havan virus
- Bean golden mosaic virus

(Universidad de Arizona)

- Tomato golden mottle virus
- Tomato Mottle virus
- Pepper golden mosaic virus
- Pepper Huasteco virus
- Squash leaf curl virus
- Virus relacionado al Chino del tomate

Potyvirus (genérico)

- No se encontraron
- Tobacco etch virus
- Potato virus Y
- Pepper mottle virus
- Pepper mild mottle virus
- Watermelon mosaic virus
- Zucchini yellow mosaic virus
- Papaya ring spot virus

Tobamovirus

- Tomato Mosaic Virus

Cucumovirus

- Cucumber mosaic virus

Tospovirus

- Tomato spotted Wilt virus

Virus en tomate en Honduras

		Begomovirus ✓
		Potyvirus X
Transmisión mecánica		Tobamovirus ✓

CONCLUSIONES

Existen varios tipos de infecciones virales en Honduras

Hay una marcada variación en la incidencia de diferentes infecciones virales de acuerdo a:

- estación y época del año
- cultivo
- región

No existen patrones bien definidos año tras año

Conclusiones

Las principales infecciones virales son:

Tomate: begomovirus y tobamovirus
no se encontraron potyvirus

Chile: begomovirus, potyvirus y cucumovirus

Cucurbitas: potyvirus y begomovirus

¿cómo se manejan estas enfermedades virales?

Diferentes tipos de virus implica diferente manejo

GEMINIVIRUS

Transmisión por
mosca blanca

- Manejo del vector a través de prácticas culturales y control químico. Resistencia genética

TOBAMOVIRUS

Transmisión mecánica,
por trabajadores,
herramientas infectadas
y semilla

- Manejo con prácticas de higiene, prácticas culturales y resistencia genética

1. Caracterización de Geminivirus presentes en frijol, tomate, otros vegetales y malezas en Comayagua y Zamorano (1998-1999)

Entre enero y julio de 1998 se recolectaron 170 muestras con síntomas de virus (mosaico, moteado, amarillamiento, corrugamiento de hojas y achaparramiento de la planta) de los valles de Francisco Morazán y Comayagua, incluyendo los cultivos de frijol, tomate, chile dulce, pepino, sandía y 22 tipos de malezas, con el objetivo de determinar el porcentaje de plantas con síntomas virales infectadas con geminivirus (Doyle *et al.*, 1999).

Las muestras fueron analizadas por PCR (Reacción en Cadena de la Polimerasa) utilizando los "primers" para Geminivirus universal 514 y 1048 proporcionados por la Universidad de Arizona. También se contaba con dos pares de "primers" específicos: el par de "primers" 47/1068 desarrollado para la detección del "Bean golden mosaic virus" (BGMV) (presente en Honduras) desarrollado en la Universidad de Wisconsin y los "primers" para el "Tomato yellow leaf curl virus" (TYLCV) desarrollados en Israel (Doyle *et al.*, 1999).

En ese estudio, se utilizaron los "primers" AV 514 y AC 1048, desarrollados para amplificar el gen de la cápside proteica de geminivirus del subgrupo III (Begomoviridae). El gen de la cápside proteica (CP) es la región más conservada del genoma de la familia Geminiviridae, haciéndolo muy útil para el diagnóstico e investigación de la historia evolutiva viral. Estos "primers" amplifican un producto de PCR de un peso molecular de 576 pb (pares de bases) nitrogenadas (Brown y Wyatt, 1997²).

En este estudio (1998) solo un 30% de las muestras resultaron positivas a geminivirus. Estos resultados sugirieron que el 70% restante se atribuyera a otros virus diferentes de geminivirus, u otras causas como deficiencias nutricionales, toxicidades por plaguicidas, entre otros que ocasionaron en las muestras síntomas similares a los causados por infecciones virales.

Entre enero y mayo de 1999, el período correspondiente a la estación seca, cuando existe la mayor presión del complejo mosca blanca-geminivirus, un segundo estudio se condujo para confirmar los resultados obtenidos en 1998 y para tener más información que pudiera contribuir a entender el predominio de la infección por geminivirus en diferentes cultivos y estaciones en Honduras.

En el segundo estudio (1999) se recolectaron 189 muestras con síntomas de virus del valle de Comayagua y Zamorano, incluyendo frijol, tomate, chile dulce, sandía, papaya y malezas. Se realizó una descripción de los síntomas de las muestras y se estimó el porcentaje de infección (incidencia) por virus en cada plantación de donde se obtuvieron las muestras basado en síntomas visuales. Las muestras fueron analizadas por PCR

probando para geminivirus universal. Un 48% de las muestras resultaron positivas a geminivirus (cuadro 1).

Cuadro 1. Porcentaje de infección por geminivirus determinada por PCR en diferentes cultivos y malezas en el Valle de Comayagua y Zamorano. Enero-mayo (1999).

CULTIVO	TOTAL DE MUESTRAS	POSITIVAS-CULTIVO (%)
Frijol	42	48
Tomate	36	78
Sandía	45	51
Chile dulce	28	71
Malezas	24	42
Papaya	14	0
Total	189	48

Un 48% de las muestras con síntomas de infección viral resultaron positivas a geminivirus en 1999 (cuadro 2), el 52% de las muestras restantes con sintomatología viral podrían atribuirse a otros virus diferentes de geminivirus transmitidos por mosca blanca, deficiencias nutricionales u otras causas.

En 1999, sólo en el Valle de Comayagua 162 muestras fueron analizadas. Un 55% de éstas resultaron positivas a geminivirus. En malezas en el valle de Comayagua y Zamorano un 42% de las muestras resultaron positivas a geminivirus, las malezas recolectadas se muestran en el cuadro 3.

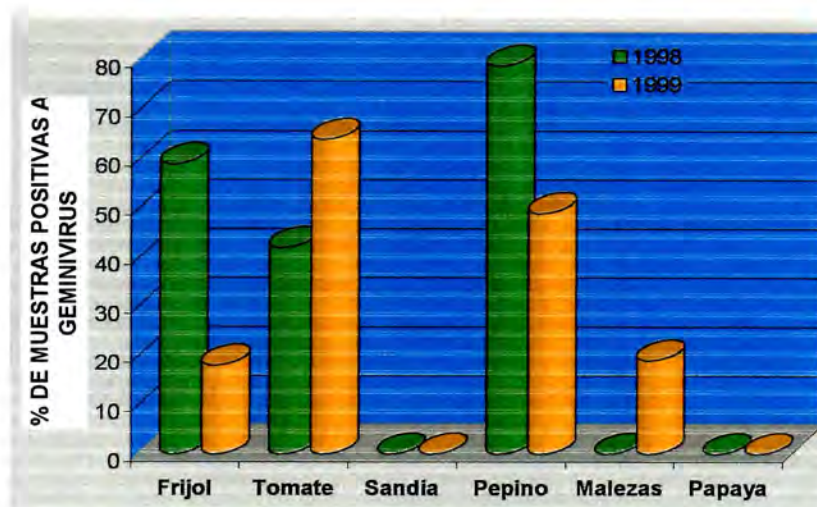
En ese estudio se identificaron a *Nicandra physalodes*, *Abutilon spp*, *Sida acuta*, *Euphorbia heterophylla*, *Malvastrum coromandelianum* y *Wissadula excelsior*, como malezas hospederas de geminivirus. Sin embargo para establecer que una especie de maleza es hospedera alterna de un virus específico es necesario identificar el tipo de virus, para esto es necesario secuenciar por lo menos un producto de PCR, o utilizar un anticuerpo específico (monoclonal) e identificar el o los vectores del virus y hacer pruebas de transmisión

Cuadro 2. Malezas recolectadas para análisis por PCR para geminivirus universal en el Valle de Comayagua y Zamorano. Enero-Julio (1999).

MALEZA	ORIGEN	PCR PARA GEMINIVIRUS
<i>Nicandra physalodes</i>	Las Flores, Co.	+
<i>Abutilon spp.</i>	San Nicolás, Co.	+
<i>Sida acuta</i>	Los Castaños, Co.	+
No identificada	Voluntades Unidas, Co	+
<i>Euphorbia heterophylla</i>	Zamorano, zona I	+
<i>Euphorbia heterophylla</i>	Villa de San Antonio, Co.	+
No identificada	Las Flores, Co.	+
<i>Malvastrum coromandelianum</i>	Palo Pintado, Co.	+
No identificada	Palo Pintado, Co.	+
<i>Malvastrum coromandelianum</i>	Palo Pintado, Co.	+
<i>Wissadula excelsior</i>	CEDA, Co.	+
<i>Titonia spp.</i>	Cascabeles, Co.	-
<i>Sida acuta</i>	Los Castaños, Co.	-
<i>Nicandra physalodes</i>	Zamorano, zona II	-
<i>Nicandra physalodes</i>	Zamorano, zona III	-
<i>Abutilon spp.</i>	San Nicolás, Co.	-
<i>Malvastrum coromandelianum</i>	San Nicolás, Co.	-
<i>Boerhavia erecta</i>	San Nicolás, Co.	-
<i>Sida spp.</i>	San Nicolás, Co.	-
<i>Melampodium divaricatum</i>	Zamorano, Zona II	-
<i>Physallis ignota</i>	Villa de San Antonio, Co.	-
<i>Titonia spp.</i>	Villa de San Antonio, Co.	-
<i>Amaranthus spp.</i>	Villa de San Antonio, Co.	-
<i>Physallis ignota</i>	Villa de San Antonio, Co.	-
<i>Nicandra physalodes</i>	Zamorano, Zona III	-
<i>Rhynchosia jalapiensis</i>	Parcelas de tomate, Co	-
<i>Rhynchosia minima</i>	Parcelas de maíz, Co.	-
<i>Wissadula amplissima</i>	Valle de Comayagua, Norte	-

+ : positivo a geminivirus. -: negativo a geminivirus.

La diferencia encontrada entre los años 1998 y 1999 de 30% y 48% de geminivirus en Honduras respectivamente, se piensa que no fue por un aumento de infección por geminivirus de un año a otro; sino que pudo deberse a la metodología de muestreo, ya que en el año de 1999 se tuvo un mejor criterio de muestreo y mayor práctica, descartando muestras con infecciones por factores abióticos como deficiencias nutricionales o toxicidades que causaban síntomas similares a geminivirus en la planta ¹ En la gráfica 1 puede observarse la infección por geminivirus solamente en Zamorano comparando los años 1998 y 1999.



Gráfica 1. Infección de geminivirus en Zamorano, 1998 y 1999.

2. Evaluación de dos grupos de “primers” o iniciadores para el diagnóstico confiable de geminivirus en Honduras:

Comparación de los “primers” 514/1048 y 715/1978 y 47/1068 (BGMV) utilizando el ADN de las mismas muestras de diferentes cultivos en el valle de Comayagua y Zamorano.

En varios laboratorios alrededor del mundo se han desarrollado varios “primers” de PCR para identificar geminivirus, estos “primers” se han desarrollado tomando regiones específicas del genoma de geminivirus. Los “primers” más usados en América Central y la región del Caribe son el grupo 514/1048 desarrollados en la universidad de Arizona, el grupo de “primers” 715/1975 de la universidad de Wisconsin y el grupo de “primers” 47/1068 desarrollados para la detección del virus del mosaico dorado del frijol (BGMV) pero también útil para la detección de otras infecciones por geminivirus.

Con el fin de unificar criterios en la identificación de geminivirus en la región, se evaluaron estos tres grupos de “primers” para establecer el grupo más apropiado que detecte el rango más amplio de geminivirus. Se utilizaron 18 muestras conocidas, 9 positivas y 9 negativas a geminivirus, de frijol (4), tomate (3), sandía (1) y chile dulce (1).

Se obtuvieron los mismos resultados utilizando los “primers” 514/1048 y 715/1978 con las muestras positivas obteniendo los productos de PCR esperados de 576 pb y 1.4 kb respectivamente. Con las muestras negativas, todas las muestras con excepción de una (chile dulce) resultó negativa con el grupo de “primers” 514/1048, pero positiva con los “primers” 715/1978. Al comparar estas muestras utilizando los “primers” 47/1068 (BGMV), la muestra de chile dulce mostró una banda positiva de un producto de 300 pb. Esta muestra no fue detectada con el grupo de “primers” 514/1048, a pesar de esto, la prueba fue repetida y detectada positiva para geminivirus. Las condiciones de PCR utilizando los “primers” 715/1978 y 47/1068 fueron modificadas de acuerdo a las instrucciones de la universidad de Wisconsin (94 °C- 3 min por un ciclo; 94 °C- 1 min, 55 °C- 2 min por 30 ciclos y un tiempo de extensión de 4 minutos a 72 °C) debido a que

En Chile, un 90% de las muestras fueron plantas sintomáticas a infecciones virales y un 10% de plantas asintomáticas y la maleza *Amaranthus hybridus* (Guamán, 2000). Se muestran los resultados del estudio (cuadro 4).

Cuadro 4. Porcentaje de muestras de Chile positivas a geminivirus y potyvirus por lugar de muestreo. Honduras. Enero-abril (2000).

Lugar	Muestras recolectadas	Positivas a geminivirus (%)	Positivas a potyvirus (%)
Comayagua	28	93.0	0
Zamorano	22	82.0	0
Total	50	88.0	0

El análisis mostró una infección de 88% de geminivirus y un 0% de potyvirus, quedando un 12% de infecciones virales o patologías de etiología desconocida. En Chile, la comparación del diagnóstico visual de geminivirus con análisis de laboratorio fue más efectiva comparada a sandía que fue muy baja, pero se comprobó que el diagnóstico visual en infecciones virales no es confiable.

En sandía se analizaron 40 muestras de las cuales un 88% correspondían a plantas sintomáticas, las restantes a plantas asintomáticas. Los resultados de PCR y ELISA de acuerdo al sitio de muestreo pueden observarse en el cuadro 5.

Cuadro 5. Porcentaje de muestras de sandía positivas a geminivirus y potyvirus por lugar de muestreo. Honduras. Enero-abril (2000).

Lugar	Muestras recolectadas	Positivas a geminivirus (%)	Positivas a potyvirus (%)
Valle	20	15	20
Olancho	20	5	25
Total	40	10	23

En sandía los resultados de PCR mostraron un 10% de geminivirus, de las cuales tres muestras fueron recolectadas en el Departamento de Valle y una en Olancho. La prueba de ELISA mostró un 23% de potyvirus en sandía, quedando un 68% de infecciones virales o patologías de etiología desconocida.

En el estudio se concluyó que el grupo geminivirus constituye la problemática más común e importante en el cultivo de Chile en las zonas muestreadas. Esto contrasta con el cultivo de sandía, donde los resultados sugirieron que las enfermedades virales del grupo potyvirus son más limitantes que las del grupo geminivirus en las dos zonas muestreadas.

Se recomendó continuar el estudio de enfermedades virales en Chile y sandía mediante pruebas de ELISA probando para otros grupos de virus en el caso de Chile y para virus específicos dentro del grupo potyvirus en sandía para poder determinar los virus específicos presentes y la presencia de infecciones mixtas.

5. Identificación de las principales infecciones virales en los cultivos de chile, tomate y sandía en Honduras (2001)

5.1. Diagnóstico preliminar

Entre febrero de 2001 correspondiente a la época seca, se realizó un muestreo preliminar con el objetivo de tener una idea de los virus presentes en Honduras, para decidir la compra de "kits" comerciales para la prueba ELISA, específicos para cada virus, para utilizarlos con las muestras a recolectarse en el estudio de marzo a junio de 2001.

Para esto, se recolectaron 8 muestras de tomate de distintas variedades de la finca experimental de FHIA (Fundación Hondureña de Investigación Agrícola) en Comayagua, 19 muestras de chile, 3 recolectadas en la finca de FHIA, 1 fruto proveniente de Nicaragua, 7 en "Chestnut Hill Farms", 9 muestras recolectadas en "Chestnut Hill Farms" y Zamorano entre enero y abril de 2000 como parte del estudio de J.L. Guamán, 1 muestra de melón recolectada en FHIA, Comayagua; 10 muestras de sandía recolectadas en Choluteca, por personal de FHIA y 1 muestra de melón recolectada en la finca de FHIA en Comayagua. Las muestras se enviaron al laboratorio comercial AGDIA (USA) solicitando el diagnóstico para los siguientes virus (cuadro 6)

Cuadro 6 . Virus específicos seleccionados para diagnóstico en AGDIA a muestras de chile, tomate, sandía y melón. USA. Febrero (2001).

CHILE	TOMATE	SANDIA Y MELON
"Cucumber mosaic virus"	"Potato Leaf Roll virus"	"Cucumber Mosaic Virus"
"Pepper Mild Mottle Virus"	"Potato virus Y"	"Papaya Ringspot Virus"
"Potato Virus Y"	"Potyvirus group"	"Potato Virus Y"
"Potyvirus group"	"Tobacco Etch virus"	"Potyvirus group"
"Tobacco Etch Virus"	"Tobacco Mosaic Virus"	"Tobacco Etch Virus"
"Tobacco Mosaic Virus"	"Tobacco Rattle Virus"	"Tobacco Mosaic Virus"
"Tobacco Rattle Virus"	"Tobacco Ringspot Virus"	"Tobacco Ringspot Virus"
"Tobacco Ringspot Virus"	"Tomato Mosaic Virus"	"Tomato Ringspot Virus"
"Tomato Spotted Wilt Virus"	"Tomato Ringspot Virus"	"Tomato Spotted Wilt Virus"
	"Tomato Spotted Wilt Virus"	"Watermelon Mosaic Virus 2"
		"Zucchini Yellow Mosaic Virus"

5.2. EPOCA SECA

Entre marzo y junio del 2001, correspondiente a la estación seca, se recolectaron 204 muestras de plantas con síntomas virales incluyendo los cultivos de tomate, chile, sandía y malezas asociadas a estos cultivos y/o que se encontraban cerca de las plantaciones, en las principales zonas de producción de esos cultivos en Honduras.

En cada plantación se identificaron visualmente plantas con sintomatología viral, mostrando uno o varios de los siguientes síntomas: mosaico, moteado, arrugamiento, deformación, achaparramiento, clorosis o amarillamiento entre otros, de las hojas y la planta.

En la mayoría de las plantaciones se midió visualmente y en porcentaje datos de incidencia y severidad de las infecciones virales afectando al cultivo, considerando la incidencia como el porcentaje de plantas con síntomas virales en una plantación y, severidad haciendo un promedio por plantación en la escala de severidad alta, moderada o baja.

En el cuadro 7 se encuentra la distribución de las muestras de acuerdo a la cantidad, cultivo y lugar donde fueron recolectadas y en el cuadro 8 se mencionan otros cultivos muestreados ocasionalmente en el estudio.

Cuadro 7. Cantidad de muestras de chile, tomate y sandía recolectadas de acuerdo al cultivo y lugar de muestreo. Honduras. Marzo-junio (2001).

Cultivo	Lugar	# de muestras
Chile	Comayagua	33
	Copán	9
	Choluteca (Azacualpa)	8
	Choluteca (Yusguare)	12
	Valle	8
	Zamorano	14
Subtotal		84
Tomate	Comayagua	2
	Choluteca (San Marcos)	13
	Guinope	9
	Zamorano	7
Subtotal		31
Sandía	Choluteca (Azacualpa)	2
	Choluteca	9
	Copán	2
	Olancho	15
	Valle	16
Subtotal		44
Total de muestras		159

Cuadro 8 Otros cultivos recolectados de acuerdo al lugar de muestreo. Honduras. Marzo-junio (2001).

Otros cultivos	Lugar de muestreo	Número de muestras
Berenjena	Comayagua	1
Melón	Choluteca	2
	Valle	2
Okra china	Comayagua	1
Pepino	Zamorano	1
Pepino peludo	Comayagua	1
Total		8

Las muestras de melón se encontraban como malezas en plantaciones de sandía en Valle y alrededor de plantaciones de tomate en Choluteca. Las muestras de berenjena, pepino, okra china y pepino peludo se encontraban en plantaciones propias (cuadro 6).

Las plantaciones visitadas fueron de pequeños productores que tenían en promedio 0.5 ha, a excepción de las fincas de “Chestnut Hill” en Comayagua cuya área muestreada aproximadamente fue de 10 ha de chile jalapeño. Todas las malezas recolectadas presentaban síntomas virales.

Las 204 muestras (tomate, chile, sandía y malezas) se analizaron mediante PCR y electroforesis para Geminivirus Universal utilizando los “primers” 514 y 1048, y mediante la prueba ELISA para grupo potyvirus y el virus del mosaico del pepino (CMV). Se seleccionaron 92 muestras entre chile y tomate las que se probaron para el virus de la marchitez manchada del tomate (TSWV).

5.2.1. Resultados en Chile

Las observaciones sobre la incidencia y severidad de infecciones virales en cada plantación se muestran en el cuadro 9. Se seleccionaron 61 muestras de chile las que se probaron para el TSWV. Los resultados se muestran en el cuadro 10.

Cuadro 9. Incidencia y severidad de infecciones virales observada por síntomas en las plantaciones de chile por lugar de muestreo. Honduras. Marzo-junio (2001).

Lugar	Incidencia (%)	Severidad
Comayagua	80	Moderado
Copán	-	-
Choluteca (Azacualpa)	-	-
Choluteca (Yusguare)	5	Leve
Valle	60	Moderado
Zamorano	90	Moderado

- : No se tomaron datos

Cuadro 10. Porcentaje de muestras de chile positivas a geminivirus, potyvirus, virus del mosaico del pepino (CMV) y virus de la marchitez manchada del tomate (TSWV) por lugar de muestreo. Honduras. Marzo-junio (2001).

Lugar	# de muestras	Geminivirus (%)	Potyvirus (%)	CMV (%)	TSWV (%)	GV+CMV (%)
Comayagua	33	55	0	0	0	0
Copán	9	56	0	78	0	44
Choluteca	8	13	0	0	0	0
(Azacualpa)						
Choluteca	12	58	0	0	0	0
(Yusguare)						
Valle	8	88	0	0	0	0
Zamorano	14	50	0	0	0	0
Total	84	54	0	8	0	5

CMV: Virus del mosaico del pepino ("Cucumber mosaic virus")

TSWV: Virus de la marchitez manchada del tomate ("Tomato spotted wilt virus")

GV+CMV: Geminivirus y Virus del mosaico del pepino ("Cucumber mosaic virus").

Un 54% de las muestras de chile recolectadas entre marzo y junio del 2001, correspondiente a la época seca en Honduras y analizadas, resultaron positivas a geminivirus, siendo Valle el departamento donde se encontró un porcentaje de infección más alto (88%), Zamorano con un 50% de infección por geminivirus y Choluteca, localidad de Azacualpa la zona de menor infección (13%) (Cuadro 10). A su vez las plantaciones de Valle y Zamorano presentaron los valores más altos de incidencia y severidad de infecciones virales 60% moderada y 90% moderada respectivamente (Cuadro 9).

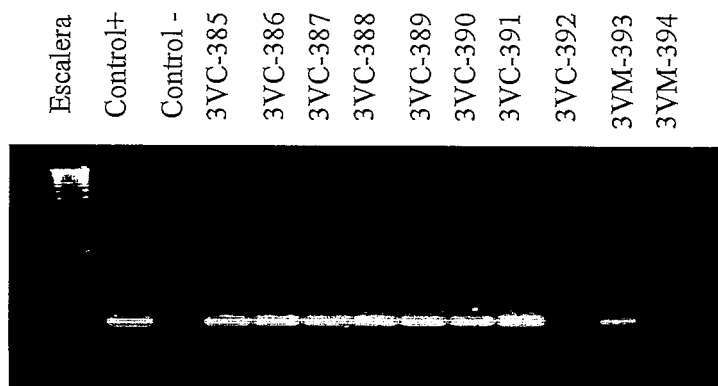


Figura 1. Fotografía de una gel de electroforesis mostrando los resultados de las muestras de chile de Valle.

Estos valores muestran que el grupo geminivirus es muy importante en el cultivo de chile y los resultados están cercamente relacionados con los obtenidos por Guamán (2000) en los que encontró un 88% de muestras de chile positivas a geminivirus

muestreando en Comayagua y Zamorano. La diferencia entre un 88% en el año 2000 y un 54% en el año 2001 puede atribuirse a que en el segundo estudio se aumentó los sitios de muestreo lo cual contribuye a disminuir el error experimental, considerando que en el estudio de J.L. Guamán se recolectaron muestras de chile solamente de la finca comercial “Chestnut Hill”, donde se siembra chile a lo largo del año como monocultivo. También podría atribuirse a la variabilidad existente de los sistemas agrícolas, prácticas culturales de cada plantación, época de muestreo, entre otros.

Ninguna de las muestras de chile analizadas resultó positiva al grupo potyvirus (cuadro 10), considerando que los controles positivos y negativos en la prueba ELISA funcionaron correctamente. Estos resultados también coinciden con los encontrados por Guamán (2000) donde ninguna muestra de chile resultó positiva a potyvirus. Por lo tanto se puede deducir que actualmente el grupo potyvirus en Honduras no es de mucha importancia en el cultivo de chile, a menos que existan otros factores que influyan en la infección.

En cuanto al virus del mosaico del pepino (CMV), un 8% de las muestras de chile resultaron positivas a este virus y todas las muestras positivas se recolectaron en Copán, resultando positivas un 78% de éstas (Cuadro 10). Por lo tanto el CMV es importante en el cultivo de chile en Honduras pero al encontrarse este virus localizado en una zona, posiblemente su presencia se debe más que todo a problemas de manejo en las plantaciones, ya que este virus se transmite fácilmente en forma mecánica y por áfidos.

Todas las muestras de chile probadas resultaron negativas al virus de la marchitez manchada del tomate (TSWV) (cuadro 10). En chile, un 5% de las muestras tuvieron una infección mixta de geminivirus y virus del mosaico del pepino. Finalmente, un 62% de las muestras diagnosticadas resultaron positivas a geminivirus, virus del mosaico del pepino o una combinación de los dos (cuadro 10). Sin embargo en chile, queda un 38% de muestras que fueron negativas a los virus probados, pudiendo atribuirse a otros virus, o a factores abióticos que están causando síntomas similares a los ocasionados por infecciones virales.

5.2.2. Resultados en tomate

Las observaciones sobre la incidencia y severidad de infecciones virales en cada plantación se muestran en el cuadro 11. Todas las muestras de tomate se probaron para geminivirus utilizando la técnica de PCR y electroforesis; para potyvirus, virus del mosaico del pepino y virus de la marchitez manchada del tomate (TSWV) utilizando la prueba de ELISA. Los resultados se muestran en el cuadro 12.

Cuadro 11. Incidencia y severidad de infecciones virales observada por síntomas en las plantaciones de tomate por lugar de muestreo. Honduras. Marzo-junio (2001).

Lugar	Incidencia (%)	Severidad
Comayagua	-	-
Choluteca	30	Leve
Morazán (Guinope)	75	Moderada
Zamorano	90	Moderada

-: No se tomaron datos

Cuadro 12. Porcentaje de muestras de tomate positivas a geminivirus, potyvirus, virus del mosaico del pepino (CMV) y virus de la marchitez manchada del tomate (TSWV) por lugar de muestreo. Honduras. Marzo-junio (2001).

Lugar	# de muestras	Geminivirus (%)	Potyvirus (%)	CMV (%)	TSWV (%)
Comayagua	2	0	0	0	0
Choluteca	13	8	0	0	0
Morazán	9	0	0	0	0
Zamorano	7	86	0	0	0
Total	31	23	0	0	0

CMV: Virus del mosaico del pepino ("Cucumber mosaic virus")

TSWV: Virus de la marchitez manchada del tomate ("Tomato spotted wilt virus").

Un 23% de las muestras de tomate resultaron positivas a geminivirus. En Zamorano se encontró el mayor porcentaje de infección por geminivirus (86%) (cuadro 12), lo cual se relaciona con los altos porcentajes de incidencia (90) y severidad moderada observados en invernadero (cuadro 11), esto puede atribuirse a que en Zamorano se siembra tomate y chile a lo largo de todo el año y en forma escalonada en lotes contiguos lo que aumenta la presión y reproducción de mosca blanca y mantiene altas cantidades de inóculo de geminivirus. Por tanto puede decirse que en Zamorano la principal infección viral es causada por geminivirus a pesar de que el cultivo muestreado se encontraba bajo invernadero.

En la plantación de tomate en Guinope se observó una alta incidencia (75%) de virus y una severidad moderada (cuadro 11) y todas las muestras en este lugar resultaron negativas a todos los virus probados por lo que queda la incertidumbre sobre que otros virus u otros factores abióticos afectaban a este cultivo.

En tomate ninguna de las muestras diagnosticadas resultaron positivas a grupo potyvirus, virus del mosaico del pepino y virus de la marchitez manchada del tomate. Por tanto tampoco existieron infecciones mixtas (cuadro 12). Un 77% de las muestras se diagnosticaron negativas a los virus probados, pudiendo estas muestras estar infectadas con otros virus o ser afectadas por otros factores que causaron síntomas similares a infecciones virales.

5.2.3. Resultados en sandía

Las observaciones realizadas en cada plantación sobre la incidencia y severidad de infecciones virales se muestran en el cuadro 13. Todas las muestras de sandía y las malezas se probaron para geminivirus usando la técnica de PCR y electroforesis; para potyvirus y virus del mosaico del pepino utilizando la prueba de ELISA. Los resultados se muestran en el cuadro 14.

Cuadro 13. Incidencia y severidad observada por síntomas en las plantaciones de sandía por lugar de muestreo. Honduras. Marzo-junio (2001).

Lugar	Incidencia (%)	Severidad
Choluteca (Azacualpa)	-	-
Choluteca	5	Leve
Copán	-	-
Olancho	20	Moderada
Valle	100	Alta

∴ No se tomaron datos

Cuadro 14. Porcentaje de muestras de sandía positivas a geminivirus, potyvirus, virus del mosaico del pepino (CMV) e infecciones mixtas por lugar de muestreo. Honduras. Marzo-junio (2001).

Lugar	# de muestras	Geminivirus (%)	Potyvirus (%)	CMV (%)	GV+POTY (%)
Choluteca (Azacualpa)	2	0	100	0	0
Choluteca	9	0	0	0	0
Copán	2	100	50	0	50
Olancho	15	27	13	0	0
Valle	16	63	81	0	56
Total	44	36	41	0	23

CMV: "Cucumber mosaic virus"

GV+POTY: Geminivirus y Potyvirus.

La plantación de sandía en Valle tuvo los valores más altos de incidencia y severidad de infecciones virales, 100%, alta respectivamente. En esta plantación se observó también altas poblaciones de mosca blanca, áfidos y malezas asociadas al cultivo y en los alrededores de la plantación, lo cual podría explicar esos altos valores.

Un 36% de las muestras se diagnosticaron positivas para geminivirus (cuadro 14), siendo Copán el departamento donde se encontró una infección del 100%, sin embargo hay que considerar que este resultado es solamente de dos muestras por lo que no es muy representativo. En Valle se encontró un 63% de infecciones por geminivirus, a diferencia de Choluteca donde no se encontraron geminivirus. Estos resultados sugieren que en los últimos años el porcentaje de infecciones virales en sandía causadas

por geminivirus se ha incrementado, ya que según Caballero y Rueda (1993) las poblaciones de mosca blanca en los cultivos de melón y sandía fueron bajas en la zona sur de Honduras hasta inicios de los años 90, aunque existía la incertidumbre sobre el porcentaje de infecciones virales transmitidas por mosca blanca, pero el principal problema en cucurbitáceas fueron las infecciones virales transmitidas por áfidos, especialmente dentro del grupo potyvirus.

Estos resultados son lógicos si se considera que en las plantaciones aledañas a los cultivos de sandía en Valle, había plantaciones de chile y sandía infestadas con altas poblaciones de mosca blanca, también concuerda con el alto porcentaje de infección por geminivirus en esta zona.

No se encontraron muestras positivas al virus del mosaico del pepino (CMV) en sandía; un 41% de las muestras se diagnosticaron positivas a potyvirus, en localidades como Azacualpa (Choluteca) que tuvieron un 100% de infección por potyvirus (cuadro 14), sin embargo hay que considerar que estos resultados son de dos muestras y pueden no ser representativos. En Valle se encontró un 81% de potyvirus (cuadro 14). Por tanto se considera que el grupo potyvirus es de mayor importancia en sandía y en general en cucurbitáceas. Las muestras no se probaron para virus específicos dentro del grupo potyvirus. Sin embargo, Valdivia (1991) encontró en estudios anteriores en melón, los virus del mosaico del pepino (CMV), mosaico amarillo del zucchini (ZYMV), virus del mosaico de la sandía 1 (WMV1) y virus del mosaico de la sandía 2 (WMV2). Por tanto, podría ser que varias de las muestras positivas a potyvirus pertenecen a estos virus específicos.

Un 23 % de las muestras tuvieron una infección mixta siendo portadoras de geminivirus y potyvirus, siendo Valle el departamento con mayor infección por potyvirus, geminivirus y una combinación de los dos (56 %). Un 50 % de las muestras de Copán presentaron una infección mixta de geminivirus y potyvirus (cuadro 14). En sandía un 77 % de las muestras recolectadas se diagnosticaron positivas a geminivirus, potyvirus o una combinación de los dos, quedando un 23 % de las muestras con infecciones virales de etiología desconocida.

5.2.4. Resultados en otros cultivos

Estas muestras se probaron para geminivirus utilizando las técnicas de PCR y electroforesis. Para potyvirus y virus del mosaico del pepino (CMV) se utilizó la prueba ELISA. Los resultados del diagnóstico se muestran en el cuadro 15.

Cuadro 15. Porcentaje de muestras de berenjena, melón, okra china, pepino y pepino peludo positivas a geminivirus, potyvirus y virus del mosaico del pepino por lugar de muestreo. Honduras. Marzo-junio (2001).

Cultivo	Lugar	# de muestras	Geminivirus (%)	Potyvirus (%)	CMV (%)
Berenjena	Comayagua	1	0	0	0
Melón	Choluteca	2	0	50	0
	Valle	2	50	50	0
Okra china	Comayagua	1	0	100	0
Pepino	Zamorano	1	0	0	0
Pepino peludo	Comayagua	1	0	0	0
Total		8	13	38	0

CMV: "Cucumber mosaic virus"

Las muestras de berenjena, pepino y pepino peludo se diagnosticaron negativas a geminivirus, potyvirus y virus del mosaico del pepino a pesar de que presentaban síntomas virales. La muestra de okra china fue positiva solamente a potyvirus. Una muestra de melón de Choluteca se diagnosticó positiva a potyvirus y 50 % de las muestras de melón de Valle fueron positivas para geminivirus y el restante 50 % a potyvirus (cuadro 15). Los resultados en melón sugieren que actualmente las infecciones virales producidas por geminivirus (50%) y potyvirus (50%) son las principales en este cultivo. Sin embargo, cabe recalcar que una o dos muestras no son representativas, por tanto sería necesario un diagnóstico con un mayor número de muestras y sitios de muestreo para poder confirmar esta aseveración.

5.2.5. Resultados en malezas

La descripción de las malezas recolectadas y los resultados de los análisis se muestran a continuación.

Cuadro 16. Malezas recolectadas de acuerdo al cultivo y lugar donde se encontraron. Honduras. Marzo-junio (2001).

Cultivo/Lugar	Familia	Nombre científico	N.C.	#	Resultado
Chile					
Choluteca	Cucurbitaceae	<i>Luffa cylindrica</i>	Paste	1	-
Choluteca	Euphorbiaceae	<i>Acalypha</i> sp.	Gusanillo	1	-
Copán	Asteraceae	<i>Melampodium divaricatum</i>	Flor amarilla	1	-
Choluteca	Asteraceae	<i>Melanthera nivea</i>	Botón blanco	1	-
Choluteca	Portulacaceae	<i>Portulaca oleracea</i>	Verdolaga	1	-
Choluteca	Rubiaceae	----	----	1	-
Choluteca	Asteraceae	<i>Baltimora recta</i>	Flor amarilla	1	-
Choluteca	Nyctaginaceae	<i>Boerhavia erecta</i>	Pata de paloma	1	-
Valle	Nyctaginaceae	<i>Boerhavia erecta</i>	Pata de paloma	1	Geminivirus
Choluteca	Capparidaceae	<i>Cleome viscosa</i>	Tabaquillo	2	Geminivirus
Choluteca	Cucurbitaceae	----	----	1	-
Choluteca	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia heterophylla</i>	Golondrina	1	-
Choluteca	Boraginaceae	<i>Heliotropum indicum</i>	Cola de alacrán	1	-
Choluteca	Solanaceae	----	----	1	-
Choluteca	----	<i>No identificada</i>	----	1	-
Choluteca	Zygophyllaceae	<i>Kallstroemia maxima</i>	Verdolaga de playa	1	-
Tomate					
Choluteca	Asteraceae	<i>Bidens pilosa</i>	Mozotillo	1	-
Choluteca	Amaranthaceae	<i>Amaranthus</i> sp.	Bledo	1	-
Choluteca	Malvaceae	----	----	1	-
Choluteca	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia</i> sp.	Golondrina	1	-
Choluteca	Asteraceae	<i>Sclerocarpus phyllocephalus</i>	Flor amarilla	1	-
Choluteca	Solanaceae	----	----	1	-
Choluteca	Solanaceae	<i>Datura stramonium</i>	Vuélvete loca	2	-
Comayagua	Malvaceae	<i>Malvastrum coromandelianum</i>	Escobilla	1	-
Comayagua	Cucurbitaceae	<i>Momordica charantia</i>	Calaica	1	-
Zamorano	Solanaceae	<i>Nicandra physalodes</i>	Tomatillo	1	Geminivirus
Choluteca	Solanaceae	----	----	1	-
Comayagua	Solanaceae	<i>Solanum torvum</i>	Huevo de gato	1	-
Sandía					
Valle	Capparidaceae	<i>Cleome viscosa</i>	Tabaquillo	1	Geminivirus
Olancho	Cucurbitaceae	<i>Luffa cylindrica</i>	Paste	2	GV/POTY
Olancho	Cucurbitaceae	<i>Cucurbita moschata</i>	Calabaza	2	Geminivirus
Valle	Solanaceae	----	----	1	Geminivirus
Valle	Cucurbitaceae	<i>Cucurbita pepo</i>	Ayote	1	GV+POTY
Total				37	

----: No se tienen datos. N.C.: Nombre común. #: Número de muestras recolectadas. -: Negativa a los virus probados. GV/POTY: una muestra con geminivirus, una muestra con potyvirus. GV+POTY: la misma muestra con geminivirus y potyvirus.

Las malezas *Boerhavia erecta*, *Cleome viscosa*, *Nicandra physalodes*, *Cucurbita pepo*, paste, calabaza y una maleza de la familia solanacea resultaron positivas a geminivirus. El ADN de las muestras de malezas positivas a geminivirus debe secuenciarse para establecer la identidad del/los geminivirus. Las malezas paste y *Cucurbita pepo* resultaron positivas a potyvirus; por lo tanto, éstas malezas están sirviendo como fuente de inóculo de geminivirus y potyvirus a los cultivos de chile, tomate y sandía, siendo reservorios de mosca blanca y áfidos e incluso podrían estar contribuyendo en la

infección de otras malezas fuera de la época de siembra de estos cultivos manteniendo a través del tiempo el inóculo e incrementando la incidencia y severidad de infecciones virales en las siguientes siembras. Aunque las demás especies de malezas resultaron negativas a todos los virus probados, no se descarta completamente la posibilidad de que sean hospederas de virus debido a que la literatura reporta a algunas de ellas como hospederas de virus.

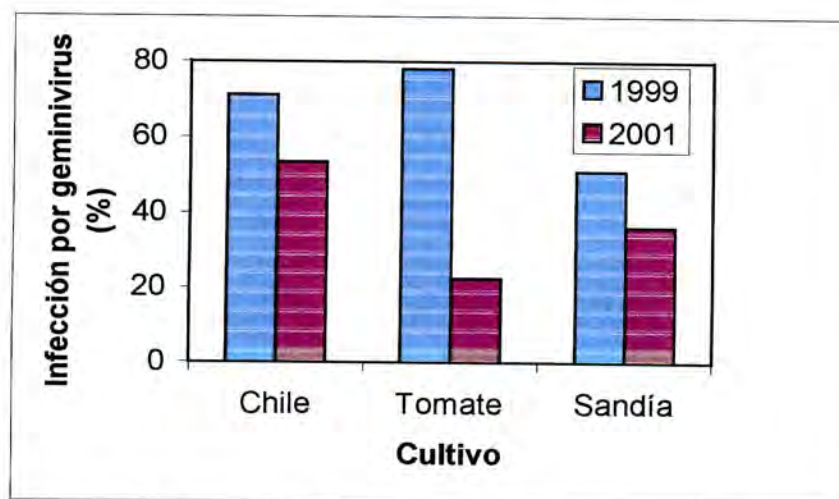
Las malezas diagnosticadas positivas a virus demuestran que algunas especies de malezas que están en los alrededores, bordes y asociadas al cultivo son de importancia ya que pueden ser reservorio de virus y de insectos vectores. Por ello, es de vital importancia el diagnóstico de las malezas que presentan síntomas virales en las zonas de producción, para contribuir al manejo mediante su reconocimiento y destrucción antes del inicio de la época de siembra de estos cultivos que contribuya a reducir la diseminación de infecciones virales en una zona. Sin embargo, para poder determinar si una maleza es hospedera de un virus además del diagnóstico es necesario realizar ensayos de transmisión con vectores y pruebas de secuenciación del virus encontrado.

Posiblemente con malezas puede existir falsos negativos ya que algunas especies de plantas presentan dificultades para diagnóstico ya que tienen compuestos fenólicos que pueden interferir y dificultar el proceso de extracción de ADN.

5.2.6. RESULTADOS EN CONJUNTO

5.2.6.1. Comparación de la infección por geminivirus en chile, tomate y sandía en los años 1999 y 2001 en Honduras

En la gráfica 2, se hace una comparación de los porcentajes de infección de geminivirus encontrados en los cultivos de chile, tomate y sandía en los años 1999 y 2001 en Honduras.



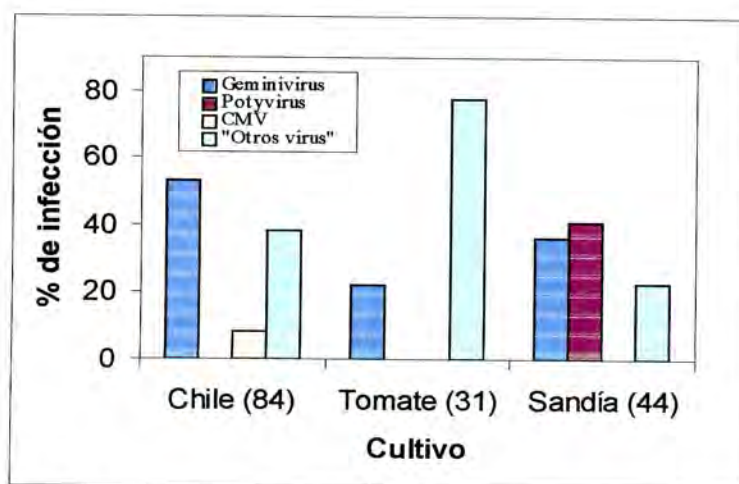
Gráfica 2: Infección por geminivirus en chile, tomate y sandía en Honduras en 1999 y 2001.

En los dos estudios, 1999 y 2001 la época de muestreo correspondió a la estación seca, entre enero y mayo en 1999 y marzo a junio en el 2001. Al comparar los resultados de 1999 y 2001 se observa una similitud en los porcentajes de infección por geminivirus en chile y sandía. Estos valores permiten tener una visión clara de la importancia real de infecciones por geminivirus en estos cultivos, que es alta, pero no es el único grupo de virus que afecta a estos cultivos como se cree erróneamente. Las diferencias encontradas en los dos años, en especial los porcentajes de infección más altos en el año 1999 podrían explicarse ya que en este año solo se muestrearon dos lugares, Comayagua y Zamorano, que históricamente han tenido altas poblaciones de mosca blanca, por lo que las infecciones por geminivirus podrían ser más altas que en otras regiones de Honduras. En el estudio del 2001 se ampliaron los sitios de muestreo lo cual hace más representativos los valores encontrados.

En el caso de tomate, igualmente en 1999 solo se tomaron muestras en Comayagua y Zamorano, dos lugares de altas poblaciones de mosca blanca y probablemente con mayores porcentajes de infección por geminivirus que en otras regiones de Honduras. Sin embargo, los resultados obtenidos en el 2001 pueden estar subestimados debido a que el número de muestras analizadas fue reducida, especialmente en lugares como Comayagua.

5.2.6.2. Comparación de la infección por geminivirus, potyvirus, virus del mosaico del pepino (CMV) y "otros virus" de etiología desconocida, encontrados en chile, tomate y sandía en Honduras (2001)

En la gráfica 3, se comparan los porcentajes de infección en chile, tomate y sandía de geminivirus, potyvirus, virus del mosaico del pepino y "otros virus" de etiología desconocida en Honduras, obtenidos en el estudio.



CMV: "Cucumber mosaic virus" (Virus del mosaico del pepino)

Gráfica 3. Infección de geminivirus, potyvirus, virus del mosaico del pepino y otros virus (de etiología desconocida) en chile, tomate y sandía en Honduras. Marzo-junio (2001).

Finalmente, queda un 38 % de muestras de chile, 77 % de muestras de tomate y 23 % de muestras de sandía que se diagnosticaron negativas a todos los virus probados, atribuyéndose estos porcentajes a "otros virus" de etiología desconocida, sin embargo queda la incertidumbre sobre cuales son los virus u otros factores abióticos que están causando desórdenes en la planta con síntomas similares a los causados por virus. Es importante notar que a nivel mundial el cultivo de chile es afectado aproximadamente por 49 virus, el tomate por 136 virus y sandía por 27 virus específicos (Brunt *et al.*, 1996), y en este estudio tuvo que seleccionarse 4 grupos de virus para diagnosticar las muestras recolectadas, lo cual es una limitante importante porque quedaron una gran cantidad de virus que no se probaron y que podrían ser la causa de los síntomas en las muestras que se diagnosticaron negativas.

Por lo tanto, se recomienda continuar con el estudio de identificación de enfermedades virales en tomate, chile, sandía y otros cultivos de importancia económica y social en Honduras, incrementando el número de muestras, los sitios de muestreo y en las dos estaciones (seca y lluviosa) en el año, probando con otros grupos de virus y con virus específicos que pueden estar afectando a estos cultivos, basándose en los resultados del presente estudio para seleccionar los virus a probar en futuros estudios.

6. Identificación de las principales infecciones virales en los cultivos de chile, tomate y cucurbitáceas en Honduras (2002)

6.1. Época lluviosa

De octubre a diciembre de 2001 correspondiente a la época lluviosa en Honduras se realizaron 4 muestreos en las localidades de Cantarranas, Zamorano, Danlí y Comayagua. Se recolectaron 60 muestras foliares con síntomas virales de los cultivos de chile, tomate y bangaña. En cada plantación visitada se midió la incidencia y severidad de infecciones virales, considerando la incidencia como el porcentaje de plantas con síntomas virales en una plantación y severidad promediando la severidad de síntomas virales en una plantación en una escala del 1 al 5 (1: leve, a 5: muy severo).

Las muestras fueron analizadas mediante PCR y electroforesis para Geminivirus Universal utilizando los "primers" 514 y 1048.

Cuadro 17. Incidencia y severidad de infecciones virales observada en las plantaciones por lugar de muestreo. Honduras. Octubre-diciembre (2001).

Cultivo	Lugar	Incidencia (%)	Severidad (1 a 5)
Tomate	Cantarranas	50	3
	Comayagua	100	5
	Danlí	70	4
	Zamorano	70	4
Chile			
	Comayagua	30	5
	Zamorano	60	3
Bangaña	Comayagua	30	3

Cuadro 18. Muestras positivas a Geminivirus universal por cultivo y lugar de muestreo. Honduras. Octubre-diciembre (2001).

Cultivo	Lugar	# de muestras	# muestras positivas a GV	Geminivirus (%)	Muestras negativas (%)
Chile	Comayagua	5	1	20	80
	Zamorano	6	4	67	33
Subtotal		11	5	45	55
Tomate	Cantarranas	5	0	0	100
	Comayagua	13	5	38	62
	Danlí	18	9	50	50
	Zamorano	7	3	43	57
Subtotal		43	17	40	60
Bangaña	Comayagua	5	1	20	80
Pepino	Cantarranas	1	0	0	100
Total de muestras		60	43	72	28

La incidencia y severidad de infecciones virales en las plantaciones visitadas en general fue alta, a pesar de que en lugares como Comayagua en plantaciones de tomate se observó 100 % de incidencia y 5 de severidad (cuadro 17), solo un 20 % de las muestras resultaron positivas a geminivirus (cuadro 18) lo cual confirma los resultados de años anteriores que el grupo geminivirus es importante pero que existen otros virus que están afectando este cultivo y que no se han identificado.

Un 55 % de las muestras de chile resultaron positivas a geminivirus, en tomate un 60 % y en cucurbitáceas un 90 %, estos resultados deben considerarse en base al número de muestras analizadas en cada lugar y cultivo.

Sin embargo, en general de 60 muestras analizadas un 72 % resultaron positivas a geminivirus, quedando un 28 % de muestras que se pueden atribuir a otros virus. Estos resultados sugieren un predominio de infección por geminivirus en lugares como Zamorano y Danlí, pero no en Comayagua y Cantarranas. Una de las limitantes de este estudio fue que las muestras no pudieron analizarse para otros virus como se tenía planificado debido a que no se contó con los recursos económicos para la compra de “kits” de ELISA necesarios para analizar otros virus.

6.2. EPOCA SECA

Desde enero a febrero de 2002 correspondiente a la época seca en Honduras se realizaron dos muestreos. Se recolectaron 26 muestras de tomate con síntomas virales, 11 en Cantarranas y 15 en Zamorano. Las muestras se analizaron mediante PCR y electroforesis para Geminivirus Universal utilizando los “primers” 514 y 1048. En el cuadro 19 se muestran los resultados.

Cuadro 19. Porcentaje de muestras de tomate positivas a geminivirus por lugar de muestreo. Honduras. Enero-marzo (2002)

Cultivo	Lugar	# muestras	# muestras positivas a GV	Geminivirus (%)
Tomate	Cantarranas	11	0	0
Tomate	Zamorano	15	3	20
Total		26	3	12

En tomate se encontró solamente un 12 % de infección por geminivirus, un valor bajo considerando que son muestras tomadas en época seca donde existe mayor presión del complejo mosca blanca-geminivirus. Por lo tanto, fue necesario ampliar el número de muestras y zonas de muestreo para corroborar estos resultados.

Todas las muestras de tomate recolectadas desde octubre de 2001 hasta febrero de 2002, que resultaron positivas a la prueba de Geminivirus Universal (26 muestras) fueron analizadas mediante PCR y electroforesis para un Geminivirus específico el “Tomato yellow leaf curl virus” (TYLCV) o virus de las hojas amarillas en cuchara del tomate conocido como TYL. Ninguna muestra resultó positiva a esta prueba.

Durante marzo y abril de 2002 se realizaron 5 muestreos en las localidades de Comayagua, San Antonio de Oriente, Danlí, Cantarranas y Zamorano. Se recolectaron 93 muestras de chile y tomate y en menor cantidad de otros cultivos, con síntomas virales. En cada plantación se tomaron datos de incidencia y severidad de infecciones virales. Todas las muestras se analizaron mediante PCR y electroforesis para Geminivirus Universal utilizando los “primers” 514 y 1048. Los resultados se muestran en los cuadros 20 y 21.

Cuadro 20. Incidencia y severidad de infecciones virales observada en las plantaciones por lugar de muestreo. Honduras. Marzo-abril (2002).

Cultivo	Lugar	Incidencia (%)	Severidad (1 a 5)
Tomate	Cantarranas	40	2
	Comayagua	70	3
	Danlí	30	3
	San Antonio	20	3
	Zamorano	45	3
Chile	Comayagua	40	3
	Comayagua (FHIA)	5	3
	Sn. Antonio	20	3
	Zamorano	50	4
Bangaña	Comayagua	50	4
Berenjena china	Comayagua	5	4
Okra china	Comayagua	5	3

6.2.1. Resultados en tomate

Las muestras de tomate además de la prueba molecular para diagnóstico de geminivirus, se analizaron mediante la prueba ELISA probando para Potyvirus, el virus del mosaico del tomate (TMV), el virus del mosaico del pepino (CMV), el virus de la marchitez manchada del tomate (TSWV) y el virus del moteado leve del chile (PMMoV). En el cuadro 21 se muestran los resultados.

Cuadro 21. Porcentaje de muestras de tomate positivas a Geminivirus, Mosaico del tabaco, infecciones mixtas y muestras negativas a los virus probados por lugar de muestreo. Honduras. Marzo-abril (2002).

Lugar	# de muestras	GV (%)	TMV (%)	GV/TMV (%)	POTY (%)	PMMoV (%)	CMV (%)	TSWV (%)	Negativas (%)
Cantarranas	11	36	27	9	0	0	0	0	45
Comayagua	5	80	100	80	0	0	0	0	0
Danlí	17	41	47	12	0	0	0	0	24
San Antonio	6	50	0	0	0	0	0	0	50
Zamorano	8	75	0	0	0	0	0	0	25
Total	47	51	34	15	0	0	0	0	30

GV: Geminivirus. TMV: Virus del mosaico del tabaco. GV/TMV: Infección mixta. POTY: Potyvirus. PMMoV: virus del moteado leve del chile. CMV: virus del mosaico del pepino. TSWV: virus de la marchitez manchada del tomate.

Los resultados sugieren que en tomate los geminivirus son el grupo de virus que está afectando en mayor cantidad (51%); sin embargo, se ha encontrado una alta infección por el virus del mosaico del tabaco (34%), al cual no se le había dado mucha atención en análisis anteriores debido a que es un virus que no se transmite por insectos vectores, su transmisión es solamente mecánica y por semilla, sin embargo en algunos sitios la infección por TMV es más alta que la de geminivirus como en Comayagua y Danlí (Cuadro 21). Además un 15% de las muestras tienen infecciones mixtas entre geminivirus y TMV. Por lo que es necesario realizar un análisis con un mayor número de muestras para determinar la importancia real de este virus en Honduras.

En tomate ninguna muestra fue positiva a grupo Potyvirus, virus del mosaico del pepino (CMV), virus de la marchitez manchada del tomate (TSWV) ni al virus del moteado leve del chile (PMMoV). Sin embargo, todavía un 30% de las muestras analizadas resultaron negativas a los virus probados. Comparando estos resultados con los de años anteriores se observa que actualmente en tomate las infecciones por virus dentro del grupo Potyvirus no son importantes ni en cantidad ni en severidad. Así también el CMV y el TSWV no están causando actualmente infecciones significativas.

6.2.2. Resultados en chile

Además del análisis molecular para diagnosticar geminivirus, las muestras de chile se analizaron mediante la prueba ELISA para grupo Potyvirus, virus de la marchitez manchada del tomate (TSWV), virus del mosaico del pepino (CMV), virus del moteado leve del chile (PMMoV), virus del mosaico del tabaco (TMV) y virus del moteado del chile (PepMoV). Los resultados se muestran en el cuadro 22.

Cuadro 22 . Porcentaje de muestras de chile positivas a Geminivirus, virus de la marchitez manchada del tomate (TSWV), virus del mosaico del pepino (CMV), infecciones mixtas y muestras negativas a los virus probados por lugar de muestreo. Honduras. Marzo-abril (2002).

Lugar	# de muestras	GV (%)	TSWV (%)	CMV (%)	GV/TSWV (%)	GV/CMV (%)	PMMoV (%)	PepMoV (%)	Negativas (%)
Comayagua	8	100	0	50	0	50	0	0	0
Comayagua (FHIA)	5	80	0	0	0	0	0	0	20
Sn. Antonio	3	33	0	0	0	0	0	0	67
Zamorano	20	70	15	0	5	0	0	0	20
Total	36	75	8	11	3	11	0	0	19

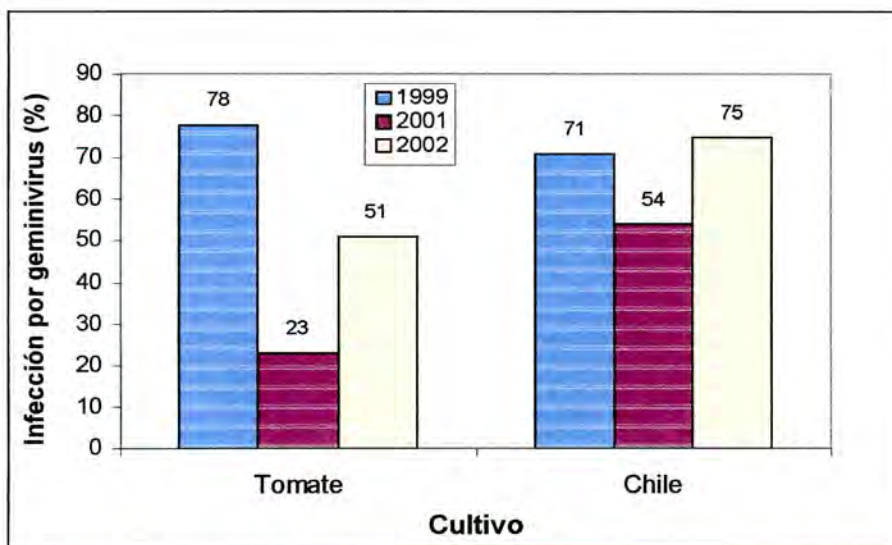
GV: Geminivirus. TSWV: Virus de la marchitez manchada del tomate. CMV: Virus del mosaico del pepino. GV/TSWV: Infección mixta. GV/CMV: Infección mixta. PMMoV: Virus del moteado leve del chile. PepMoV: Virus del moteado del chile.

Comayagua (FHIA): Muestras de Comayagua recolectadas por personal de FHIA, analizadas en Zamorano.

Un 75% de las muestras de chile recolectadas y analizadas entre marzo y abril de 2002, resultaron positivas a geminivirus, encontrándose infecciones de hasta un 100% en sitios como Comayagua. Se encontraron infecciones en menor cantidad por el virus de la marchitez manchada del tomate (TSWV) (8%) y el virus del mosaico del pepino (11%). Ninguna muestra de chile fue positiva a grupo Potyvirus, virus del mosaico del tabaco (TMV), virus del moteado leve del chile (PMMoV), virus del moteado del chile (PepMoV) (cuadro 22). Estos resultados coinciden con los encontrados en los años 2000 y 2001 donde ninguna muestra de chile resultó positiva a grupo Potyvirus, por lo tanto se confirma que actualmente el grupo potyvirus en Honduras no es de mucha importancia en el cultivo de chile.

Estos resultados (cuadro 22) sugieren que el grupo geminivirus, actualmente es el de mayor importancia en el cultivo de chile y están cercamente relacionados con los obtenidos en los años 1999, 2000 y 2001, donde un 71%, 88% y 54% respectivamente de las muestras analizadas resultaron positivas a geminivirus. Por lo tanto, se puede concluir que los virus dentro del grupo Geminivirus son los de mayor importancia en Honduras en el cultivo de chile, siendo mayor la incidencia y severidad en sitios como Comayagua y Zamorano.

En la gráfica 4 se hace la comparación de la infección por geminivirus encontrada en los cultivos de chile y tomate en los años 1999, 2001 y 2002.



Gráfica 4. Infección por geminivirus en tomate y chile en 1999, 2001 y 2002. Honduras.

6.2.3. Resultados en otros cultivos

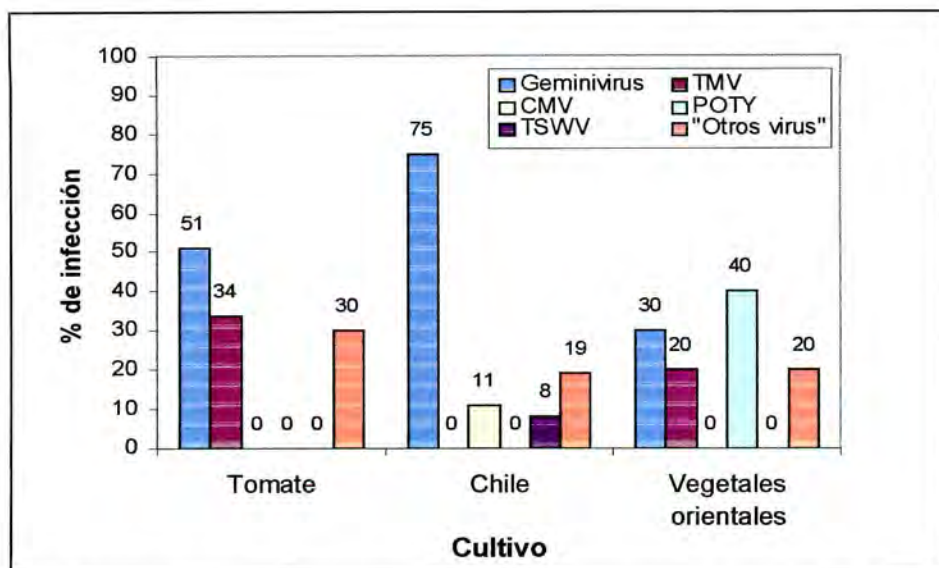
Cuadro 23 . Porcentaje de muestras positivas a Geminivirus, Potyvirus, Mosaico del tabaco, infecciones mixtas y muestras negativas por cultivo recolectadas en Comayagua. Honduras. Marzo (2002).

Cultivo	# de muestras	GV (%)	POTY (%)	TMV (%)	GV/POTY (%)	CMV (%)	TSWV (%)	PepMoV (%)	Negativas (%)
Bangaña	4	25	0	50	0	0	0	0	25
Berenjena china	3	33	33	0	0	0	0	0	33
Okra china	3	33	100	0	33	0	0	0	0
Total	10	30	40	20	10	0	0	0	20

GV: Geminivirus. POTY: Potyvirus. TMV: Mosaico del tabaco. GV/POTY: Infección mixta.

Estos cultivos conocidos en la zona como vegetales orientales, están ganando importancia y se está incrementando el área de producción cada año en zonas como Comayagua y con esto han aparecido ataques severos de infecciones virales que no se observaban cuando empezaron a producirse. Un 30% de las muestras analizadas resultaron positivas a geminivirus y un 40% a potyvirus. Se encontró un alto porcentaje de muestras de bangaña con el virus del mosaico del tabaco (TMV), lo cual indica que existen problemas en el manejo y que éste no es adecuado ya que este virus es transmitido en forma mecánica y no por vectores. Se encontraron infecciones con Potyvirus en Berenjena china y en okra china. En cultivos como okra china se encontró hasta 100% de infección por potyvirus. En estos cultivos no se encontraron muestras con el virus de la marchitez manchada del tomate (TSWV), virus del mosaico del pepino (CMV), virus del moteado del chile (PepMoV), ni el virus del moteado leve del chile (PMMoV).

Los resultados deben analizarse en base al número de muestras analizadas, en este caso se analizaron solamente 10 muestras porque estos cultivos no estaban considerados en el estudio, sin embargo, al visitar zonas como Comayagua, se observa que actualmente los vegetales orientales son de mucha importancia económica para el productor, ocupan la mayor parte de área de cultivo en Comayagua, han reemplazado a otros cultivos como tomate y están teniendo alta incidencia de infecciones virales. Por lo tanto, se recomienda considerar estos cultivos para análisis en los años siguientes. En la gráfica 5 se muestran los resultados en conjunto del año 2002 de acuerdo al cultivo.



Gráfica 5. Infección por Geminivirus, TMV, POTY, CMV, TSWV y “otros virus” (de etiología desconocida) encontrada en chile, tomate y vegetales orientales en Honduras. Marzo-abril (2002).

6.2.4. Diagnóstico de infecciones virales mediante la técnica de Microscopía electrónica (Febrero, 2002)

Con el objetivo de ampliar la capacidad de diagnóstico de virus y poder identificar otros virus presentes en las muestras recolectadas; se seleccionaron 35 muestras de chile y tomate con síntomas más representativos recolectadas desde octubre de 2001 hasta febrero de 2002, provenientes de Danlí, Cantarranas, Comayagua y Zamorano. En el anexo 1 se encuentra la descripción de las muestras enviadas y los síntomas. Las muestras fueron enviadas al Dr. Phil Jones virólogo del centro de investigación en Virología en Inglaterra (“DFID- Tropical virus unit, Plant pathogen interactions división”) en donde se analizaron mediante la prueba de Microscopía electrónica, con el fin de observar inclusiones virales y reconocer los virus que están afectando a nivel de grupo y/o de virus específico. Los resultados.....están pendientes.....!!!!

6.3. Documentación de casos: Todas las muestras recolectadas a partir de octubre de 2001 se han documentado en un formato diseñado específicamente para obtener información sobre los síntomas y circunstancias de la ocurrencia del problema, historia del cultivo, clima, distribución y frecuencia de los síntomas, prácticas de manejo del cultivo, entre otros (Anexo 2), que permitan llevar un registro completo de cada muestra recolectada, volver al lugar y plantación de donde se tomó cada muestra y que contribuyan a analizar los resultados y comprender el problema.

Así también cada muestra fue fotografiada utilizando una cámara digital, estableciendo un archivo fotográfico que sirva para correlacionar los síntomas de las muestras con los resultados de los análisis y a la vez que será de utilidad para la elaboración de las fichas de información sobre los principales virus y para la elaboración de un manual de información y manejo de infecciones virales para el productor en el futuro.

Anexo 1. Muestras seleccionadas para el diagnóstico de virus mediante la técnica de Microscopía electrónica

Muestra	Cultivo	Síntomas
4ZDT-485	Tomate	Stunting. Leaf deformation towards the top and mosaic.
4ZDT-489	Tomate	Leaf roll. Leaf deformation towards the top and back. Severe leaf narrowing. No development of certain leaves.
4ZDT-490	Tomate	Leaf deformation towards the top. Leaf deformation towards the top, stripping and yellow mottling.
4ZDT-491	Tomate	Leaf blistering. Leaf blistering. Small leaves.
4ZDT-492	Tomate	Leaf deformation towards the top, yellow and green mosaic and mottling.
4ZDT-493	Tomate	Leaf deformation towards the top and yellow mottling.
4ZDT-496	Tomate	Leaf blistering, chlorosis and small leaves.
4ZFMT-502	Tomate	Leaf blistering and mottling.
4ZFMT-503	Tomate	Leaf blistering and chlorosis on bottom of the leaves.
4ZFMT-505	Tomate	Leaf blistering, chlorosis, severe leaf narrowing.
5ZFMT-545	Tomate	Chlorosis, leaf deformation towards the top, mosaic, purple color towards the back of the leaves.
5ZFMT-547	Tomate	Leaf deformation towards the top, white mottling.
5ZFMT-552	Tomate	Mosaic, small leaves, purple color on new leaves.
5ZFMT-554	Tomate	Mosaic, small leaves. Leaf scrumpling.
4ZCNC-508	Chile	Stunting and plant deformation. Leaf blistering, leaf deformation towards the top. Mosaic. Fruti deformation. Small fruits.
4ZCNC-510	Chile	Stunting, leaf blistering, leaf deformation towards the top. Mosaic. y venas en zigzag. Small fruits.
4ZCNT-513	Tomate	Plant deformation. Leaf deformation towards the top, mosaic and purple color on leaves.
4ZCNT-514	Tomate	Stunting and plant deformation. Leaf deformation towards the top, leaf scrumpling and small leaves. Premature fruit maturation.
4ZCNT-515	Tomate	Stunting and plant deformation. Leaf blistering, chlorosis, severe leaf deformation towards the top, stem deformation, filody of bud proliferation.
4ZCNT-516	Tomate	Stunting and plant deformation. Leaf blistering, leaf deformation towards the top, mosaic, moaic and stem deformation.
4ZCNT-520	Tomate	Severe stunting and plant deformation. Leaf blistering, leaf deformation towards the top and mosaic. Premature fruit maturation and reducción en el tamaño del fruto.
4ZCNT-521	Tomate	Leaf deformation.
4ZCNT-522	Tomate	Stunting and plant deformation. Severe leaf, stems and flowers deformation towards the top.
4ZCNT-525	Tomate	Stunting, severe leaf deformation towards the top. Veins

		bend abruptly towards end of leaf giving Arthritis-like symptoms.
4ZZT-531	Tomate	Mosaic, mottling and severe leaf narrowing.
4ZZT-532	Tomate	Stunting, stems deformation and purple color of leaves.
4ZZT-536	Tomate	Chlorosis and yellow mottling on leaves.
4ZZT-537	Tomate	Mosaic on leaves.
4ZZC-541	Chile	Leaf deformation towards the top and mosaic.
4ZZC-543	Chile	Chlorosis and mosaic on leaves.
5ZZT-555	Tomate	Stunting. Leaf blistering and chlorosis on leaves. Small fruits.
5ZZT-557	Tomate	Stunting. Leaf blistering, chlorosis and mottling on leaves.
5ZZT-562	Tomate	Stunting and chlorosis.
5ZZT-563	Tomate	Plant deformation. Leaf deformation, mosaic and mottling. Fruit deformation, uneven ripeningmaduración desuniforme, premature fruti maturation and small fruits.
5ZZT-564	Tomate	Plant deformation. Uneven ripening. Small fruits.

Muestras enviadas a Phil Jones para análisis con microscopia electrónica

ABRIL 2002, segundo grupo de muestras.

5ZCNT-565: Deformación de las hojas, mosaico.

5ZCNT-566: Arrugamiento de las hojas y deformación de tallos.

5ZCNT-567: Enanismo y deformación de las hojas.

5ZCNT-568: Mosaico, moteado en puntos amarillos, arrugamiento de las hojas.

5ZCNT-569: Mosaico.

5ZCNC.570: Enanismo, ampollamiento, deformación en el haz, mosaico, acucharamiento.

5ZCNC-571: Clorosis, mosaico.

5ZCNC-572: Ampollamiento, mosaico, acucharamiento.

5ZCNC-573: Enanismo, deformación en el haz, arrugamiento.

5ZCNC-574: Deformación en el haz, mosaico, venas en zigzag.

5ZCNC-575: Enanismo severo, acucharamiento, hojas muy pequeñas.

5ZCNC-576: Moteado en las hojas.

5ZCNC-577: Mosaico.

5ZSAT.578: Enanismo, mosaico, acucharamiento, líneas color púrpura.

5ZSAT-579: Enanismo severo, mosaico, acucharamiento.

5ZSAT-580: Enanismo, acucharamiento.

5ZSAT-581: Clorosis, mosaico, acucharamiento.

5ZSAT-582: Clorosis, mosaico, acucharamiento.

5ZSAT-583: Ampollamiento, clorosis, mosaico, acucharamiento.

5ZSAC-584: Clorosis, mosaico.

5ZSAC-585: Ampollamiento, clorosis, deformación del haz, mosaico, hojas pequeñas.

5ZSAC-586: Ampollamiento, clorosis.

5ZZT-587: Enanismo, mosaico.

5ZZT-588: Clorosis, deformación en el haz.

5ZZT-589: Mosaico.

5ZZT-590: Enanismo, acucharamiento, hojas exageradamente pequeñas, filodi.

5ZZT-591: Ampollamiento, deformación del haz, mosaico, arrugamiento de las hojas.

5ZZT-592: Ampollamiento, mosaico, arrugamiento.

5ZZT-593: Deformación, mosaico, moteado, achaparramiento.

5ZZT-594: Clorosis, mosaico, moteado.

5ZZC-595: Ampollamiento, deformación, venas en zigzag, acucharamiento.

5ZZC-596: Enanismo, deformación del envés, moteado.

5ZZC-597: Mosaico, venas en zigzag, acucharamiento.

5ZZC-598: Ampollamiento, deformación del haz, mosaico, arrugamiento.

5ZZC-599: Ampollamiento, acucharamiento.

5ZZC-600: Ampollamiento, deformación haz, mosaico, hojas pequeñas.

5ZZC-601: Ampollamiento, clorosis, deformación, Mosaico.

5ZZC-602: Deformación, mosaico en red, acucharamiento.

5ZCB-604:

5ZCBch-607:

5ZCO-610:

5ZCO-611:

5ZDT-619: Clorosis, deformación en el haz, mosaico.

5ZDT-620: Enanismo, deformación de las hojas y el tallo.

5ZDT-624: Ampollamiento, deformación del haz, mosaico.

5ZDT-630: Deformación del haz, coloración púrpura en el borde de las hojas, mosaico.

5ZDT-631: Enanismo, clorosis, coloración púrpura en los bordes.

5ZZC-650: Acucharamiento, enanismo, mosaico, moteado.

5ZZC-655: Enanismo, mosaico, moteado.

5ZZC-656: Moteado, ampollamiento, enanismo.

ANEXO 2. Lista de muestra enviadas a Judy Brown para secuenciación

5ZCNT-566: Arrugamiento de las hojas y deformación de tallos.

5ZCNT-567: Enanismo y deformación de las hojas.

5ZCNC-571: Clorosis, mosaico.

5ZCNC-573: Enanismo, deformación en el haz, arrugamiento.

5ZCNC-574: Deformación en el haz, mosaico, venas en zigzag.

5ZCNC-575: Enanismo severo, acucharamiento, hojas muy pequeñas.

5ZCNC-577: Mosaico.

5ZSAT-583: Ampollamiento, clorosis, mosaico, acucharamiento.

5ZSAC-584: Clorosis, mosaico.

5ZZT-590: Enanismo, acucharamiento, hojas exageradamente pequeñas, filodi.

5ZZT-591: Ampollamiento, deformación del haz, mosaico, arrugamiento de las hojas.

5ZZT-593: Deformación, mosaico, moteado, achaparramiento.

5ZDT-618: Deformación del haz. Mosaico.

5ZDT-621: Mosaico, moteado.

5ZDT-622: Deformación de haz, mosaico.

5ZDT-629: Ampollamiento, mosaico.

5ZDT-634: Mosaico, acucharamiento.

5ZFMT-636: Clorosis, moteado en puntas amarillas.

5ZFMT-638: Ampollamiento, clorosis, mosaico, reducción en el tamaño.

5ZFMT-640: Clorosis, mosaico, acucharamiento.

5ZFMT-643: Ampollamiento, acucharamiento.

5ZZC-646: Enanismo, mosaico, ampollamiento.

5ZCC-651: Enanismo, acucharamiento, mosaico.

5ZCC-652: Enanismo, ampollamiento, mosaico.

Anexo 1

VIRUS DEL MOSAICO DEL TABACO

Grupo: Tobamovirus

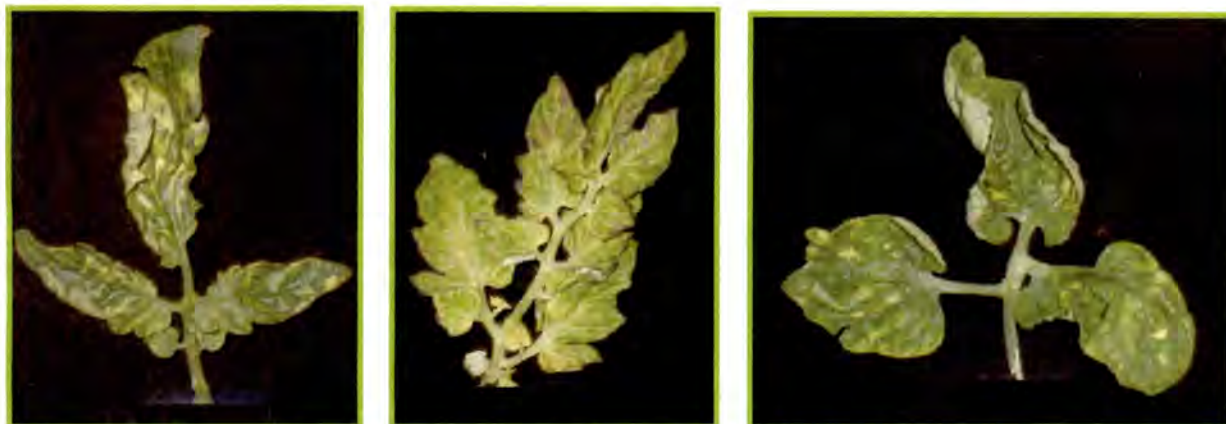


Figura 14. Síntomas del TMV en muestras de tomate de Danlí y Cantarranas.



- **Nombre en inglés:** "Tobacco mosaic virus" (TMV).
- **Tipo de ácido nucleico:** ARN de cadena simple
- **Síntomas:** En tomate causa desde un mosaico ligero hasta un mosaico amarillo brillante, deformación de

Figura 15. Partículas de TMV.

hojas, necrosis en los tallos, hojas y frutos y un ligero enanismo (CATIE, 1990). En Chile, causa un moteado verde oscuro o claro que es más notorio en las hojas jóvenes de la planta; también causa encrespamiento y malformación de hojas (CATIE, 1993). En el fruto causa maduración desuniforme y reducción en el tamaño y número de frutos. Pueden observarse anillos de color amarillo si la maduración se da en altas temperaturas (Zitter *et al.*, 1997)

- **Distribución geográfica:** Reportado en todo el mundo.
- **Rango de hospederos:** Incluyen tomate, chile, remolacha (*beta vulgaris*), melón (*cucumis melo*), sandía (*cucumis sativus*), lechuga, papa, datura stramonium y varias especies de nicotiana (Brunt *et al.*, 1996). El rango de hospederos es amplio e incluye la mayoría de las especies dentro de las familias Aizoacea, Amaranthaceae, Chenopodiaceae y Scrophulariaceae (Zitter *et al.*, 1997)
- **Transmisión:** Este virus no es transmitido por vectores. Se transmite en forma mecánica durante las labores culturales, por contacto entre plantas, por semilla, no se transmite por el polen (Brunt *et al.*, 1996). Este virus tiene menor incidencia en chiles de tipo industrial ya que no se podan ni se tutorean, por lo que el manipuleo de plantas es mucho menor. Este virus es resistente a la desecación y tiene un elevado punto de inactivación térmica, por lo que permanece activo durante largos períodos en hojas secas de tabaco y en residuos de cosecha. Debido a eso, el TMV puede conservarse en el tabaco, por lo tanto, los trabajadores que fuman y que llevan el virus en las manos, son los principales diseminadores (CATIE, 1993).

- **Manejo:**

- **Prácticas culturales:**

Una vez que el virus se ha establecido en el cultivo es difícil evitar la diseminación, por tanto los medios de control sanitario deben dirigirse a prevenir la infección o retardarla. El ingreso a la plantación para personas fumadoras debe restringirse, no se debe utilizar tabacos mientras se trabaja en almácigos, trasplantes o labores que involucren el manipuleo de plantas (CATIE, 1993). Al realizar labores culturales deben desinfectarse las manos y herramientas antes y después de trabajar. Se puede utilizar una solución de agua y formol al 1%, una solución de fosfato trisódico al 10%, o en último caso agua y jabón (Blancard, 1992). Las plantas enfermas que presentan síntomas deben manipularse por separado, lavándose las manos con agua y jabón común para inactivar el virus, antes de tocar plantas que no presentan síntomas (CATIE, 1993).

Eliminar las malezas en los alrededores de almácigos. Deben eliminarse las plantas enfermas y los residuos de cosecha del suelo inmediatamente después de la cosecha porque existe la posibilidad de transmitir el virus por contacto radicular (CATIE, 1993).

Debe sembrarse semilla certificada libre de TMV. En caso de que la semilla no sea certificada puede tratarse utilizando una solución al 10% de fosfato trisódico (Na_3PO_4) durante 15 minutos. También puede tratarse la semilla con calor, 2-4 días a 70°C, este tratamiento elimina el virus dentro y fuera de la semilla y aparentemente no afecta la germinación (Zitter *et al.*, 1997).

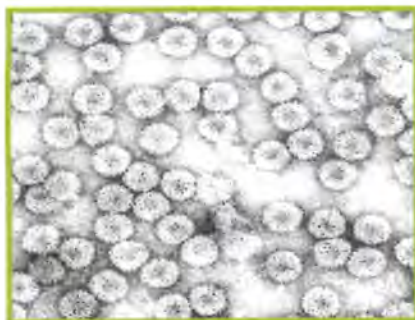
- **Resistencia genética:**

Existen en el mercado variedades resistentes, en especial son eficaces las que tienen varios genes de resistencia.

Grupo: Cucumovirus



Figura 10. Síntomas del CMV en chile proveniente de Comayagua.



- **Nombre en inglés:** "Cucumber mosaic virus" (CMV)
- **Tipo de ácido nucleico:** ARN de cadena simple.

Figura 11. Partículas de un cucumovirus
Fuente: Green y Kim, 1991.

- **Síntomas:** La sintomatología es extremadamente variable. Los síntomas se manifiestan 3-4 semanas después de la infección (Contreras, 2001). En Chile uno de los síntomas más comunes

es una disminución en el crecimiento, un leve aclaramiento de la hoja con una apariencia cueruda, sin lesiones foliares. También puede observarse un estrechamiento de las hojas, mosaico, amarillamiento y anillos cloróticos o necróticos. En el fruto pueden observarse anillos necróticos o cloróticos, superficie áspera y distorsión (Black *et al.*, 1991).

tomate se observa mosaico, reducción en el crecimiento y en la lámina foliar (Brunt *et al.*, 1996). Las hojas pueden mostrar un moteado similar al causado por el virus del mosaico del tabaco (Jones *et al.*, 1997). En cucurbitáceas como melón, pepino y "squash" se observa un moteado, deformación, arrugamiento de hojas y los bordes se enrollan hacia abajo (Agrios, 1995). Hay una disminución drástica en el crecimiento, los entrenudos y pecíolos del tallo se acortan y las hojas se desarrollan la mitad del tamaño normal; forman pocos estolones, flores y frutos. En el fruto se observan áreas blancas o verde pálido mezclado con áreas en relieve de color verde oscuro, hay deformación y ablandamiento. La intensidad de los síntomas depende de la especie y el cultivar infectado, la edad de las plantas y las condiciones ambientales. Los síntomas más severos se observan en calabaza ("squash") y melón y son menos severos en pepino y sandía (Zitter *et al.*, 1998).

- **Distribución geográfica:** Se ha reportado en todo el mundo, sin embargo es más común en regiones templadas del mundo (Jones *et al.*, 1997).
- **Rango de hospederos:** Afecta alrededor de 2000 especies incluyendo monocotiledóneas y dicotiledóneas, cultivos y malezas (Contreras, 2001). El rango de hospederos incluye tomate, chile y cucurbitáceas (Zitter *et al.*, 1998).

- **Transmisión:** Alrededor de 60 especies de áfidos, incluyendo *Myzus persicae*, *Acyrtosiphon pisum*, *Aphis craccivora*. La transmisión es de tipo no persistente que significa, que el insecto es capaz de adquirir el virus de una planta enferma en poco tiempo (minutos), transmite el virus a plantas sanas pero pierde rápidamente la capacidad de transmitirlo (minutos). La relación del virus y el vector es temporal (Agris, 1995). Es **transmitido fácilmente en forma mecánica**, no se ha reportado transmisión por semilla (Brunt *et al.*, 1996; Zitter *et al.*, 1998).
- **Manejo:**
 - **Manejo químico del vector:** Uso de insecticidas y aceites para controlar áfidos pero aplicados en malezas hospederas (CATIE, 1993; Jones *et al.*, 1997) para evitar la llegada de áfidos al cultivo porque una vez establecido el cultivo el áfido logra transmitir el virus antes de morir.
 - **Prácticas culturales:** Incorporación de residuos de cultivos anteriores. En lo posible evitar cultivos escalonados. Si no es posible, sembrar los cultivos escalonados de tal forma que el más viejo quede más alejado y en contra de la dirección del viento (Rueda, 2000). Uso de barreras vivas alrededor de la plantación que impida la llegada de áfidos a la plantación y donde éstos limpian su estilete. Control de malezas hospederas alrededor de la plantación antes de establecer el cultivo (Zitter *et al.*, 1998). Desinfección de herramientas y manos del personal que realice labores en el cultivo como amarrar y tutoreo, para evitar transmisión entre plantas (Contreras, 2001).
 - **Resistencia genética:** Existen cultivares resistentes a CMV en pepino, en Estados Unidos, cuya resistencia se deriva de cultivares chinos. En melón la resistencia se deriva de melones japoneses, Koreanos y chinos. La sandía usualmente es resistente a CMV pero ocasionalmente se ve afectada. La cubierta de proteína del CMV se ha introducido en pepino, melón y calabaza, brindándoles un buen nivel de resistencia a CMV (Zitter *et al.*, 1998).

VIRUS DE LA MARCHITEZ MANCHADA DEL TOMATE

Grupo: Tospovirus



Figura 12. Partículas de un Tospovirus. Fuente: Green y Kim, 1991.



Figura 13. Síntomas del TSWV en muestras de chile de Invernaderos en Zamorano, Honduras.

- **Nombre en inglés:** “Tomato spotted wilt virus” (TSWV)
- **Tipo de ácido nucleico:** ARN de cadena simple
- **Síntomas:** Son muy variables, generalmente las hojas jóvenes toman un color bronceado y luego aparecen muchas manchas pequeñas grises, moteado y amarillamiento de venas. Los ápices en crecimiento se caen, observándose marchitez en la planta, en el fruto causa manchas anulares cloróticas (Jones *et al.*, 1997).
- **Distribución geográfica:** Se ha reportado en todo el mundo, es más común en regiones templadas y subtropicales. Ha causado grandes pérdidas en tomate en Australia, Argentina, Hawaii, Arkansas, Florida, Alabama, Georgia y Tennessee (Jones *et al.*, 1997).
- **Rango de hospederos:** Es muy amplio, se ha reportado en 166 especies en 34 familias, incluyendo 7 familias monocotiledóneas. Incluye tomate, chile, *Bidens pilosa*, *Datura stramonium*, *Malva parviflora*, *Nicandra physalodes*, frijol, entre otros (Brunt *et al.*, 1996).
- **Transmisión:** Se transmite por *Thrips tabaci*, *T. setosus*, *T. parvi*, *Frankliniella schultzei*, *F. occidentalis*, *F. fusca* y *Scirtothrips dorsalis*. La transmisión es de tipo persistente, lo que significa que el insecto una vez que adquiere el virus al alimentarse de una planta enferma, es capaz de transmitir el virus durante toda su vida (Perring & Bellows) (Polston *et al.*, 1994). El virus es adquirido por la larva, no por adultos, pero solo los adultos lo transmiten cuando se alimentan de plantas infectadas en el estado larval; no transmiten el virus a la progenie. Se transmite por inoculación mecánica, por injerto, **no se transmite por contacto entre plantas, por semilla ni por polen** (Brunt *et al.*, 1996).
- **Manejo:**
 - **Manejo químico del vector:** Aplicaciones de insecticidas para controlar thrips no son efectivas porque el vector logra transmitir el virus antes de morir (Jones *et al.*, 1997).
 - **Prácticas culturales:** No se han encontrado estrategias efectivas de control (Davis *et al.*, 1996).

VIRUS DEL MOSAICO DE LA SANDÍA 1

Grupo: Potyvirus



- **Nombre en inglés:** Watermelon mosaic virus 1 (WMV 1). También conocido como **Papaya ringspot virus tipo W (PRSV-W)**. El tipo P (PRSV-P) afecta a papaya y cucurbitáceas; el tipo W afecta a cucurbitáceas pero no a papaya (Zitter *et al.*, 1998).

Figura 1. Partículas de un potyvirus.

Fuente: Sander *et al.*, 2001

- **Tipo de ácido nucleico:** ARN de cadena simple
- **Síntomas:** Los síntomas varían mucho ya que pueden existir infecciones mixtas. En general, se observa que el follaje de plantas infectadas presenta un mosaico verde, malformación, arrugamiento, ampollamiento, distorsión y estrechamiento de la lámina foliar. En el fruto causa malformaciones como protuberancias y excesivo crecimiento (Zitter *et al.*, 1998).
- **Distribución geográfica:** Ha sido reportado en Estados Unidos, China, México, Honduras, el Caribe, Australia, Alemania, Francia, Italia, India y América del Sur.
- **Rango de hospederos:** Es reducido. Alrededor de 38 especies en 11 géneros de cucurbitáceas y dos especies de *Chenopodiaceae*, siendo los hospederos naturales de importancia económica el zapallo, sandía (*Citrullus lanatus*), pepino (*Cucumis sativus*) y melón (*Cucumis melo*) (Brunt *et al.*, 1996).
- **Transmisión:** Alrededor de 20 especies de áfidos incluyendo *Myzus persicae* y *Aphis gossypii*. La transmisión es de tipo no persistente que significa, que el insecto es capaz de adquirir el virus de una planta enferma en poco tiempo (minutos), transmite el virus a plantas sanas pero pierde rápidamente la capacidad de transmitirlo (minutos). La relación del virus y el vector es temporal (Agrios, 1995). Se transmite fácilmente mecánicamente y no se ha reportado transmisión por semilla. En regiones calientes el virus sobrevive fácilmente en cucurbitáceas silvestres (*Melothria pendula*, *Momordica sp.*, y otras cucurbitáceas perennes) (Zitter *et al.*, 1998).
- **Manejo:**
 - **Manejo químico del vector:** Uso de insecticidas y aceites para controlar áfidos pero aplicados en malezas hospederas (CATIE, 1993; Jones *et al.*, 1997) para evitar la llegada de áfidos al cultivo porque una vez establecido el cultivo el áfido logra transmitir el virus antes de morir.
 - **Prácticas culturales:** Incorporación de residuos de cultivos anteriores. En lo posible evitar cultivos escalonados, de no ser posible, sembrar los cultivos escalonados de tal forma que el más viejo quede más alejado y en contra de la dirección del viento (Rueda, 2000). Uso de barreras vivas alrededor de la plantación que impida la llegada de áfidos a la plantación y donde éstos limpian su estilete. Control de malezas hospederas alrededor de la plantación antes de establecer el cultivo (Zitter *et al.*, 1998). Desinfección de herramientas y manos del personal que realice labores en el cultivo como amarrar y tutorear, para evitar transmisión entre plantas (Contreras, 2001).
 - **Resistencia genética:** Se han identificado genes de resistencia en *Cucumis sativus*, *C. melo* y *Cucurbita spp.* y se han incorporado en cultivares comerciales. En sandía (*Citrullus lanatus*) no se han encontrado niveles satisfactorios de resistencia. El gen de la cubierta de proteína de WMV1 se ha introducido en la mayoría de cucurbitáceas (Zitter *et al.*, 1999)

Grupo: Potyvirus



- **Nombre en inglés:** “Watermelon mosaic virus 2 (WMV 2)”
- **Tipo de ácido nucleico:** ARN de cadena simple.

Figura 2. Partículas de un potyvirus. Fuente: Sander *et al.*, 2001

- **Síntomas:** En general en las hojas causa mosaico verde, anillos cloróticos, rugosidad, bandas verdes y malformación. En melón, pepino, calabaza, zapallo y sandía causa mosaicos y

moteados y reducción en la producción de fruta y calidad. Algunos cultivares de *Cucurbita pepo* (calabaza) y *Cucumis melo* (melón) responden con síntomas muy severos en el follaje, similares a los ocasionados por Watermelon mosaic virus 1 y Zucchini yellow mosaic virus (Zitter *et al.*, 1998).

- **Distribución geográfica:** Se ha reportado en todo el mundo.
- **Rango de hospederos:** Son susceptibles 160 especies dicotiledóneas en 23 familias, incluyendo cucurbitáceas. Ocurre naturalmente en varias leguminosas, malváceas, chenopodiáceas, plantas ornamentales y cultivadas (Zitter *et al.*, 1998).
- **Transmisión:** Es transmitido por 29 especies de áfidos incluyendo *Myzus persicae*. La transmisión es de tipo no persistente que significa, que el insecto es capaz de adquirir el virus de una planta enferma en poco tiempo (minutos), transmite el virus a plantas sanas pero pierde rápidamente la capacidad de transmitirlo (minutos). La relación del virus y el vector es temporal (Agrios, 1995). **Es fácilmente transmitido mecánicamente** y no hay evidencia de transmisión por semilla en cucurbitáceas y leguminosas (Brunt *et al.*, 1996).
- **Manejo:**
 - **Manejo químico del vector:** Uso de insecticidas y aceites para controlar áfidos pero aplicados en malezas hospederas (CATIE, 1993; Jones *et al.*, 1997) para evitar la llegada de áfidos al cultivo porque una vez establecido el cultivo el áfido logra transmitir el virus antes de morir.
 - **Prácticas culturales:** Incorporación de residuos de cultivos anteriores. En lo posible evitar cultivos escalonados, de no ser posible, sembrar los cultivos escalonados de tal forma que el más viejo quede más alejado y en contra de la dirección del viento (Rueda, 2000). Uso de barreras vivas alrededor de la plantación que impida la llegada de áfidos a la plantación y donde éstos limpian su estilete. Control de malezas hospederas alrededor de la plantación antes de establecer el cultivo (Zitter *et al.*, 1996). Desinfección de herramientas y manos del personal que realice labores en el cultivo como amarre y tutoreo, para evitar transmisión entre plantas (Contreras, 2001).
 - **Resistencia genética:** El gen de la cubierta de proteína del WMV2 ha sido introducido en algunos cultivares de “squash”. Se ha identificado resistencia en *Cucumis sativus* (pepino) (Zitter *et al.*, 1998).

Grupo: Potyvirus



- **Nombre en inglés:** "Zucchini yellow mosaic virus" (ZYMV)
- **Tipo de ácido nucleico:** ARN de cadena simple

Figura 3. Partículas de un potyvirus. Fuente: Sander *et al.*, 2001

- **Síntomas:** Son más afectados *Cucurbita pepo*, *Cucumis melo* y *Citrullus lanatus*. En las hojas se presentan mosaicos amarillentos, malformación severa, reducción extrema en el tamaño de la lámina foliar, necrosis, aspecto filiforme, achaparramiento,

deformaciones severas de frutos y semillas; grietas longitudinales en los frutos de melón y sandía (Agrios, 1995). En los trópicos ZYMV está asociada con PRSV-W (Zitter *et al.*, 1998).

- **Distribución geográfica:** Reportado en Francia, Italia, Marruecos, España, Alemania, Israel, Líbano, Estados Unidos, Egipto, Australia, Algeria, Turquía, Japón, Jordán, Taiwan y Las islas Mauricio (Brunt *et al.*, 1996).
- **Rango de hospederos:** Incluye miembros de las familias *Aizoaceae*, *Amaranthaceae*, *Apiaceae*, *Asteraceae*, *Chenopodiaceae*, *Compositae*, *Cucurbitaceae*, *Labiatae*, *Leguminosae*, *Ranunculaceae*, *Scrophulariaceae*, *Solanaceae* y *Umbelliferae* (Zitter *et al.*, 1998).
- **Transmisión:** Se transmite por 38 especies de áfidos, incluyendo *Aphis citricola* Patch, *A. gossypii*, *Macrosiphum euphorbiae* y *Myzus persicae*. La transmisión es de tipo no persistente que significa, que el insecto es capaz de adquirir el virus de una planta enferma en poco tiempo (minutos), transmite el virus a plantas sanas pero pierde rápidamente la capacidad de transmitirlo (minutos). La relación del virus y el vector es temporal (Agrios, 1995). **Se transmite fácilmente mecánicamente** y hay cierta evidencia de transmisión por semilla pero ha sido muy difícil probar (Plumb *et al.*, 2000).
- **Manejo:**
 - **Manejo químico del vector:** Uso de insecticidas y aceites para controlar áfidos pero aplicados en malezas hospederas (CATIE, 1993; Jones *et al.*, 1997) para evitar la llegada de áfidos al cultivo porque una vez establecido el cultivo el áfido logra transmitir el virus antes de morir.
 - **Prácticas culturales:** Incorporación de residuos de cultivos anteriores. En lo posible evitar cultivos escalonados, de no ser posible, sembrar los cultivos escalonados de tal forma que el más viejo quede más alejado y en contra de la dirección del viento (Rueda, 2000). Uso de barreras vivas alrededor de la plantación que impida la llegada de áfidos a la plantación y donde éstos limpian su estilete. Control de malezas hospederas alrededor de la plantación antes de establecer el cultivo (Zitter *et al.*, 1996). Desinfección de herramientas y manos del personal que realice labores en el cultivo como amarrar y tutoreo, para evitar transmisión entre plantas (Contreras, 2001).
 - **Resistencia genética:** Se ha encontrado resistencia en líneas chinas de *Cucumis sativus* (pepino) y *C. melo* (melón) de India. Todos los cultivares comerciales de *Citrullus lanatus* (sandía) son susceptibles, pero la resistencia es disponible en algunos *C. colocynthis* de Nigeria. Se ha encontrado un nivel muy alto de resistencia en algunas razas de *C. lanatus* de Zimbabwe. Recientemente, líneas nuevas de "squash" (*Cucurbita pepo*), melón (*cucumis melo*) y pepino (*cucumis sativus*) se les ha introducido el gen de la cubierta de proteína de ZYMV (Zitter *et al.*, 1998).

Grupo: Potyvirus



- **Nombre en inglés:** "Pepper mottle virus" (PepMoV).
- **Tipo de ácido nucleico:** ARN de cadena simple.

Figura 4. Partículas de un potyvirus.

Fuente: Sander *et al.*, 2001

- **Síntomas:** Los síntomas son muy variables y más aún con la existencia de infecciones mixtas, en general se observan sevros moteados en la hoja, deformación y las venas se vuelven más

verdes. En *Capsicum frutescens* (chile tabasco) causa anillos necróticos en el tallo y hojas produciendo un nuevo crecimiento distorsionado con mosaico (Black *et al.*, 1991).

- **Distribución geográfica:** El Salvador, India y es común en zonas de los Estados Unidos como Florida, Nuevo México, Texas, Arizona y California (Brunt *et al.*, 1996).
- **Rango de hospederos:** Es reducido. Aparentemente reducido a la familia Solanaceae, especialmente *Capsicum* y *Nicotiana* (Black *et al.*, 1991) y afecta también a *Lycopersicon esculentum* (tomate).
- **Transmisión:** Es transmitido por varias especies de áfidos, incluyendo *Aphis gossypii*, *A. craccivora*, *Myzus persicae*. La transmisión es de tipo no persistente que significa, que el insecto es capaz de adquirir el virus de una planta enferma en poco tiempo (minutos), transmite el virus a plantas sanas pero pierde rápidamente la capacidad de transmitirlo (minutos). La relación del virus y el vector es temporal (Agrios, 1995). Es transmitido por inoculación mecánica y por injerto; **no se transmite por contacto entre plantas y no se transmite por semilla** (Brunt *et al.*, 1996).
- **Manejo:**
 - **Manejo químico del vector:** Uso de insecticidas y aceites para controlar áfidos aplicados en malezas hospederas cuando éstas no pueden eliminarse (CATIE, 1993; Jones *et al.*, 1997) para evitar la llegada de áfidos al cultivo, cuando los áfidos están en el cultivo no es efectivo. Uso de cultivos trampa donde se realicen aplicaciones de insecticidas para controlar áfidos (CATIE, 1993).
 - **Prácticas culturales:** Uso de barreras vivas alrededor de la plantación que impida la llegada de áfidos a la plantación y donde éstos limpian su estilete. Control de malezas hospederas alrededor de la plantación antes de establecer el cultivo. En lo posible sembrar alejado de lotes viejos e incorporar rastrojos de cultivos anteriores. En lo posible sembrar en áreas con baja incidencia de áfidos y reservorios del virus (Jones *et al.*, 1997).

Grupo: Potyvirus



- **Nombre en inglés:** "Tobacco etch virus" (TEV)

- **Tipo de ácido nucleico:** ARN de cadena simple.

Figura 5. Partículas de un potyvirus. Fuente: Sander *et al.*, 2001

- **Síntomas:** En las hojas causa un mosaico, bandas de color verde grisáceo en las venas, deformación, abultamiento en hojas y venas; enanismo de la planta, los frutos se deforman y tienen

zonas amarillas con manchas o franjas (CATIE, 1993). En *Capsicum frutescens* (chile tabasco) las plantas se marchitan y mueren 1-2 semanas después de la infección por el virus (Black *et al.*, 1991).

- **Distribución geográfica:** América (Canadá, México, Puerto Rico, Estados Unidos), China y el Sudeste de Asia. Ha ocasionado grandes pérdidas en tomate en Venezuela y el sur de Florida (Jones *et al.*, 1997).
- **Rango de hospederos:** Alrededor de 120 especies en 19 familias de dicotiledóneas son susceptibles. Es más común en Solanáceas, especialmente tomate, chile y tabaco. Las malezas más importantes que sirven como fuente de inóculo del virus son *Solanum nigrum*, *S. arabile*, *Physalis arguluta*, *P. arancicola*, *P. aliosa* y *Chenopodium album* (Black *et al.*, 1991).
- **Transmisión:** Se transmite por más de 10 especies siendo el más importante *Myzus persicae*. La transmisión es de tipo no persistente que significa, que el insecto es capaz de adquirir el virus de una planta enferma en poco tiempo (minutos), transmite el virus a plantas sanas pero pierde rápidamente la capacidad de transmitirlo (minutos). La relación del virus y el vector es temporal (Agrios, 1995). Se transmite por inoculación mecánica y **no se transmite por semilla** (CATIE, 1993).
- **Manejo:**
 - **Manejo químico del vector:** Uso de insecticidas y aceites para controlar áfidos aplicados en malezas hospederas cuando éstas no pueden eliminarse (CATIE, 1993; Jones *et al.*, 1997) para evitar la llegada de áfidos al cultivo porque una vez presentes áfidos en la plantación no es efectivo. Uso de cultivos trampa donde se realicen aplicaciones de insecticidas para controlar áfidos (CATIE, 1993).
 - **Prácticas culturales:** Uso de barreras vivas alrededor de la plantación que impida la llegada de áfidos a la plantación y donde éstos limpian su estilete. Control de malezas hospederas alrededor de la plantación antes de establecer el cultivo. En lo posible sembrar alejado de lotes viejos e incorporar rastrojos de cultivos anteriores. En lo posible sembrar en áreas con baja incidencia de áfidos y reservorios del virus (Jones *et al.*, 1997). Desinfección de herramientas y manos del personal al realizar labores de manipuleo de plantas como amarre para evitar la transmisión entre plantas (CATIE, 1990).

Grupo: Potyvirus



- **Nombre en inglés:** “Potato virus Y” (PVY)
- **Tipo de ácido nucleico:** ARN de cadena simple

Figura 6. Partículas de un potyvirus.

Fuente: Sander *et al.*, 2001

- **Síntomas:** Ocasiona achaparramiento de la planta con un moteado generalizado, áreas amarillas y verdes de diferentes tonalidades, abultamiento de hojas y venas, una leve distorsión;

los frutos se deforman y tienen zonas amarillas con franjas o manchas (CATIE, 1993). En ocasiones las hojas se enrollan hacia abajo (Jones *et al.*, 1997).

- **Distribución geográfica:** Se ha reportado en todo el mundo. Causa grandes problemas en la producción de tomate en el Sur de Florida, Guadeloupe, Australia, Taiwan, Argentina, Francia y varios países mediterráneos (Jones *et al.*, 1997). El PVY es considerado el virus más diseminado e importante en Centroamérica, afectando al Chile (CATIE, 1993).
- **Rango de hospederos:** Es reducido a las solanáceas como tomate, chile, papa y tabaco, pero algunos miembros de las familias *Amaranthaceae*, *Chenopodiaceae*, *Compositae* y *Leguminosae* son susceptibles (Jones *et al.*, 1997). El PVY es capaz de infectar sistémicamente a *Chenopodium amaranticolor* y *Datura stramonium* (CATIE, 1993).
- **Transmisión:** Es transmitido por áfidos principalmente: *Myzus persicae*, *Aphis gossypii*, *Macrosiphum euphorbiae* y *A. nasturtii*. La transmisión es de tipo no persistente que significa, que el insecto es capaz de adquirir el virus de una planta enferma en poco tiempo (minutos), transmite el virus a plantas sanas pero pierde rápidamente la capacidad de transmitirlo (minutos). La relación del virus y el vector es temporal (Agrios, 1995). **También se transmite por el ácaro *Tetranychus telarius*** (CATIE, 1990). Se transmite mecánicamente y **no se transmite por semilla.**
- **Manejo:**
 - **Manejo químico del vector:** Uso de insecticidas y aceites para controlar áfidos aplicados en malezas hospederas cuando éstas no pueden eliminarse (CATIE, 1993; Jones *et al.*, 1997) para evitar la llegada de áfidos al cultivo. Uso de cultivos trampa donde se realicen aplicaciones de insecticidas para controlar áfidos (CATIE, 1993).
 - **Prácticas culturales:** Uso de barreras vivas alrededor de la plantación que impida la llegada de áfidos a la plantación y donde éstos limpian su estilete. Control de malezas hospederas alrededor de la plantación antes de establecer el cultivo. En lo posible sembrar alejado de lotes viejos e incorporar rastrojos de cultivos anteriores. En lo posible sembrar en áreas con baja incidencia de áfidos y reservorios del virus (Jones *et al.*, 1997). Desinfectar herramientas y manos del personal que realice labores de manipuleo de plantas como amarre para evitar la transmisión entre plantas (CATIE, 1990).

VIRUS DE LAS HOJAS AMARILLAS ENROLLADAS DEL TOMATE

Grupo: Geminivirus (Begomovirus). Existen aproximadamente 30 tipos de geminivirus que afectan a solanáceas y cucurbitáceas. Actualmente, no se tiene información precisa sobre su nomenclatura, ya que están en proceso de caracterización. Todos los geminivirus son transmitidos por mosca blanca.



- **Nombre en inglés:** Tomato yellow leaf curl virus (TYLCV).

- **Tipo de ácido nucleico:** ADN de cadena simple.

Figura 7. Partículas de un geminivirus.

Fuente: Ramírez y Bustamante (1996).

- **Síntomas:** En las hojas causa márgenes cloróticos, enanismo, acucharamiento y engrosamiento del tejido produciendo rigidez. En general causa enanismo y brotes terminales "arrollados".

En el fruto produce bajo cuajado por la abscisión de flores (Spraytec, 1999), y causa importantes pérdidas en la industria tomatera.

- **Distribución geográfica:** Se ha reportado en varios países de la cuenca del Mediterráneo, incluyendo Israel, Irak, Líbano, Jordania, Arabia Saudita, Nigeria, Tunisia, Turquía, Túnez, Senegal, Sudán, Egipto, Kuwait. Se ha reportado también en Cuba, República Dominicana, Jamaica y recientemente en Portugal, España y Florida (USA) (Brunt *et al.*, 1996; Polston y Anderson, 1997; Anderson, 1998). No se ha reportado en Honduras ni otros países en Centroamérica.
- **Rango de hospederos:** Incluye las familias Solanaceae, Compositae, Leguminosae-Papilionoidae, Malvaceae y Asclepiadaceae. Entre los hospederos naturales se encuentran: *Datura stramonium*, *Nicotiana glutinosa*, *N. benthamiana* y *Phaseolus vulgaris* (frijol), *Lycopersicum esculentum* (tomate), *Malva parviflora* y *Cynanchum acutum* (Brunt *et al.*, 1996).
- **Transmisión:** Se transmite únicamente por mosca blanca, específicamente un biotipo de *Bemisia tabaci* conocido como *Bemisia argentifolii*. La transmisión es de tipo persistente, lo que significa que el insecto una vez que adquiere el virus al alimentarse de una planta enferma, es capaz de transmitir el virus durante toda su vida (Perring & Bellows) (Polston *et al.*, 1994). Recientes estudios demuestran que puede ser transmitido a los huevecillos de mosca blanca por lo menos dos generaciones (Czosnek y Laterrot, 1997; citado por Guerra, 2000). No se transmite por contacto entre plantas, ni en forma mecánica, ni por semilla (Brunt *et al.*, 1996).

Manejo:

- **Manejo químico del vector:** Evitar la llegada de mosca blanca a la plantación con aplicaciones de insecticidas como Imidacloprid en cultivos aledaños o malezas hospederas (Anderson, 1998). Siembra de cultivos atrayentes en los bordes y aplicaciones de insecticidas en éstos para controlar mosca blanca (Sponagel y Fúnez, 1994).
- **Prácticas culturales:** Incorporación de rastrojos de cultivos anteriores y eliminación de malezas hospederas antes de establecer la plantación. Uso de plástico reflector y trampas pegajosas; siembra en invernaderos en lo posible (Anderson, 1998). Evitar la siembra directa y en lo posible transplantar plántulas sanas y vigorosas. El inicio de la siembra debe ser en la última posición contra el viento. Siembra en alta densidad y rotación con cultivos no hospederos de mosca blanca. Establecer un período libre de siembra y coordinar la siembra con las épocas de baja presencia de mosca blanca (Sponagel y Fúnez, 1994).
- **Resistencia genética:** Existen variedades de tomate con tolerancia a TYLCV adaptadas al Mediterráneo (Anderson, 1998). Existen variedades israelíes desarrolladas por la Organización de Investigación Agrícola

del Instituto de Protección Vegetal "The Volcán Center", perteneciente al Ministerio de Agricultura de Israel. Estas líneas están todavía en estado de evaluación y se conocen como: TY-197, TY-198, TY-8479, TY-8933. En experimentos realizados en Guatemala, estas líneas demostraron un buen desempeño ante infecciones por geminivirus. Estas variedades se probaron en Zamorano en el año 2000, las variedades mostraron un buen desempeño y los niveles más bajos de incidencia y severidad de infecciones virales comparadas con un testigo susceptible (Peto 98). Destacándose las líneas TY-8933 y TY-198 y se recomendaría su uso en caso de que se consiga un precio de semilla accesible a los productores (Guerra, 2000).

Grupo: Geminivirus. Existen aproximadamente 30 tipos de geminivirus que afectan a solanáceas y cucurbitáceas. Actualmente, no se tiene información precisa sobre su nomenclatura, ya que están en proceso de caracterización. Todos los geminivirus son transmitidos por mosca blanca.



- **Tipo de ácido nucleico:** ADN de cadena simple

Figura 8. Partículas de un geminivirus.

Fuente: Ramírez y Bustamante (1996).

- **Síntomas:** En Chile causa un ligero mosaico y distorsión ligera de la hoja, pero a veces no expresa síntomas (Black *et al.*,

1991), también causa arrugamiento y caída de peciolos y frutos. En tomate causa moteado, amarillamiento y enrollamiento de la hoja (Brunt *et al.*, 1996). El virus chino del tomate (CdTV) junto con el virus leve del tigre del Chile (PMTV) y otros virus que no han sido caracterizados forman el complejo que causa la enfermedad conocida como "tiger disease" identificada en México (Black *et al.*, 1991) y el sur de Texas (Brunt *et al.*, 1996).

- **Distribución geográfica:** Se ha reportado en México y Estados Unidos (Brunt *et al.*, 1996).
- **Rango de hospederos:** Incluyen *Lycopersicon esculentum* (Tomate), *Capsicum spp.*, *Datura stramonium*, *Malva parviflora*, *Nicotiana sp.*, *Phaseolus vulgaris* (frijol) (Brunt *et al.*, 1996).
- **Transmisión:** Por *Bemisia tabaci* (Aleyrodidae). La transmisión es de tipo persistente, lo que significa que el insecto una vez que adquiere el virus al alimentarse de una planta enferma, es capaz de transmitir el virus durante toda su vida (Perring & Bellows) (Polston *et al.*, 1994). El virus no se multiplica en el vector ni se transmite a la progenie del vector. **No se transmite en forma mecánica, por contacto entre plantas, ni por semilla** (Brunt *et al.*, 1996).

Manejo:

- **Manejo químico del vector:** Evitar la llegada de mosca blanca a la plantación, controlando en las malezas hospederas y en los alrededores del cultivo. Se obtienen controles satisfactorios con productos como Imidacloprid, fepropatrín, metomilo y endosulfán.
- **Prácticas culturales:** Incorporación de rastrojos de cultivos anteriores, eliminación de malezas hospederas antes de establecer la plantación; uso de plástico reflector, trampas pegajosas, siembra en invernaderos en lo posible (Anderson, 1998), evitar la siembra directa, en lo posible transplantar plántulas sanas y vigorosas, inicio de la siembra en la última posición contra el viento, siembra en alta densidad, rotación con cultivos no hospederas de mosca blanca, establecer un período libre de siembra y coordinar la siembra con las épocas de baja presencia de mosca blanca (Sponagel y Fúnez, 1994).

Grupo: Geminivirus



- **Nombre en inglés:** "Tomato mosaic Havana virus"
- **Tipo de ácido nucleico:** ADN de cadena simple.
- **Síntomas:** Enrollamiento y amarillamiento de las hojas en tomate

Figura 9. Partículas de un geminivirus.
Fuente: Ramírez y Bustamante (1996).

- **Distribución geográfica:** Cuba. Recientemente reportado en Honduras (Maxwell, 2001).
- **Rango de hospederos:** *Lycopersicum esculentum* (Tomate).
- **Transmisión:** Transmitido por un insecto vector, mosca blanca (*Bemisia tabaci*) (Martínez *et al.*, 1999). La transmisión es de tipo persistente, lo que significa que el insecto una vez que adquiere el virus al alimentarse de una planta enferma, es capaz de transmitir el virus durante toda su vida (Perring & Bellows) (Polston *et al.*, 1994). No es transmitido mecánicamente, por contacto entre plantas ni por semilla.
- **Manejo:**
 - **Manejo químico del vector:** Evitar la llegada de mosca blanca a la plantación con aplicaciones de insecticidas como Imidacloprid en cultivos aledaños o malezas hospederas (Anderson, 1998). Siembra de cultivos atrayentes en los bordes y uso de insecticidas para la mosca blanca (Sponagel y Fúnez, 1994).
 - **Prácticas culturales:** Incorporación de rastrojos de cultivos anteriores. Eliminación de plantas hospederas antes de establecer la plantación. Uso de plástico reflector y trampas pegajosas. Siembra en invernaderos en lo posible (Anderson, 1998). Evitar la siembra directa, en lo posible transplantar plántulas sanas y vigorosas; siembra en la última posición contra el viento, siembra en alta densidad, rotación con cultivos no hospederos de mosca blanca. Establecer un período libre de siembra y coordinar la siembra con las épocas de baja presencia de mosca blanca (Sponagel y Fúnez, 1994).

Grupo: Geminivirus



- **Nombre en inglés:** "Pepper Texas virus"
- **Tipo de ácido nucleico:** ADN de cadena simple.

Figura 9. Partículas de un geminivirus.

Fuente: Ramírez y Bustamante (1996).

- **Síntomas:** enrollamiento, deformación de la hoja, aclaración de las venas y disminución en el crecimiento (Brunt *et al.*, 1996).
- **Distribución geográfica:** Se ha reportado en México y Estados Unidos (Brunt *et al.*, 1996).
- **Rango de hospederos:** Chile, *Datura stramonium*, tomate, *Nicotiana benthamiana*, *Nicotiana clevelandii*, *Nicotiana rustica* y *Nicotiana tabacum* (Brunt *et al.*, 1996).
- **Transmisión:** Transmitido por un vector, mosca blanca (*Bemisia tabaci*). La transmisión es de tipo persistente, lo que significa que el insecto una vez que adquiere el virus al alimentarse de una planta enferma, es capaz de transmitir el virus durante toda su vida (Perring & Bellows) (Polston *et al.*, 1994). No se transmite mecánicamente, no se transmite por semilla, por contacto entre plantas o por polen (Brunt *et al.*, 1996).
- **Manejo:**
 - **Manejo químico del vector:** Evitar la llegada de mosca blanca a la plantación con aplicaciones de insecticidas como Imidacloprid en cultivos aledaños o malezas hospederas (Anderson, 1998). Siembra de cultivos atrayentes en los bordes y uso de insecticidas para la mosca blanca (Sponagel y Fúnez, 1994).
 - **Prácticas culturales:** Incorporación de rastrojos de cultivos anteriores y eliminación de plantas hospederas antes de establecer la plantación, uso de plástico reflector, trampas pegajosas, siembra en invernaderos en lo posible (Anderson, 1998), evitar la siembra directa, en lo posible transplantar plántulas sanas y vigorosas, inicio de la siembra en la última posición contra el viento, siembra en alta densidad, rotación con cultivos no hospederos de mosca blanca, establecer un período libre de siembra y coordinar la siembra con las épocas de baja presencia de mosca blanca (Sponagel y Fúnez, 1994).

BIBLIOGRAFIA

- AGRIOS, G.N. 1995. Fitopatología. Trad. por Manuel Guzmán Ortiz. 2 ed. México, D.F. Limusa. 838 p.
- ANDERSON, P. 1998. Tomato Yellow Leaf Curl Begomovirus: Spreading. Consultado el 15/09/01. Disponible en: <http://www.agnic.org/pmp/1998/tyl0528.html>
- BLACK, L.L.; GREEN, S.K.; HARTMAN, G.L.; POULOS, J.M. 1991. Pepper Diseases: A Field Guide. Taipei, Taiwan. s.n. 98p. (Asian Vegetable Research and Development Center Publication no. 91-347).
- BLANCARD, D. 1992. Enfermedades del tomate. Ediciones Mundi-prensa. Madrid, España. 212 p.
- BRUNT, A.A.; CRABTREE, K.; DALLWITZ, M.J.; GIBBS, A.J.; WATSON, L. y ZURCHER, E.J. 1996. Plant Viruses Online. Descriptions and lists from the VIDE Database. Consultado el 10/07/2001. Disponible en: <http://biology.anu.edu.au/Groups/MES/vide/>
- CATIE (C.R.). 1990. Guía para el manejo integrado de plagas del cultivo de tomate. Turrialba, Costa Rica. Editorama S.A. 138 p. (Serie técnica, Informe No. 151).
- CATIE (C.R.). 1993. Guía para el manejo integrado de plagas del cultivo de chile dulce. Turrialba, Costa Rica. Editorama S.A. 144 p. (Serie técnica, Informe No. 201).
- CONTRERAS, M. 2001. Los fitopatógenos en el manejo de las enfermedades de los cultivos. Apuntes de clase de Fitoprotección. Zamorano, Honduras.
- DAVIS, R.M.; FALK, B.W.; SUBBARAO, K. 1996. Peppers: TOMATO SPOTTED WILT VIRUS. Consultado el 16/09/01. Disponible en: <http://www.ipm.ucdavis.edu/PMG/r604100911.html>
- GREEN S.K.; KIM, J.S. 1991. Characteristics and control of viruses infecting peppers: a literature review. Asian Vegetable Research and Development Center. Technical Bulletin No.18. Suweon, Korea. 60 p.
- GUERRA, M.L. 2000. Caracterización agronómica y molecular de la reacción de tomate y frijol común a geminivirus. Proyecto especial del Programa Ingeniero Agrónomo, Zamorano, Honduras. 63 p.
- JONES, J.B.; STALL, R.E.; ZITTER, T.A. 1997. Compendium of Tomato Diseases. St. Paul, Minnesota, USA. American Phytopathological Society Press. 73 p.
- MARTINEZ, Y.; DEBLAS, C.; ZABALGOGEAZCOA, I.; QUIÑONES, M.; CASTELLANOS, E.L.; PERALTA, E.L.; ROMERO, J. 1999. Taino tomato mottle and Havana tomato geminiviruses (new tomato geminiviruses in Cuba). Consultado el 6/10/2001. Disponible en: <http://www.agnic.org/pmp/1999/eal1101.html>

MAXWELL, D.P.; NAKHLA, M.K.; MAXWELL, M.D.; RAMIREZ, P.; KARKASHIAN, J.P.; DOYE, M.M.; ROYE, M.; McLAUGHLIN, W. 2001. Diversity of begomoviruses and their management in Latin America. In IV Seminario Científico Internacional de Sanidad Vegetal. Cuba. p. 79.

PLUMB R.T.; MUKHOPADHYAY S.; JONES P. 2000. Viruses of Crops, Weeds in Eastern India. West Bengal, India. IACR-ROTHAMSTED, HERTFORDSHIRE, United Kingdom. s.p.

POLSTON, J.E.; McGOVERN, R.J.; STANSLY, A. 1994. Tomato Yellow Leaf Curl Virus. Consultado el 15/09/01. Disponible en: <http://hammock.ifas.ufl.edu/new/pg08400.htm>

POLSTON, J.E.; ANDERSON, P.K. 1997. The Emergence of Whitefly-Transmitted Geminiviruses in Tomato in the Western Hemisphere. Plant Disease 81 (12) : 1358-1369.

RAMIREZ, P.; BUSTAMANTE, R. 1996. Identificación de geminivirus. In Metodologías para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus. Ed por Luko Hilje. El CATIE. Turrialba, Costa Rica. p 30.

RUEDA, A. 2000. Virus en melón. Apuntes de clase de Plagas de los cultivos Tropicales. Zamorano, Honduras.

SANDER, D. 2001. The Big Picture Book of Viruses: Potyviridae. Consultado el 06/10/2001. Disponible en: http://www.virology.net/Big_Virology/BVRNApoty.html

SPONAGEL, K; FUNEZ, M. 1994. Estrategias probadas del manejo del complejo fitosanitario Mosca Blanca/Virus Gemini en la producción de tomate. FHIA, La Lima, Honduras. 46 p.

SPRAYTEC. 1999. Bulletin; Tomato Yellow Leaf Curl Virus (TYLCV). Consultado el 15/09/01. Disponible en: <http://www.spraytec.com/articles/tylcv/tylcv.htm>

ZITTER, T.A.; HOPKINS, D.L.; THOMAS, C.E. 1998. Compendium of Cucurbit Diseases. St. Paul, Minnesota, USA. American Phytopathological Society Press. 87 p.

Anexo 2

Resultados de análisis

- **Rothamsted, Inglaterra**
- **AGDIA, U.S.A**

Diagnostic and Advisory Service
CABI Bioscience, Bakeham Lane,
Egham, Surrey TW20 9TY,
United Kingdom
Tel: +44 (0) 01491 829069 Fax: +44 (0) 1491 829100

Contact : Plantclinic@cabi.org



Tropical Virus Unit – Plant Pathogen Interactions Div.
IACR – Rothamsted
Harpenden Herts AL5 2JQ
United Kingdom
Telephone : 01582 763133 Fax : (+44) 1582 760981

Contact : phil.jones@bbsrc.ac.uk
jean.devonshire@bbsrc.ac.uk

Results of Examination of samples submitted on -

DATE:- 25/02/02

PLANT CLINIC ENQUIRY NO:- 23/??

RES TVU NO:- 2001/27

Samples W ????

Prepared as leaf dips for electron microscopy.

Plant Clinic no.	Lab # 2001/2 7	Code	material	Serology + / -	Virus identification	EM No.	Resultados PCR Geminivirus
ZT1	1	4ZDT-485	Tomato	-			-
ZT2	2	4ZDT-489	Tomato	+	TMV	43942	+
ZT3	3	4ZDT-490	Tomato	+	TMV	43944	-
ZT4	4	4ZDT-491	Tomato	+	TMV	43943	-
ZT5	5	4ZDT-492	Tomato	+	TMV	43945	+
ZT6	6	4ZDT-493	Tomato	+	TMV	43946	+
ZT7	7	4ZDT-496	Tomato	-			+
ZT8	8	4ZFMT-502	Tomato	+	TMV	43947	-
ZT9	9	4ZFMT-503	Tomato	+	TMV	43948	-
ZT10	10	4ZFMT-505	Tomato	+	TMV	43949	-
ZT11	11	4ZFMT-545	Tomato	-			-
ZT12	12	4ZFMT-547	Tomato	+	TMV	43951	-
ZT13	13	4ZFMT-552		+	TMV	43952	-
ZT14	14	4ZFMT-554		+	TMV	43953	-
ZC15	15	4ZCNC-508	Pepper	-			-
ZC16	16	4ZCNC-510	Pepper	-			-
ZT17	17	4ZCNC-513	Tomato	+	TMV	43954	+
ZT18	18	4ZCNC-514	Tomato	+	TMV	43955	+
ZT19	19	4ZCNC-515	Tomato	-			-
ZT20	20	4ZCNC-516	Tomato	-			+
ZT21	21	4ZCNC-520	Tomato	+	TMV	43956	-
ZT22	22	4ZCNC-521	Tomato	+	TMV	Similar	-
ZT23	23	4ZCNC-522	Tomato	+	TMV	43957	+
ZT24	24	4ZCNC-525	Tomato	-			-
ZT25	25	4ZZT-531	Tomato	-			-
ZT26	26	4ZZT-532	Tomato	-			+
ZT27	27	4ZZT-536	Tomato	-			-
ZT28	28	4ZZT-537	Tomato	-			+
ZC29	29	4ZZT-541	Pepper	-			+
ZC30	30	ZC30	Pepper	-			+

Code	Lab # 2001/2 7	Code	material	Serology + / -	Virus identification	EM No.	
ZT31	31	4ZZT-543	Tomato	-			-
ZT32	32	4ZZT-555	Tomato	-			-
ZT33	33	4ZZT-557	Tomato	?		43962	-
ZT34	34	4ZZT-562	Tomato	+		43963	+
ZT35	35	4ZZT-	Tomato	+		43964	-
FOC25	36	FOC25	Pepper	-			
FOT29	37	FOT29	Tomato	-			
FOT30	38	FOT30	Tomato	-			
FOC36	39	FOC36	Pepper	-			
FOT39	40	FOT39	Tomato	+		43971	
FOC43	41	FOC43	Pepper	-			
FOT48	42	FOT48	Tomato	+		43982	
FOC49	43	FOC49	Pepper	-			
FOC51	44	FOC51	Pepper	-			
FOC53	45	FOC53	Pepper	-			
FOT57	46	FOT57	Tomato	-			
FOT61	47	FOT61	Tomato	-			
FOT62	48	FOT62	Tomato	-			
FOS65	49	FOS65	Water melon	-			
FOC68	50	FOC68	Pepper	-			
	51		Papaya	-			
	52		Maize	+	MCStpV	43934	

Diagnostic and Advisory Service
CABI Bioscience, Bakeham Lane,
Egham, Surrey TW20 9TY,
United Kingdom
Tel: +44 (0) 01491 829069 Fax: +44 (0) 1491 829100

Contact : Plantclinic@cabi.org



Tropical Virus Unit – Plant Pathogen Interactions Div.
IACR – Rothamsted
Harpenden Herts AL5 2JQ
United Kingdom
Telephone : 01582 763133 Fax : (+44) 1582 760981

Contact : phil.jones@bbsrc.ac.uk
jean.devonshire@bbsrc.ac.uk

Results of Examination of samples submitted on -

DATE:- 13/5/02

PLANT CLINIC ENQUIRY NO:- 88/02

RES TVU NO:- 2002/06

Samples not entirely dried many have mould growth.
Prepared as leaf dips for electron microscopy.

Plant Clinic no.	Lab #	Code	material	Serology + / -	Virus identification	EM No.	Resultados PCR Geminivirus
W7066	1	5ZCNT 565			Rods TMV	EM	+
W7067	2	5ZCNT 566			Rods TMV	EM	+
W7068	3	5ZCNT 567			Rods TMV	EM	+
W7069	4	5ZCNT 568			Rods TMV	EM	-
W7070	5	5ZCNT 569			Rods TMV	EM	+
W7071	6	5ZCNT 570			Potyvirus-like		+
W7072	7	5ZCNT 571			Rod ?		+
W7073	8	5ZCNT 572			Potyvirus-like		+
W7074	9	5ZCNT 573			Gemini ?	EM	+
W7075	10	5ZCNT 574			n/s		+
W7076	11	5ZCNT 575			Potyvirus-like		+
W7077	12	5ZCNC 576			n/s		+
W7078	13	5ZCNC 577			Potyvirus-like	EM	+
W7079	14	5ZSAT 578			n/s		-
W7080	15	5ZSAT 579			Rods TMV	EM	+
W7081	16	5ZSAT 580			Gemini ?	EM	+
W7082	17	5ZSAT 581			Gemini ?		-
W7083	18	5ZSAT 582			n/s		-
W7084	19	5ZSAT 583			n/s		+
W7085	20	5ZSAT 584			Gemini ?	EM	+
W7086	21	5ZSAC 585			n/s		-
W7087	22	5ZSAC 586			Isometric c30nm	EM	-
W7088	23	5ZZT 587			n/s		-
W7089	24	5ZZT 588			n/s		-
W7090	25	5ZZT 589			n/s		+
W7091	26						
W7092	27						
W7093	28						

W7094	29						
W7095	30						
Plant Clinic no.	Lab # 2001/ 27	Code	material	Serolog y +/-	Virus identification	EM No.	
W7096	31						
W7097	32						
W7098	33						
W7099	34						
W7100	35						
W7101	36						
W7102	37						
W7103	38						
W7104	39						
W7105	40						
W7106	41						
W7107	42						
W7108	43						
W7109	44						
W7110	45						
W7111	46						
W7112	47						
W7113	48						
W7114	49						
W7115	50						



Agdia Incorporated • 30380 County Road 6 • Elkhart, Indiana 46514 USA
219-264-2014 • FAX 219-264-2153 • <http://www.agdia.com>

07-Mar-01

Dr. Maria Mercedes Roca de Doyle
EAP, Zamorano
Department of Plant Protection
P. O. Box 93
Tegucigalpa, HONDURAS

AGDIA TESTING SERVICES REPORT

Sample(s) received:

02-Mar-01

Activity: 2001030229
ReportNum: 1

Eight samples were tested for the presence of the following:

FRESH TOMATO SAMPLES (COMAYAGUA)

Potato Leaf Roll Virus	PLRV	-
Potato Virus Y	PVY	-
Tobacco Etch Virus	TEV	-
Tobacco Mosaic Virus	TMV	-
Tobacco Rattle Virus	TRV	-
Tobacco Ringspot Virus	TRSV	-
Tomato Mosaic Virus	ToMV	-
Tomato Ringspot Virus	ToRSV	-
Tomato Spotted Wilt Virus	TSWV	-
Potyvirus Group	POTV	-

CT-6 + for GV.
(All others negative)
=> infection with other
virus not tested.

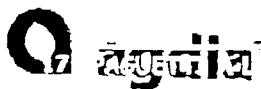
All the tomato samples tested negative for the above pathogens.

The following table contains specific data on the tests conducted and their results.

Thank you for using Agdia Testing Services. Please call us at 1-800-62-AGDIA if you have any questions.

Sincerely,

Steven K. Marquardt
Testing Services
smarquardt@agdia.com



Agdia Incorporated • 30380 County Road 6 • Elkhart, Indiana 46514 USA
219-264-2014 • FAX 219-264-2153 • <http://www.agdia.com>

02-219-01

Dr. Maria Mercedes Roca de Doyle
EAP, Zamorano
Department of Plant Pathology
P. O. Box 93
Tegucigalpa, HONDURAS

AGDIA TESTING SERVICES REPORT

Sample(s) received:

02-Mar-01

Activity: 2001030231
ReportNum: 1

Nineteen samples were tested for the presence of the following:

Cucumber Mosaic Virus	CMV
Pepper Mild Mottle Virus	PMMoV
Pepper Mottle Virus	PepMoV
Potato Virus Y	PVY
Tobacco Etch Virus	TEV
Tobacco Mosaic Virus	TMV
Tobacco Stain Virus	TSV
Tobacco Ringspot Virus	TRSV
Tomato Spotted Wilt Virus	TSWV
Potyvirus Group	POTV

GV PCR +

CNC-295
CNC-297

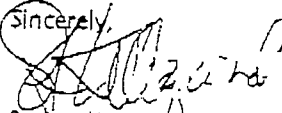
19 pepper samples

Fresh pepper samples CNC-294, CNC-298, and CNC-299 (fruit) all tested positive for PepMoV and POTV.

The following table contains specific data on the tests conducted and their results.

Thank you for using Agdia Testing Services. Please call us at 1-800-62-AGDIA if you have any questions.

Sincerely,


Stephen K. Marquardt
Testing Services
smarquardt@agdia.com

Testing Report

Activity: 2001030231 ReportNum: 1

Page 2

Sample Num	Plant Type	Sample Type	Cultivar	Sample ID	PepMoV	results	PVY	results	GV (PCR)	Results
6	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-295	0.031	Negative	0.022	Negative		+
7	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-290	0.016	Negative	0.021	Negative		
8	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-297	0.033	Negative	0.024	Negative		+
9	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-298	0.462	Positive	0.016	Negative		
10	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-299 fruit	0.417	Positive	0.022	Negative		
11	Pepper	Dry	Comayagua	CNC-190	0.010	Negative	0.022	Negative		
12	Pepper	Dry	Comayagua	CNC-191	0.009	Negative	0.019	Negative		+
13	Pepper	Dry	Comayagua	CNC-192	0.010	Negative	0.018	Negative		+
14	Pepper	Dry	Comayagua	CNC-193	0.009	Negative	0.018	Negative		+
15	Pepper	Dry	Comayagua	CNC-200	0.014	Negative	0.019	Negative		+
16	Pepper	Dry	Comayagua	ZCC-202	0.016	Negative	0.020	Negative		+
17	Pepper	Dry	Comayagua	ZCC-228	0.013	Negative	0.023	Negative		+
18	Pepper	Dry	Comayagua	ZCC-238	0.016	Negative	0.029	Negative		+
19	Pepper	Dry	Comayagua	ZCC-239	0.010	Negative	0.091	Negative		+
Pos Ctrl					4.000	Positive	2.499	Positive		+

Sample Num	Plant Type	Sample Type	Cultivar	Sample ID	TEV	results	TMV	results
1	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-290	0.012	Negative	0.005	Negative
2	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-291	0.014	Negative	0.006	Negative
3	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-292	0.012	Negative	0.004	Negative
4	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-293	0.013	Negative	0.005	Negative
5	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-294	0.017	Negative	0.006	Negative
6	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-295	0.012	Negative	0.006	Negative
7	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-296	0.012	Negative	0.008	Negative
8	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-297	0.014	Negative	0.009	Negative
9	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-298	0.011	Negative	0.005	Negative
10	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-299 fruit	0.011	Negative	0.005	Negative
11	Pepper	Dry	Comayagua	CNC-190	0.009	Negative	0.006	Negative
12	Pepper	Dry	Comayagua	CNC-191	0.009	Negative	0.006	Negative

Testing Report

Activity: 2001030231 ReportNum:1

Page 3

SampleNum	Plant Type	Sample Type	Cultivar	Sample ID	TEV	results	TMV	results
13	Pepper	Dry	Comayagua	CNC-192	0.010	Negative	0.007	Negative
14	Pepper	Dry	Comayagua	CNC-193	0.011	Negative	0.007	Negative
15	Pepper	Dry	Comayagua	CNC-200	0.010	Negative	0.014	Negative
16	Pepper	Dry	Comayagua	ZCC-202	0.013	Negative	0.012	Negative
17	Pepper	Dry	Comayagua	ZCC-228	0.009	Negative	0.005	Negative
18	Pepper	Dry	Comayagua	ZCC-238	0.010	Negative	0.005	Negative
19	Pepper	Dry	Comayagua	ZCC-239	0.009	Negative	0.005	Negative
Pos Ctrl					1.420	Positive	2.714	Positive

SampleNum	Plant Type	Sample Type	Cultivar	Sample ID	TRV	results	TRSV	results
1	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-290	0.009	Negative	0.015	Negative
2	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-291	0.009	Negative	0.013	Negative
3	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-292	0.009	Negative	0.014	Negative
4	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-293	0.009	Negative	0.019	Negative
5	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-294	0.009	Negative	0.018	Negative
6	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-295	0.008	Negative	0.014	Negative
7	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-296	0.008	Negative	0.017	Negative
8	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-297	0.012	Negative	0.015	Negative
9	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-298	0.008	Negative	0.012	Negative
10	Pepper	Fresh	Comayagua	CNC-299 fruit	0.008	Negative	0.013	Negative
11			Comayagua	CNC-190	0.010	Negative	0.013	Negative
			Comayagua	CNC-191	0.008	Negative	0.014	Negative
			Comayagua	CNC-192	0.009	Negative	0.014	Negative
			Comayagua	CNC-193	0.009	Negative	0.013	Negative
			Comayagua	CNC-200	0.007	Negative	0.020	Negative
			Comayagua	ZCC-202	0.010	Negative	0.021	Negative
			Comayagua	ZCC-228	0.010	Negative	0.022	Negative
			Comayagua	ZCC-238	0.012	Negative	0.028	Negative
			Comayagua	ZCC-239	0.010	Negative	0.022	Negative

Testing Report

A

ity: 2001030229 ReportNum: 1

Sample Num	Plant Type	Sample Type
1	Tomato	Fresh
7	Tomato	Fresh
10	Tomato	Fresh
Pos Ctrl		

Cultivar	Sample ID	TRV	results
Tomayagua	CT-6	0.024	Negative
Tomayagua	CT-7	0.030	Negative
Tomayagua	CT-8	0.028	Negative
		2.237	Positive

TSV	results
0.026	Negative
0.024	Negative
0.035	Negative
2.006	Positive

Sample Num	Plant Type	Sample Type
1	Tomato	Fresh
7	Tomato	Fresh
10	Tomato	Fresh
Pos Ctrl		

Cultivar	Sample ID	ToMV	results
Tomayagua	CT-1	0.062	Negative
Tomayagua	CT-2	0.057	Negative
Tomayagua	CT-3	0.065	Negative
Tomayagua	CT-4	0.044	Negative
Tomayagua	CT-5	0.037	Negative
Tomayagua	CT-6	0.045	Negative
Tomayagua	CT-7	0.048	Negative
Tomayagua	CT-8	0.061	Negative
		0.872	Positive

TSV	results
0.034	Negative
0.010	Negative
0.016	Negative
0.013	Negative
0.013	Negative
0.013	Negative
0.019	Negative
0.020	Negative
0.866	Positive

Sample Num	Plant Type	Sample Type
1	Tomato	Fresh
7	Tomato	Fresh
10	Tomato	Fresh
Pos Ctrl		

Cultivar	Sample ID	TSWV	results
Tomayagua	CT-1	0.009	Negative
Tomayagua	CT-2	0.007	Negative
Tomayagua	CT-3	0.007	Negative
Tomayagua	CT-4	0.009	Negative
Tomayagua	CT-5	0.008	Negative
Tomayagua	CT-6	0.010	Negative
Tomayagua	CT-7	0.012	Negative
Tomayagua	CT-8	0.012	Negative
		2.160	Positive

TSV	results
0.002	Negative
0.007	Negative
0.005	Negative
0.004	Negative
0.003	Negative
0.006	Negative
0.008	Negative
0.012	Negative
0.012	Negative
2.160	Positive

SampleNum	Plant Type	Sample Type	Cultivar	Sample ID	PLRV	results	pyy	its
1	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-1	0.015	Negative	0.034	Negative
2	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-2	0.017	Negative	0.097	Negative
3	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-3	0.018	Negative	0.031	Negative
4	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-4	0.019	Negative	0.023	Negative
5	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-5	0.018	Negative	0.028	Negative
6	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-6	0.016	Negative	0.027	Negative
7	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-7	0.018	Negative	0.027	Negative
8	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-8	0.018	Negative	0.038	Negative
Pos Ctrl					1.867	Positive	0.089	Positive

SampleNum	Plant Type	Sample Type	Cultivar	Sample ID	TEV	results	pyy	its
1	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-1	0.027	Negative	0.115	Negative
2	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-2	0.019	Negative	0.110	Negative
3	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-3	0.025	Negative	0.110	Negative
4	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-4	0.020	Negative	0.110	Negative
5	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-5	0.024	Negative	0.110	Negative
6	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-6	0.020	Negative	0.112	Negative
7	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-7	0.021	Negative	0.110	Negative
8	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-8	0.034	Negative	0.117	Negative
Pos Ctrl					4.000	Positive	0.118	Positive

SampleNum	Plant Type	Sample Type	Cultivar	Sample ID	TRV	results	pyy	its
1	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-1	0.027	Negative	0.115	Negative
2	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-2	0.023	Negative	0.110	Negative
3	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-3	0.026	Negative	0.110	Negative
4	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-4	0.023	Negative	0.110	Negative
5	Tomato	Fresh	Cornayagua	CT-5	0.022	Negative	0.110	Negative

PREPARED BY JUDY BROWN
FROM HONDURAS SAMPLES.

Hon Abstract

