

UNIVERSIDAD DE SONORA
DEPARTAMENTO DE AGRICULTURA Y GANADERIA

**“EVALUACIÓN DE ONCE VARIEDADES DE MELÓN
CANTALOUPE Y HONEY DEW (*Cucumis melo* L.) Y SU
RESPUESTA AL VIRUS AMARILLAMIENTO Y ENANISMO
SEVERO DE LAS CUCURBITÁCEAS (CYSDV)”**

T E S I S
MAESTRIA EN CIENCIAS EN
HORTICULTURA

SUSANA MARLENE BARRALES HEREDIA

DICIEMBRE DE 2011

Universidad de Sonora

Repositorio Institucional UNISON



**"El saber de mis hijos
hará mi grandeza"**



Excepto si se señala otra cosa, la licencia del ítem se describe como openAccess

“EVALUACIÓN DE ONCE VARIEDADES DE MELÓN CANTALOUPE Y HONEY DEW (*Cucumis melo* L.) Y SU RESPUESTA AL VIRUS AMARILLAMIENTO Y ENANISMO SEVERO DE LAS CUCURBITÁCEAS (CYSDV)”

TESIS

Sometida a la consideración del
Departamento de Agricultura y Ganadería

de la

Universidad de Sonora

Por

Susana Marlene Barrales Heredia

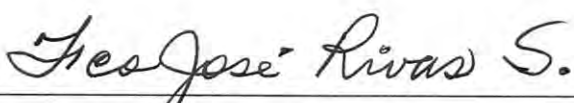
Como requisito parcial para obtener
El grado de Maestro en Ciencias en Horticultura

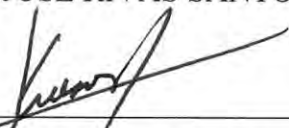
Diciembre de 2011

Esta tesis fue realizada bajo la Dirección del Consejo Particular aprobada y aceptada como requisito parcial para la obtención del grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

CONSEJO PARTICULAR:

DIRECTOR: 
DR. FRANCISCO JOSÉ RIVAS SANTOYO

ASESOR: 
DR. JOSÉ COSME GUERRERO RUÍZ

ASESOR: 
M.C. DAMIÁN MARTÍNEZ HEREDIA

SUPLENTE: 
M.S. ALFREDO SERRANO ESQUER

AGRADECIMIENTOS

Al Departamento de Agricultura y Ganadería de la Universidad de Sonora por haberme permitido realizar mis estudios de posgrado dentro de su Programa de Maestría.

A INIFAP de Ciudad Obregón, especialmente al Dr. Pedro Figueroa por el apoyo brindado en la detección del CYSDV como parte del análisis experimental del presente trabajo. Así como también, agradezco al M.C. Adolfo Moreño, M. C. Jesús Cantúa, M.C. Felicita Valenzuela y Julio César Ávila, por su experiencia técnica compartida.

A los maestros Omar González y Rafael Retes por su valiosa y desinteresada colaboración en la realización del presente trabajo.

A mis maestros y asesores de tesis: el Dr. José Cosme Guerrero, al M.C. Damián Martínez Heredia y al M.S. Alfredo Serrano Esquer por su amplia experiencia y apoyo en la culminación de este trabajo.

A mis maestros del posgrado en general, particularmente a mi Director de tesis, el Dr. Francisco José Rivas Santoyo por su paciencia, apoyo y confianza.

A mis compañeros de posgrado, Ricardo Covarrubias y Héctor Ruíz.

Y a mi esposo el M.C. Gaspar Espinoza Jocobi

ÍNDICE

	Página
ÍNDICE DE TABLAS	<i>vi</i>
ÍNDICE DE FIGURAS	<i>vii</i>
RESUMEN	<i>viii</i>
ABSTRACT	<i>ix</i>
INTRODUCCIÓN	1
Hipótesis	2
Objetivo general	2
Objetivos específicos	3
LITERATURA REVISADA	4
Melón	4
Origen geográfico	4
Taxonomía y biología del melón	4
Importancia económica	7
El cultivo de melón en Sonora	7
Plagas y Enfermedades del melón	7
Mosquita blanca	8
Origen y taxonomía de moscas blancas	8
Morfología y ciclo biológico	9
Daños	11
Control	11
Control químico	12
Control biológico	12
Control cultural	13
Virus Amarillamiento y Enanismo Severo de las Cucurbitáceas (Cucurbit Yellow Stunting Disorder Virus)	13
Origen y dispersión del virus	13
Plantas hospederas	14
Síntomas del virus	14
Descripción del virus	15
Transmisión del virus	15
Detección y caracterización del virus	16
Control	17
Resistencia del virus	17
MATERIALES Y MÉTODOS	18
Establecimiento del cultivo	18
Diseño experimental	18
Variedades de melón	19
Trasplante	19

Evaluación de incidencia del CYSDV	20
Cosecha	20
Poscosecha	20
Evaluación de parámetros de calidad	21
Caracterización de acuerdo al calibre	21
Caracterización de acuerdo al peso	21
Caracterización de acuerdo al contenido de grados Brix	22
Caracterización de acuerdo a la firmeza de la pulpa	22
Producción	23
Método de detección del CYSDV	23
Extracción de ARN total	23
Verificación de la calidad de ARN mediante espectrofotometría	24
Transcripción reversa y reacción en cadena de la polimerasa	24
Electroforesis	26
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	27
Porcentaje de incidencia del CYSDV en cultivos de melón Cantaloupe y Honeydew	29
Efecto del CYSDV en la producción de melón Cantaloupe y Honeydew	32
Efecto del CYSDV en el peso de melón Cantaloupe y Honeydew	34
Efecto del CYSDV en los Grados Brix de melón Cantaloupe y Honeydew	35
Efecto del CYSDV en Firmeza de melón Cantaloupe y Honeydew	36
CONCLUSIONES	38
LITERATURA CITADA	40

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág
Tabla 1. Reactivos utilizados en la reacción de RT-PCR	25
Tabla 2. Reactivos utilizados en la reacción de PCR	25
Tabla 3. Programa de temperaturas de la reacción de PCR	26
Tabla 4. Porcentaje de incidencia de CYSDV en variedades del tipo Cantaloupe.	30
Tabla 5. Porcentaje de incidencia de CYSDV en variedades del tipo Honey Dew	30
Tabla 6. Producción de frutos en cajas por hectárea en variedades del tipo Cantaloupe	32
Tabla 7. Producción de frutos en cajas por hectárea en variedades del tipo Honey Dew	34
Tabla 8. Peso de frutos en cajas por hectárea en variedades del tipo Cantaloupe	35
Tabla 9. Peso de frutos en cajas por hectárea en variedades del tipo Honey Dew	35
Tabla 10. Grados Brix en variedades del tipo Cantaloupe	36
Tabla 11. Grados Brix en variedades del tipo Honey Dew	36
Tabla 12. Firmeza de pulpa en variedades del tipo Cantaloupe	37
Tabla 13. Firmeza de pulpa en variedades del tipo Honey Dew	37

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág
Figura 1. Ciclo biológico de <i>Bemisia tabaci</i> Genn	10
Figura 2. Síntomas producidos por el CYSDV	15
Figura 3. Establecimiento del cultivo	18
Figura 4. Distribución del diseño experimental	19
Figura 5. Evaluación de incidencia del CYSDV en base a síntomas característicos	20
Figura 6. Evaluación de acuerdo al calibre. Imagen (A): Calibre 9, imagen (B): Calibre 12, imagen (C): Calibre 15 e imagen (D):Calibre 18	21
Figura 7. Evaluación de acuerdo al contenido de grados Brix	22
Figura 8. Evaluación de acuerdo a la firmeza de la pulpa	23
Figura 9. Imagen (A): Hoja con síntomas de amarillamiento entre venas, imagen (B): Inicio de amarillamiento en campo, imagen (C): Amarillamiento en campo en etapa final, imagen (D): Hojas viejas con síntomas de amarillamiento	27
Figura 10. Gel de agarosa de los productos amplificados mediante RT-PCR obtenidos a partir de ARNs totales de CYSDV en muestras de melón	28

RESUMEN

Se evaluó el comportamiento de once variedades de melón Cantaloupe y Honey Dew respecto al CYSDV mediante la evaluación de parámetros de calidad, incidencia y producción. Utilizando la técnica de RT-PCR como prueba confirmatoria del virus. En general, todas las variedades mostraron clorosis entre las nervaduras y manchas verdes en las hojas más viejas a los 60 días del trasplante. Así como amarillamiento completo en las hojas. La comprobación mediante RT-PCR demostró la presencia de CYSDV en tres de las variedades consideradas como infectadas: 'RMLO404', 'Durango' y 'Saturno'. Mientras que de las muestras aparentemente no infectadas correspondientes a estas mismas variedades, solo Saturno resultó positiva al CYSDV. En Cantaloupe, las variedades con mayor incidencia al virus fueron 'Cabrillo' (93%) y 'RMLO404' (91%). Siendo esta última una de las variedades más precoces y de mayor producción de cajas totales (2913). El mayor contenido de grados Brix lo obtuvo 'Proteo' (11), la variedad menos firme (16 N) y con más alta incidencia (15%). No hubo diferencia significativa en peso de frutos entre variedades. En Honey Dew, 'Saturno' presentó menor incidencia (29%) al virus respecto de 'Destacado', mayor producción de cajas totales (3901), y mayor firmeza de frutos (45 N). No habiendo diferencia significativa en grados Brix entre ambas clases comerciales. De acuerdo con lo anterior, en Honey Dew la variedad que mejor se adaptó a las condiciones dadas por este estudio fue 'Saturno', seguido por 'RMLO404' por parte de Cantaloupe.

Palabras claves: incidencia, producción, grados Brix, firmeza, CYSDV, RT-PCR,

ABSTRACT

The behavior of eleven varieties of melon Cantaloupe and Honey Dew was evaluated respect to CYSDV by evaluating quality parameters, incidence, and production, using the technique of RT-PCR as a confirmatory test of the virus. In general, all varieties showed chlorosis and green spots on older leaves at 60 days of transplantation, as well as complete yellowing. Verification by RT-PCR showed the presence of CYSDV in three of the varieties considered as infected: 'RMLO404', 'Durango' and 'Saturno'. While the samples apparently uninfected for those varieties, only 'Saturno' tested positive for CYSDV. In Cantaloupe, varieties with higher incidence were 'Cabrillo' virus (93%) and 'RMLO404' (91%). The last being one of the earliest varieties with the highest production of total boxes (2913). The highest Brix content was 'Proteo' (11), the least firm variety (16 N) and the highest incidence (15%). There was no significant difference in weight of fruit. In Honey Dew, 'Saturno' had lower incidence (29%) in respect of 'Destacado', increased production of total cases (3901), and higher fruit firmness (45 N). There were no significant differences in °Brix between the varieties of 'Saturno' and 'Destacado'. According to the above, in Honey Dew the best adapted variety to the given conditions in this study was 'Saturno', followed by 'RMLO404' from Cantaloupe.

Key words: occurrence, production, degrees Brix, firmness, CYSDV, RT-PCR,

INTRODUCCIÓN

Durante los últimos cinco años, en México se ha venido produciendo una media nacional de 555,930.064 toneladas de melón. Sonora se encuentra entre los seis estados productores con una superficie total anual de 2,646.3 hectáreas, lo que representa el 12.6% de la superficie total y una producción de 63,168.636 toneladas. De los cuales el 45% corresponde a melón Cantaloupe y el 55% restante corresponde a melón Honey Dew. Los municipios en donde se concentra esta producción son Caborca (586.7 hectáreas), Hermosillo (904.8 hectáreas) y Guaymas (1036 hectáreas); con un valor de producción de 310,824.428 miles de pesos (SIAP, 2010).

El Estado de Sonora es un área de producción geográficamente privilegiada en lo que respecta a la cercanía con el principal país importador a nivel mundial de productos hortícolas, por lo que se tiene un buen mercado de exportación. Sin embargo, la producción de hortalizas en los últimos años se ha visto seriamente afectada por enfermedades virales; dentro de las principales limitantes en la producción son los closterovirus transmitidos por mosquitas blancas los cuales al igual que los geminivirus han emergido como un grupo importante de virus fitopatógenos (Moreno, *et. al.*, 2008).

El virus amarillamiento y enanismo severo de las cucurbitáceas (CYSDV) es un miembro del género *Crinivirus*, (familia *Closteroviridae*) transmitido eficientemente por *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889), biotipos B (*B. argentifolii* Bellows & Perring), y Q (Berdiales, *et. al.*, 1999). El rango de hospederos naturales se limita a la familia Cucurbitaceae incluyendo importantes cultivos, tales como pepino, melón, sandía y calabaza. Entre los síntomas iniciales del CYSDV, se incluyen clorosis entre las nervaduras y manchas verdes en las hojas más viejas las cuales aparecen entre los 14 y 22 días posteriores a la inoculación. Los síntomas definitivos son visibles después de 30 días (López, *et. al.*, 1994; Célix, *et. al.*, 1996). Los síntomas severos incluyen el amarillamiento completo de la hoja (exceptuando las nervaduras), pérdida de brillo y

enrollamiento de las hojas (Célix, *et al.*, 1996). La calidad del fruto es severamente afectada, los cultivos, el tamaño del fruto y el contenido de azúcar son reducidos, haciéndolo inaceptable comercialmente resultando en pérdidas económicas para los productores de melón (Wisler, *et al.*, 1998). El daño inducido por CYSDV afecta drásticamente el peso y número de frutos reduciendo la producción en un 30-50% (Abou-Jawdah, *et al.*, 2000; López y Gómez, 2000).

El CYSDV fue detectado por primera vez en Emiratos Arabes (Hassan y Duffus, 1991) y desde entonces, se ha encontrado en España, Portugal, Marruecos, Líbano y Norte América afectando extensivamente los cultivos de cucurbitáceas (Abou-Jawdah, *et al.*, 2000; Célix, *et al.*, 1996; Desbiez, *et al.*, 2000; Kao, *et al.*, 2000; Wisler, *et al.*, 1998). En el año 2006 se reportó su presencia en Estados Unidos en las regiones de Texas, Yuma, Arizona y California. Ese mismo año fue reportado en Sonora, México en el municipio de Caborca, con incidencia de 60-80%, provocando pérdidas en el rendimiento de 30-80% (Brown, *et al.*, 2007). Recientemente se ha observado en el Valle de Guaymas y la Costa de Hermosillo en cultivos de importancia económica como calabaza, melón, sandía y pepino principalmente (Moreno, *et al.*, 2008).

Tomando como precedente lo anterior, el objetivo del presente trabajo fue evaluar once variedades de melón Cantaloupe y Honey Dew ('4038', 'S126', 'RMLO403 Rogers', 'Destacado', 'RMLO401', 'RMLO404', 'Saturno', 'Cabrillo', 'Impact', 'Proteo' y 'Durango') y su respuesta al CYSDV. Así como su caracterización molecular.

Hipótesis.

Existen variedades de melón resistentes al virus amarillamiento y enanismo severo de las cucurbitáceas.

Objetivo general.

Evaluar el comportamiento de once variedades de Melón Cantaloupe y Honey Dew (*Cucumis melo* L.) respecto al virus amarillamiento y enanismo severo de las

cucurbitáceas (CYSDV).

Objetivos específicos.

- Identificar variedades de melón que mejor se adapten a la región
- Evaluación de la incidencia y caracterización del CYSDV
- Evaluación de parámetros de calidad (calibre, peso, grados Brix, firmeza)
- Evaluación de producción
- Detección del virus mediante la técnica de RT-PCR

LITERATURA REVISADA

Melón.

Origen geográfico.

El origen del melón se sitúa en África para las especies del género *Cucumis* con número cromosómico básico 12, mientras que para *C. sativus* L. y *C. hystrix* Chakravarty tienen su origen en China y desde allí se distribuyó a Tailandia e India (Pitrat, Hemelt y Hammer, 2000). El cultivo de melón se describe en el año 2000 a.c. en Egipto, Mesopotamia, Este de Irán y China en el año 1000 a.c. en la India. Desde el continente africano el melón se extendió a Asia y desde allí a Europa. La domesticación se produjo principalmente en Asia, donde el comercio intensivo y la elevada comercialización produjeron una rápida dispersión y diversificación de la especie en numerosos cultivares (Kerje y Grum, 2000).

Taxonomía y biología del melón.

El melón (*Cucumis melo* L.) pertenece a la familia de las Cucurbitáceas, la cual comprende unas 750 especies distribuidas en 90 géneros, la mayoría de ellas de zonas cálidas, sobre todo de regiones tropicales y subtropicales. De esas 750 especies unas 30 son especies cultivadas (Nuez *et. al.*, 1996), entre ellas la sandía (*Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum & Nakai, 1916), el pepino (*Cucumis sativus* L.), la calabaza (*Cucurbita* L.) y el calabacín (*Cucurbita pepo* L.).

El género *Cucumis* comprende 32 especies, algunas de ellas cultivables, siendo el melón y el pepino los cultivos más importantes, y el resto corresponden a especies silvestres africanas. Dentro de este género, 30 especies, incluido el melón, presentan un número cromosómico básico de $n=12$ y únicamente dos de ellas, *C. sativus* L. y *C. hystrix* Chakravarty presentan un número $n=7$ (Kerje y Grum, 2000).

El melón es una de las especies más diversas dentro del género *Cucumis*

(Kirkbride, 1993), y es en los frutos de las variedades cultivadas donde se encuentra el mayor grado de diversidad. Este polimorfismo ha llevado a los botánicos a proponer diferentes clasificaciones intraespecíficas, siendo la clasificación más aceptada la que divide el género en 7 grupos (ver Tabla 1): 6 que incluyen las variedades cultivadas (*cantalupensis*, *inodorus*, *conomon*, *flexuosus*, *dudaim*, *momardica*) y un grupo que incluye las variedades silvestres (*agrestis*) (Munger y Robinson, 1991).

Por otro lado, el estudio con marcadores moleculares (Perl-Treves *et. al.*, 1998; Silberstein *et. al.*, 1999; Stepansky *et. al.*, 1999; Monforte, García y Arus, 2003) ha confirmado la división de la especie en dos subespecies (subsp. *Agrestis* y subsp. *Melo*) y ha propuesto a India y África como principales centros de diversificación.

De acuerdo con Gola, Negri. y Cappelletti. 1966., (1966) la clasificación botánica del melón es la siguiente:

División: Embriophyta, Asiphonograma, Criptógamas vasculares.

Subdivisión: Angiospermas.

Clase: Dicotiledóneas.

Subclase: Metaclamídias.

Orden: Cucurbitales.

Familia: Cucurbitaceae.

Género: Cucumis.

Especie: *Cucumis melo* L.

De acuerdo con Munger y Robinson (1991), existen 7 variedades de melón que de forma resumida fueron descritas por Naudin (1859), Pangalo (1929), Grebenscikov (1953) y Hammer, Hanelt y Perrino, *et. al.* (1986) (Perl-Treves, Stepansky, Schaffer, and Kovalsky (1998).

C. melo var. *agrestis* Naud: Se caracteriza por que sus plantas son de tallo delgado, monoicas que crecen como maleza en Asia y África. Sus frutos son pequeños (< 5 cm),

incomestibles, con mesocarpio delgado y semillas pequeñas.

C. melo var. *cantalupensis* Naud: El tamaño de sus frutos varía de mediano a grande, su piel puede ser lisa, escamosa o reticulada. Los frutos son aromáticos, con pulpa dulce y jugosa. Esta variedad incluye también a los antiguos *reticulatus* y *saccharinus* de Naudin.

C. melo var. *inodorus* Naud . Los melones de esta variedad son conocidos también como melones de invierno, son de gran tamaño, no aromáticos, no climatéricos y con larga vida de anaquel. Su corteza es gruesa, lisa o asurcada. Esta variedad incluye los melones dessert provenientes de Asia y España, tales como Honey Dew y Cassaba.

C. melo var. *flexuosus* Naud. Los frutos de esta variedad son muy alargados, no son dulces y se asemejan al pepino. Se localizan en Medio Oriente y Asia (Hammer Hanelt y Perrino, *et*.

al., 1986; Pangalo, 1929).

C. melo var. *conomon* Mak. Originarios del Lejano Oriente, su carne es blanca y se consume en forma de encurtido o botana dulce y crujiente.

C. melo var. *chito* y *C. melo* *dudaim* Naud. Ambas variedades fueron descritas por Naudin (1859), pero clasificadas por Munger y Robinson (1991). La primera, es de origen silvestre y proviene de América. Su tamaño es similar al de la ciruela y su fruto es muy aromático. La segunda, es de origen Persa, su fruto es pequeño y aromático, de color rojo o con franjas de color marrón. Se cultiva como planta ornamental en los jardines orientales.

C. melo var. *momordica* Naud. Esta variedad es originaria de la India. Sus frutos son poco dulces, de carne blanca y harinosa, y su cáscara es delgada y lisa que se divide al madurar. Este grupo constituye una importante fuente de resistencias a enfermedades.

Importancia económica.

El melón es uno de los cultivos hortícolas más importantes, ocupando el séptimo lugar entre las frutas recogidas en el Anuario de la FAO correspondientes a 2002. En ese mismo año se cultivaron en todo el mundo 1.162.136 hectáreas de melón, con una producción de 21.588.746 toneladas. Durante este año, según cifras de la FAO, los principales productores de melón fueron China (8.655.000 toneladas), Turquía (1.900.000 toneladas), Estados Unidos (1.200.000 toneladas), España (1,003.100 toneladas), Irán (1.000.000 toneladas), y Rumania (940.000 toneladas).

En México los principales seis estados productores de melón son: Michoacán y Coahuila que participan con el 15% de la producción total nacional, siguiéndole Sonora con un 13%, Guerrero que contribuye con el 12%, Durango con el 10%, Colima con el 9% y el restante de los estados participa con el 24%.

La producción de melón registrada en Sonora en 2009 fue de 53,749.30 toneladas. SIAP (2009).

El cultivo de melón en Sonora.

En el Estado de Sonora, México, se cultivan variedades de melón tipo Cantaloupe y Honeydew. Entre las variedades del tipo chino o Cantaloupe que han mostrado buen rendimiento y calidad de fruto, son *Laredo*, *Durango*, *Laguna*, *Gold Rush*, *Hy Mark*, *Primo*, *Top Mark*, *Ovation*; mientras que en los de Honeydew o blanco se cultivan *Green Flesh*, *Honey Brew*, *Honey Cream*, *Morning Ice* y *Rocío* (Espinoza, 1990).

La liberación de nuevas variedades es un proceso muy dinámico para las empresas productoras de semillas, así que cada año aparece en el mercado un gran número de híbridos y/o variedades que son necesarios evaluar y seleccionar para cada región (Sabori, *et al.*, 1998).

Plagas y Enfermedades del melón.

Las plagas son agentes que ocupan un lugar importante en la producción del

melón, tanto por los daños directos, como por los costos para su control químico y los virus que transmiten. Entre los principales agentes se encuentran el pulgón o manteca, *Aphis gossypii* Glover, minador de la hoja *Liriomyza* sp. Mik y chicharrita *Empoasca kraemeri* Ross & More (Nava, *et al.*, 1998).

Algunas de las plagas comunes en Sonora son la mosquita blanca *Bemisia tabaci* Gennadius, minador de hoja *Liriomyza* sp. Mik, pulgón *Aphis gossypii* Glover, lepidópteros *Spodoptera exigua* (Hübner) y una serie de roedores que atacan a la planta como el ratón campesino *Apodemus sylvaticus* L., y al fruto desarrollado. Así como enfermedades tales como mildiú, cenicilla *Sphaerotheca fuliginea* (Schlechtend. Fr.) Pollacci y enfermedades radicales causadas por hongos (Sabori, 2000). Recientemente el CYSDV, cuyo ciclo de replicación y diseminación depende fuertemente de su vector mosquita blanca *Bemisia tabaci* biotipo B (Gennadius) (Berdiales, *et al.*, 1999).

Mosquita blanca.

Origen y taxonomía de moscas blancas.

En el mundo se han identificado aproximadamente 1.200 especies de moscas blancas aunque se estima que su número probablemente sea mucho mayor. La mayoría, 724, se encuentran distribuidas en zonas tropicales, mientras que 420 especies han sido descritas para las regiones templadas (Gill, 1990). Sin embargo, desde la década pasada su presencia y distribución ha ido aumentando y en la actualidad se encuentra en la mayoría de las zonas de producción hortícola del mundo (Markham, *et al.*, 1996; De Barro, 2001).

Del total de especies descritas, únicamente 40 especies producen daños agrícolas, que las que las mas reconocidas como plagas hortícolas son *B. tabaci* (Genn.) y *T. vaporariorum* (West). De éstas, el complejo de biotipos de *B. tabaci* constituye el conjunto de moscas blancas más importante, ya sea como plaga o como vector (Markham, *et al.*, 1996), pues afectan a unas 500 especies y están ocasionando

problemas de mayor gravedad que los causados por *T. vaporariorum* (Van Lenteren, 1992).

En México, la dirección General de Sanidad vegetal, a través del Centro Nacional de Referencia de Diagnóstico Fitosanitario, ha realizado una serie de diagnósticos en todo el país para determinar la distribución geográfica de los biotipos A y B de *B. tabaci*. Los resultados indican que este complejo de biotipos se encuentra distribuido en todo el territorio nacional.

De las especies de Aleyrodidae presentes en México, la mosquita blanca de la hoja plateada, *B. argentifolii* también conocida como biotipo B, es la que ha ocasionado el mayor impacto económico, principalmente en los cultivos de algodón, melón, sandía, calabaza, pepino, lechuga, brócoli, rábano, tomate, chile, berenjena, okra, soya, frijol y nochebuena como plantas ornamentales.

El área geográfica donde se ha detectado ampliamente el biotipo B comprende los estados de Baja California, Baja California Sur, Sinaloa, Sonora, Región Lagunera (Durango y Coahuila). También se le ha hallado en áreas localizadas de los estados de Colima, Chiapas, Chihuahua, Distrito Federal, Jalisco, Morelos, Nuevo León, Puebla, Oaxaca y Tamaulipas, y recientemente en Nayarit y Guanajuato (Torres, Martínez, Ramírez, 2000).

Morfología y ciclo biológico.

La mosquita blanca mide de 2 a 3 mm de longitud. Los adultos tienen alas cubiertas por un polvo ceroso blanquecino, las patas tienen tarsos de dos segmentos y las antenas siete; el macho posee un par de apéndices al final del abdomen, los cuales son menos prominentes en la hembra (Figura 1).

La hembra oviposita en el envés de las hojas, colocando los huevecillos desordenadamente o en semicírculos, en posición vertical; éstos tienen forma aguda en el ápice y redondeados en la base de donde sale un pedicelo corto de 0.3 mm. Cuando

están recién ovipositados son verde pálido, después adquieren una coloración castaño oscuro; miden en promedio de 0.089 a 0.186 mm y presentan el corión completamente liso y brillante (Hernández, 1972). Los huevos de *Bemisia tabaci* miden 0.2 x 0.11 mm, presentando el corion liso y brillante, el cual tiene una sutura media longitudinal en la superficie cóncava.

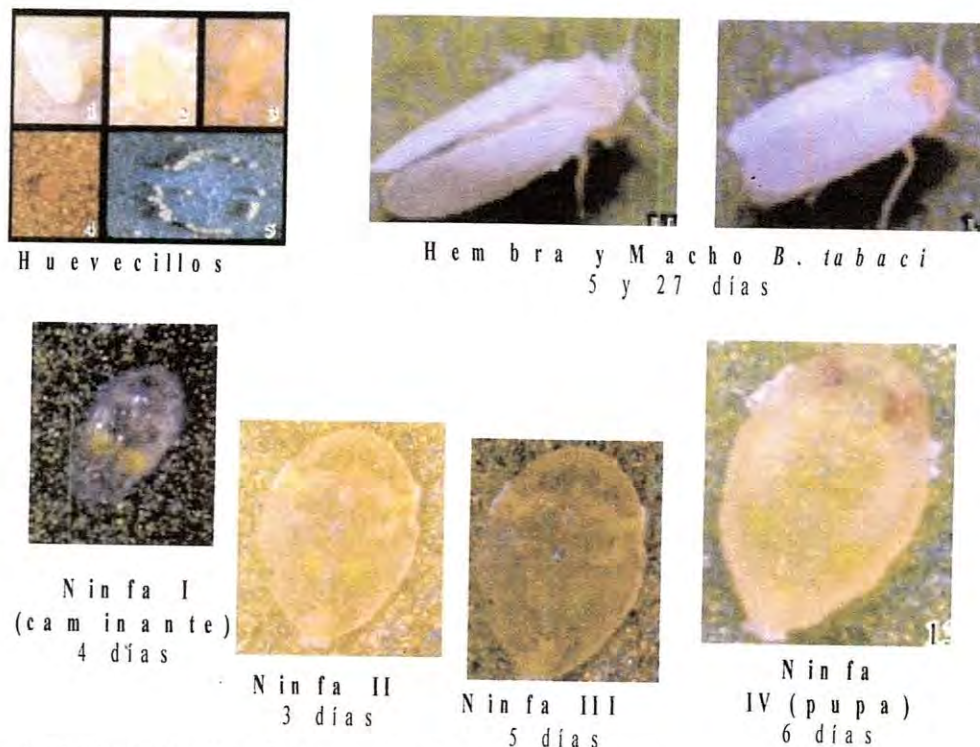


Figura 1. Ciclo biológico de *Bemisia tabaci* (Gennadius)
Fuente: Morales *et al.* (2006)

Las ninfas atraviesan por cuatro estadios; en el primero es de forma oval, aplanada, color verde pálido, con patas y antenas funcionales y se mueven activamente; es común encontrarlas en el envés de las hojas, presentando la apariencia de una escama. Dorsalmente el cuerpo es más ancho en la parte anterior y está rodeado por un anillo angosto de cera blanca.

Los primeros cuatro estadios de la mosquita blanca son casi o completamente inmóviles. El último recibe el nombre de “pupa”, debido a que las alas se forman internamente durante la metamorfosis. Una vez que emerge, el adulto tarda de una a ocho horas para poder efectuar la cópula y su periodo en el cual permanece receptivo se

prolonga por tres días, aunque la cópula sólo dura entre 125 y 265 segundos; cada hembra puede cruzarse gran cantidad de ocasiones con diferentes machos; en caso de no encontrar machos disponibles, la hembra llega a reproducirse por sí sola a través del proceso denominado partenogénesis, originando solamente machos en la descendencia (Byrne y Bellows, 1991). Presentan de 11 a 12 generaciones al año y, en condiciones de cautiverio una hembra puede depositar hasta 300 huevecillos en toda su vida (Butler, Henneberry y Clayton, 1995; Hernández, 1972).

Daños.

Las moscas blancas pueden ocasionar daños directos e indirectos a los cultivos. El daño directo a la planta lo causan las ninfas y los adultos por la succión de nutrientes, principalmente aminoácidos y azúcares de transporte, a través de su aparato bucal. Esta actividad ocasiona el amarillamiento de la planta hospedera, observándose espacios cloróticos sobre el haz de las hojas, produciendo debilidad, marchitamiento y reducción en el crecimiento de la planta (Schuster, Stansly y Pollton, 1995). Ocasionando en algunos casos la muerte de la planta cuando la población de insectos es muy alta.

Los daños indirectos, son producto de la transmisión de virus (Geminivirus) caracterizados por producir encrespamiento y clorosis de las hojas, enanismo, reducción de la floración y del tamaño de los frutos y expansión de la fumagina debido al crecimiento de hongos tales como *Capnodium* sp. *Meliola camellialli*, e *Ichne* sp. Los cuales ocasionan interferencia con la fotosíntesis, con la consecuente reducción del vigor de la planta, puesto que cubren casi por completo el follaje (Butler, Henneberry y Clayton, 1995; Pacheco, 1985).

Control.

El número de virus transmitidos por los biotipos de *B. tabaci* se ha incrementado al igual que las pérdidas económicas en importantes cultivos utilizados para la alimentación y la industria. El control efectivo de estos vectores hasta el momento, es dependiente de los insecticidas, la utilización de químicos selectivos, uso de umbrales de acción y manejo de la resistencia. La resistencia de plantas hospederas (RPH), el control

biológico y varios métodos culturales son también componentes de sistemas de manejo integrado en desarrollo (Oliveira, Henneberry y Anderson, 2001).

Control químico. Los nicotinoides y los reguladores de crecimiento son los químicos que han tenido un impacto inmediato sobre *B. tabaci*. Los primeros son neurotoxinas sistémicas que actúan sobre los receptores de acetilcolina en el sistema nervioso de los insectos. El Imidacloprid, fue el primer nicotinoide registrado en el manejo de *B. tabaci* en sistemas de producción hortícola en el mundo. Los reguladores de crecimiento incluyen el Ibuprofezin (un inhibidor de síntesis de quitina) y Pyriproxifen (un análogo de la hormona juvenil de crecimiento) y han jugado un papel importante en el control de *B. tabaci* en algodón en Norte América e Israel.

Aunque los nuevos atributos bioquímicos y las actividades biológicas de estos insecticidas los han hecho efectivos, su uso intensivo ha ocasionado pérdida de la susceptibilidad (Palumbo, Horowitz y Prabhaker, 2001). Altos niveles de resistencia se han encontrado en *B. tabaci* al Buprofezin, Pyriproxifen e Imidacloprid son favorecidos, por la brevedad de su ciclo de vida, la partenogénesis facultativa y la plasticidad genética (Byrne y Bellows, 1991; Brown, *et al.*, 1995).

Control biológico. Se conoce que *B. tabaci* es atacada por depredadores, como por ejemplo *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: *Chrysopidae*), *Coleomegilla maculata* (De Geer) (Coleoptera: *Coccinellidae*) y *Delphastus catalinae* (Horn) (Coleoptera: *Coccinellidae*). Los dos primeros son generalistas, mientras que las larvas y adultos del último consumen exclusivamente ninfas de Aleyrodidae (Cave, 1996; Gerling, Alomar y Arno, 2001).

No obstante los principales enemigos naturales se encuentran en los parasitoides pertenecientes a las familias Aphelinidae y Platygasteridae; *Encarsia* spp., *Eretmocerus* spp. y *Amitus* spp. (Gerling, Alomar y Arno, 2001, Manzano, 2000). Además se han encontrado hongos entomopatógenos, del grupo de los Deuteromicetos, como *Aschersomia aleyrodus* (Webber), *Verticillium lecanii* (Zimmermann), *Paecilomyces*

fumosoroseus (Wize), *Beauveria bassiana* (Bals.) y *Metarhizium amisopliae* (Metschnikoff) ejerciendo control natural (Faria y Wraight, 2001).

Control cultural. Las prácticas culturales por su naturaleza preventiva juegan un papel importante dentro de los programas de manejo integrado de *B. tabaci*. Sin embargo debido a la facultad de evaluación, por métodos convencionales, prácticas como la rotación de cultivos, vedas, manejo de residuos de cultivo y malezas, han recibido poca atención de los investigadores. Su funcionalidad, aunque demostrada a escala regional ha sido difícil de evaluar experimentalmente. Los agricultores aun son reacios a adoptar prácticas culturales como: barreras biológicas, altas densidades de siembra, cobertura con plásticos y cultivos trampa porque implican cambios significativos en sus cultivos. Sin embargo han adoptado otras prácticas como: periodos libres de cultivo y varias formas de cubiertas protectoras (Hilje, Costa y Stansly, 2001).

Virus Amarillamiento y Enanismo Severo de las Cucurbitáceas (Cucurbit Yellow Stunting Disorder Virus o CYSDV).

Origen y dispersión del virus.

La primera detección de la presencia del CYSDV se realizó en 1982 en los Emiratos Árabes Unidos (Hassan and Duffus, 1991). Desde entonces se ha extendido en la región Mediterránea (Celix, *et. al.*, 1996), incluyendo Egipto, Israel, Jordania, España, Turquía (López, 1994; Wisler, *et. al.*, 1998; Cohen and Ben-Joseph, 2000), Líbano (Abou-Jawdah, *et. al.*, 2000), Portugal (Louro, *et. al.*, 2000), y Marruecos (Desbiez, *et. al.*, 2000) donde ha causado importantes daños económicos a cultivos de cucurbitáceas (Celix, *et. al.*, 1996; Livieratos, Avgelis, y Coutts, 1999; Rubio, *et. al.*, 1999; Abou-Jawdah, *et. al.*, 2000; Louro, *et. al.*, 2000).

El CYSDV también se ha introducido en Norte América. En el año 2006 se reportó su presencia en Estados Unidos en las regiones de Texas, Yuma, Arizona y California. Ese mismo año, fue reportado en Sonora, México en el municipio de Caborca, con incidencia de 60 a 80%, provocando perdidas en el rendimiento de 30-80%

(Brown, *et. al.* 2007). Recientemente se ha observado en el Valle de Guaymas y la Costa de Hermosillo en cultivos de importancia económica como calabaza, melón, sandía y pepino principalmente.

Plantas hospederas.

Las plantas hospederas naturales del CYSDV se limitan a las cucurbitáceas. Las especies principales de cucurbitáceas que son afectadas por el CYSDV son melón, sandía, calabaza y pepino (Abou-Jawdah, *et. al.*, 2000). Hasta ahora solo cucurbitáceas y lechuga son los únicos hospedantes conocidos (Duffus, 1995).

Síntomas del virus.

Entre los síntomas iniciales producidos por el CYSDV, se incluyen clorosis entre las nervaduras y manchas verdes en las hojas más viejas que aparecen entre los 14 y 22 días posteriores a la inoculación (Figura 2); haciéndose más visibles después de 30 días (López, Gómez y Díaz, 1994; Célix, *et. al.*, 1996). Los síntomas severos incluyen el amarillamiento completo de la hoja (exceptuando las nervaduras) y una debilidad generalizada.

Las hojas también pueden desarrollar sectores prominentemente amarillos (Célix, *et. al.*, 1996). A medida que la infección progresa, las hojas más viejas se quiebran y engrosan y en ocasiones adquieren un tacto aceitoso. Posteriormente los síntomas se van extendiendo a las hojas más jóvenes, dando lugar a plantas con un amarillamiento generalizado (Brunt, *et. al.*, 1996; Rodríguez-Cerezo y Célix, 1996). La calidad del fruto es afectada severamente lo que ocasiona pérdidas económicas en la producción, tamaño del fruto y en el contenido de azúcar, los cuales son reducidos haciendo la fruta inaceptable para su comercialización.

Los síntomas producidos por el CYSDV pueden ser confundidos fácilmente con desórdenes fisiológicos, deficiencias nutricionales, inadecuada cantidad de agua, daño por insecto, senectud natural o daño por pesticidas (Wisler, *et al.*, 1998). Por otra parte dichos síntomas son indistinguibles de aquellos causados por el *pseudo amarillamiento*

de la remolacha (BPYV) (Wisler, *et al.*, 1998), y son también bastante similares a aquellos causados por el virus amarillamiento infeccioso de la lechuga (LIYV) (López, Gómez y Díaz, 1994).

Descripción del virus.

El virus amarillamiento y enanismo severo de las cucurbitáceas (CYSDV por sus siglas en inglés) es un miembro de la familia *Closteroviridae*, y pertenece al género *Crinivirus* (Martelli, *et al.*, 2000). Sus partículas virales se caracterizan por ser filamentos flexibles cuyo tamaño oscila de 825 a 900 nm. El virus tiene un genoma bipartito formado por dos cadenas sencillas de ARN las cuales han sido designadas como ARN1 y ARN2 estimados en 9 kb y 8 kb respectivamente encapsulados individualmente (Célix, *et al.*, 1996).



Figura 2. Síntomas producidos por el CYSDV

Transmisión del virus.

El CYSDV es transmitido por mosquita blanca de una manera semi persistente no circulativa (Duffus, 1995). Las partículas virales son transmitidas eficientemente por todo el mundo a través *Bemisia tabaci* biotipo B (también conocida como *B. argentifolii*), comúnmente conocida como mosca blanca del plateado de la hoja (Soria, López y Gómez, 1995, 1995; Célix, *et al.*, 1996) y biotipo Q en España (Berdiales, *et al.*, 1999).

También es transmitido por *Bemisia tabaci* Biotipo "A", pero ineficientemente. Sin embargo, CYSDV no es transmitido por mosquitas blancas de invernadero (*Trialeurodes vaporariorum*) las cuales transmiten al Virus del Pseudo Amarillamiento de la Remolacha (BPYV) (Célix, *et al.*, 1996; Berdiales, *et al.*, 1999).

El CYSDV puede persistir en el vector por nueve días y tener una vida media de 72.2 horas, lo cual es la retención en tiempo más grande documentada de algunas mosquitas blancas transmisoras de closterovirus (Wisler, *et al.*, 1998). Este no puede ser transmitido mecánicamente (López, Gómez y Díaz, 1994; Célix, *et al.*, 1996). La población de mosquitas blancas requeridas para la transmisión del virus debe ser estudiada y al menos una estar disponible para transmitir el virus, sesenta por planta son requeridas para un 100% de transmisión. Poco menos de dos horas de alimentación en la planta infectada es suficiente para que la mosquita adquiera el CYSDV resultando en un 50% de transmisión, y menos de veinticuatro horas de alimentación para que individualmente tengan la capacidad para transmitir el virus en cerca de 100% de infección (López, Gómez y Díaz, 1994).

Detección y caracterización del virus.

La detección del CYSDV puede realizarse mediante técnicas rápidas como ELISA (Enzyme Linked Immunosorbent Assay) usando un antisuero específico, o bien mediante pruebas de inmunoensayo tipo Dot-Blot, utilizando sondas de hibridación específicas para el virus, tanto en muestras vegetales como del vector (Livierato, Avgelis y Coutts, 1999).

Actualmente, el método más sensible para la detección de partículas virales es la PCR Tiempo Real o qRT-PCR (quantitative real time reverse transcriptase polymerase chain reaction), los cuales permiten detectar y cuantificar el virus en corto tiempo, aún en bajas concentraciones (Abou Jawdah, *et al.*, 2008).

La detección del CYSDV mediante RT-PCR implica inicialmente una extracción del ARN total proveniente de hojas asintomáticas. Una vez extraído el ARN total se

realiza la transcripción reversa usando dos iniciadores específicos o primers para la síntesis de un fragmento de ADN complementario (cADN), que posteriormente es amplificado por PCR y visualizado con facilidad por electroforesis en gel de agarosa (Rubio, *et. al.*, 2001).

Control.

Las estrategias para controlar al virus en cucurbitáceas se han basado en el uso de prácticas culturales que intentan prevenir o retardar completamente el esparcimiento de los vectores (Lecoq, Wisler y Pitrat, 1998). El tiempo de plantación y otros factores epidemiológicos podrían ser determinantes en la severidad del virus (Berdiales, *et. al.*, 1999). Ya que el control químico es inefectivo en frenar la enfermedad de CYSDV, la resistencia genética es el método más probable para controlar el virus.

Resistencia del virus.

A la fecha, solo un genotipo *Cucumis melo*, la línea "TGR1551" de Zimbawe se ha encontrado con resistencia a CYSDV (Gómez-Guillamon, *et al.*, 1995). Investigaciones indican que la resistencia en "TGR1551" es controlado por un alelo dominante situado en un locus denominado *cys* (nombrado así por cucurbit yellow stunting). *Cys* es el primer gen de resistencia relacionado a la infección transmitida por mosquita blanca a melón (López, Sánchez y Gomez, 1999; López y Gómez, 2000). La resistencia puede relacionarse a la existencia de mecanismos que inhiben el transporte vascular del patógeno, cambios en membranas celulares que impiden la difusión o transporte de partículas virales de célula a célula, o una inhibición de replicación de la partícula viral en tejidos de hospederos resistentes (López y Gómez, 2000). Se están realizando intentos de mejoramiento genético para incorporar resistencia pero en la actualidad no existen cultivares comerciales resistentes al CYSDV.

MATERIALES Y MÉTODOS

Establecimiento del cultivo.

Este trabajo se realizó el verano del año 2008 en el Campo Experimental del Departamento de Agricultura y Ganadería de la Universidad de Sonora ubicado en el kilómetro 21 de la carretera a Bahía de Kino (Figura 3).



Figura 3. Establecimiento del cultivo.

Diseño experimental.

Se usó un diseño experimental completamente al azar para 11 variedades (tratamientos), con 3 repeticiones y unidades experimentales de 9 m² (ver Figura 4). En cada metro se colocaron 3 plantas obteniendo con ello 27 plantas por unidad experimental. Se empleó un análisis de varianza con un nivel de significancia de 5 %, realizando comparaciones múltiples para encontrar diferencias entre tratamientos (Tukey-Kramer) mediante el programa estadístico JMP versión 5. Las comparaciones

entre clases comerciales se realizaron de acuerdo con la variedad

Variedades de melón.

Se evaluaron once variedades de melón (*Cucumis melo*) pertenecientes a los tipos Cantaloupe y Honey Dew, las cuales fueron proporcionadas por una empresa agrícola regional. Las variedades correspondientes al tipo Cantaloupe fueron: '4038', 'S126', 'RMLO403', 'RMLO401', 'RMLO404', 'Cabrillo', 'Impact', 'Proteo' y 'Durango'. Las variedades del tipo Honey Dew fueron Saturno y Destacado.

'Cabrillo'	'Destacado'	'4038'
'Destacado'	'Durango'	'S126'
'4038'	'Impact'	'RMLO403 Rogers'
'Impact'	'Saturno'	'Destacado'
'RMLO404 Rogers'	'Cabrillo'	'RMLO401'
'Saturno'	'4038'	'RMLO404'
'Durango'	'RMLO401 Rogers'	'Saturno'
'RMLO401 Rogers'	'RMLO404 Rogers'	'Cabrillo'
'Proteo (Citino)'	'RMLO403 Rogers'	'Impact'
'RMLO403 Rogers'	'S126'	'Proteo (Citino)'
'S126'	'Proteo (Citino)'	'Durango'

Figura 4. Distribución del diseño experimental

Trasplante.

El trasplante se realizó el 29 de agosto del 2008 utilizando plántulas de un mes de crecimiento, mismas que presentaban de tres a cinco hojas verdaderas, fueron trasplantadas en hileras a una distancia de 1.8 m entre sí, con una separación entre plantas de 0.33 m sobre las hileras. Se utilizó riego por goteo con una duración de dos horas cada tercer día y se practicaron labores culturales comunes para este tipo de cultivo.

Evaluación de incidencia de CYSDV.

El porcentaje de amarillamiento se obtuvo al contabilizar el número de hojas con síntomas y sin síntomas de amarillamiento para obtener el número total de hojas por planta o cien por ciento. Realizándose posteriormente pruebas de confirmación del virus mediante la técnica de RT-PCR (Figura 5).



Figura 5. Evaluación de incidencia del CYSDV en base a síntomas característicos

Cosecha.

El índice de cosecha para los melones del tipo Cantaloupe fue de $\frac{3}{4}$ de desprendimiento del pedúnculo, mientras que para el tipo Honey Dew, el índice de madurez considerado para su recolección se basó en la apariencia externa de los frutos como fue la presencia de un color blanco con tintes verdosos en su cáscara y que la piel se mostrara ligeramente cerosa.

Poscosecha.

Los frutos fueron trasladados inmediatamente después del corte al laboratorio, en donde fueron lavados y secados a temperatura ambiente. Tomándose una muestra de 5 melones por variedad para evaluarlos el mismo día con respecto a: calibre, contenido de

grados Brix, firmeza y producción.

Evaluación de parámetros de calidad.

Caracterización de acuerdo al calibre. El criterio utilizado en la clasificación de acuerdo al calibre fue el empleado en Sonora por los productores de melón de exportación (Figura 6). Este consiste en llenar una caja con cierto número de melones de calidad comercial del mismo tamaño y de acuerdo al número de frutos que quepan en esta, será el calibre que le corresponda. Los calibres empleados fueron 9, 12, 15, 18, 23 y 30.

Caracterización de acuerdo al peso. Cada melón fue valorado con una balanza digital con capacidad para 5 kilogramos de peso (Marca OHAUS) modelo CS 5000 Compact Scale.

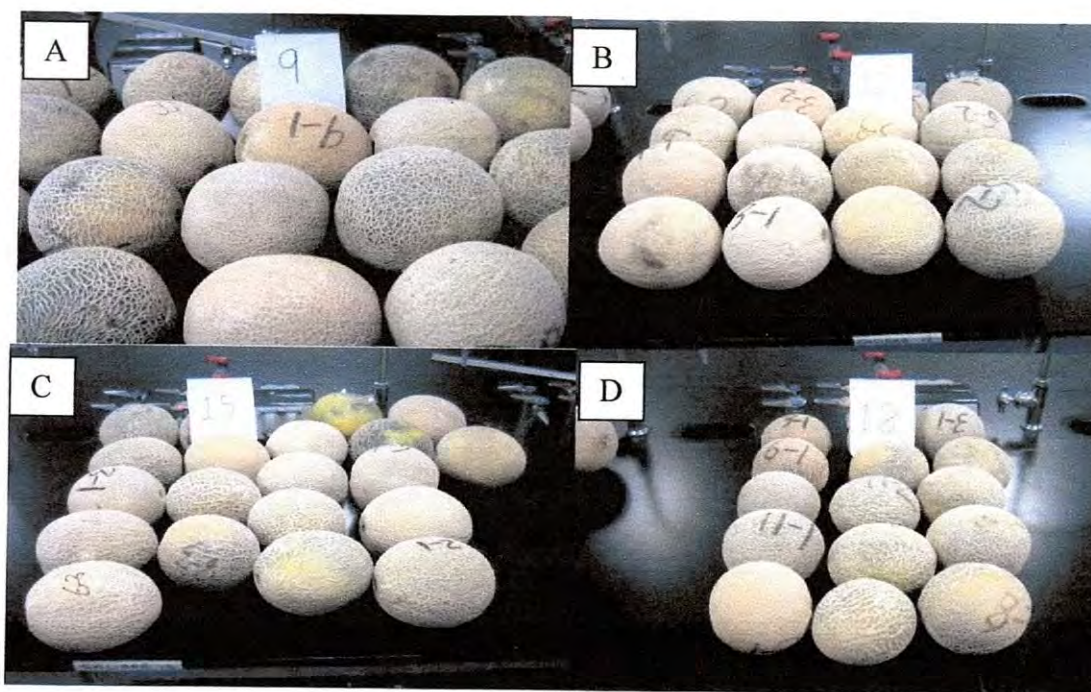


Figura 6. Evaluación de acuerdo al calibre. Imagen (A): Calibre 9, imagen (B): Calibre 12, imagen (C): Calibre 15 e imagen (D): Calibre 18.

Caracterización de acuerdo al contenido de grados Brix. Para la determinación de sólidos solubles totales expresados como °Brix, se colocó una gota del jugo de la muestra de melón en un refractómetro tipo Abbe (Marca Milton Roy Company) modelo 33.46.10, previamente calibrado con agua destilada (Figura 7).



Figura 7. Evaluación de acuerdo al contenido de grados Brix

Caracterización de acuerdo a la firmeza de la pulpa. Se determinó la firmeza de la pulpa utilizando un penetrómetro para fruta manual de punta hemisférica de 14 mm de diámetro con escala de 0 a 5 Kg, con precisión de $\pm 1\%$ (modelo FT 011) para medir la fuerza necesaria para penetrar el pericarpio del melón, habiéndose removido previamente la porción de cáscara en el área de medición, punzando una sola vez por fruto (Figura 8). Los resultados fueron expresados en Newton (N) (Bourne, 1980).



Figura 8. Evaluación de acuerdo a la firmeza de la pulpa

Producción. Para la evaluación de rendimiento, los frutos cosechados de cada parcela útil, se pesaron, y clasificaron de acuerdo al calibre. Sin incluir melones de rezaga. Los datos obtenidos se expresaron en número de cajas.

Método de detección del CYSDV.

Se recogieron de cada variedad, 5 hojas con síntomas de amarillamiento y 5 hojas sin síntomas aparentes de amarillamiento. Las hojas se colocaron en bolsas de polietileno con sellado hermético y se identificaron con el nombre de la variedad y fecha de recolección. Posteriormente se preservaron a $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ hasta el momento de ser analizadas.

Extracción de ARN total.

La extracción de ARN total se realizó bajo el método desarrollado por Chomczynski y Sacchy (1987):

- En un mortero estéril se maceraron 100 mg de tejido con nitrógeno líquido y 1000 μL de Trizol[®] hasta homogenizar la mezcla y se pasó a un tubo estéril de 1.5 mL.
- Se incubó durante 5 minutos a temperatura ambiente.
- Se agregaron 200 μL de cloroformo y se agitó vigorosamente durante 30

segundos.

- Se centrifugó a 14000 rpm en una microcentrifuga refrigerada (Microfuge[®]22R Centrifuge Beckman Coulter Microcentrifuga) por un tiempo de 10 minutos a 4 °C.
- Se transfirió la fase acuosa a un tubo nuevo y estéril.
- Se agregaron 500 µL de isopropanol.
- Se incubó durante 10 minutos a temperatura ambiente.
- Se centrifugó a 14000 rpm por un tiempo de 10 minutos a 4 °C.
- Se decantó el sobrenadante y se lavó con 500 µL de etanol al 75%.
- Se centrifugó a 5000 rpm por un tiempo de 4 minutos, a 4 °C.
- Se decantó y se dejó secar aproximadamente 3 minutos en una sanita, a temperatura ambiente.
- Se resuspendió el ARN en 50 µL de H₂O-DEPC y se almacenó a -20°C.

Verificación de la calidad de ARN mediante espectrofotometría.

La integridad y la cantidad cualitativa del ARN fueron verificadas mediante un espectrofotómetro Genesys 10uv/Thermo Transluminador UV.

- Se colocaron 990 µL de agua destilada estéril y 10 µL de ARN resuspendido.
- Se determinó la relación DO260/DO280 para evaluar la pureza de la muestra, ya que se considera que un ARN de buena calidad debe tener una pureza de entre 1.8 y 2.0 µg/µL; debido a que una relación inferior a 1.8 puede indicar la presencia de proteínas u otros elementos absorbentes de UV en la muestra.

Transcripción reversa y reacción en cadena de la polimerasa.

Para determinar la presencia de CYSDV en las muestras, después de la extracción del ARN total se realizó la transcripción reversa para formar ADN complementario (cADN). Se realizó la RT-PCR bajo la metodología siguiente:

- Se colocaron 5 µL de ARN de la muestra en tubos de microcentrifuga de 200 µL y se incubaron en un termociclador Eppendorf (Mastercycler eppgradients S), a una temperatura de 65 °C durante 5 minutos.

- Posteriormente se pusieron en hielo por 5 minutos, mientras se preparó la mezcla de reacción para RT-PCR como se indica en la Tabla 1.

Tabla 1. Reactivos utilizados en la reacción de RT-PCR.

Reactivos	Cantidad
Agua MQ	10.0 μL
Solución amortiguadora RT 5X	4.0 μL
DNTPs 10 mM	0.5 μL
Iniciador 1 10 pmoles/ μL	2.0 μL
DTT10X	2.0 μL
RNasa sin 20 U/ μL	1.0 μL
Reversa transcriptasa 200U/ μL	0.5 μL
ARN de la muestra	5.0 μL
Volumen total	25.0 μL

- Se colocaron en el termociclador para sintetizar cADN bajo las siguientes condiciones: 42 °C por 45 minutos, 94 °C 5 minutos.
- Se sacaron los tubos y se colocaron en hielo, se preparó la mezcla de reacción para PCR como se indica en la Tabla 2.

Tabla 2. Reactivos utilizados en la reacción de PCR.

Reactivo	Cantidad
H ₂ O MQ	11.5 μL
solución amortiguadora 10X	2.5 μL
MgCl ₂ 50 Mm	1.0 μL
dNTP's 10 Mm	0.5 μL
Iniciador 1 10 pmol/ μL	2.0 μL
Iniciador 2 10 pmol/ μL	2.0 μL
taq Polimerasa 5 U/ μL	0.5 μL
cADN de la muestra	5.0 μL
Total	25 μL

- Los iniciadores utilizados fueron el HSP70: 410L 5' TTG GGC ATG TGA CAT 3'y 410U: 5'AGA GAC GGT AAG TAT 3' (Célix, *et al.* 1996).
- Se colocaron los tubos en el termociclador, previamente programado de acuerdo a las condiciones de temperatura indicadas en la Tabla 3.

Tabla 3. Programa de temperaturas de la reacción de PCR.

Condiciones de temperatura	Tiempo	Ciclos
Desnaturalización inicial 94°C	5 min	1
Desnaturalización 94°C	1 min	35
Alineamiento 55°C	1 min	35
Extensión 72°C	1 min	35
Extensión final 72°C	10 min	1
Temperatura final 6°C	∞	

- Finalizado el programa del termociclador se retiraron los tubos y se almacenaron a -20 °C hasta que se efectuó la electroforesis.

Electroforesis.

Finalmente se realizó la electroforesis (cámara electroforética Accesolab) bajo la metodología siguiente:

- Se disolvió agarosa a una concentración de 1.2 % en solución amortiguadora SB 1X (10 mM NaOH, pH 8.5 ajustado con ácido bórico), y se calentó en un horno de microondas hasta su completa disolución.
- Se dejó enfriar hasta una temperatura aproximada de 50 °C y se vació en un molde dentro de la cámara de electroforesis para realizar el gel de agarosa.
- Cuando se polimerizó el gel se añadió a la cámara de electroforesis solución amortiguadora SB 1X hasta que cubrió completamente el gel.
- Se mezclaron 12 µL de ADN de la muestra, producto de la RT-PCR con 0.3 µL de solución amortiguadora de carga naranja G (2.5 mg/µL colorante naranja G, 5 mM EDTA y 30% glicerol).
- Se cargó la muestra (mezcla) dentro de los pozos del gel de agarosa, también en otro pozo se cargaron 3 µL de un marcador de peso molecular de referencia de 100 pares de bases.
- Se realizó la electroforesis a 180 voltios por un tiempo de 45 minutos.
- Terminada la electroforesis se pasó el gel a un recipiente con bromuro de etidio a una concentración de 5 µg/L durante un tiempo de 10 minutos.
- Finalmente se pasó el gel al transluminador con luz ultravioleta y se fotodocumentó el fragmento amplificado.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La detección del CYSDV se realizó a los 60 días, es decir, el 1 de octubre del 2008, ya que aparecieron los primeros síntomas en las hojas. En general, las hojas de melón mostraron desde el inicio la aparición de los síntomas comunes del CYSDV (Figura 9), como puntos cloróticos en las hojas cercanos a las nervaduras que posteriormente dieron lugar a un amarillamiento entre las nervaduras, manchas verdes en las hojas más viejas mostrándose muchas de ellas quebradizas. Seguido por amarillamiento completo de la hoja exceptuando las nervaduras. Sin embargo, no se observó enanismo en ninguna de las variedades.

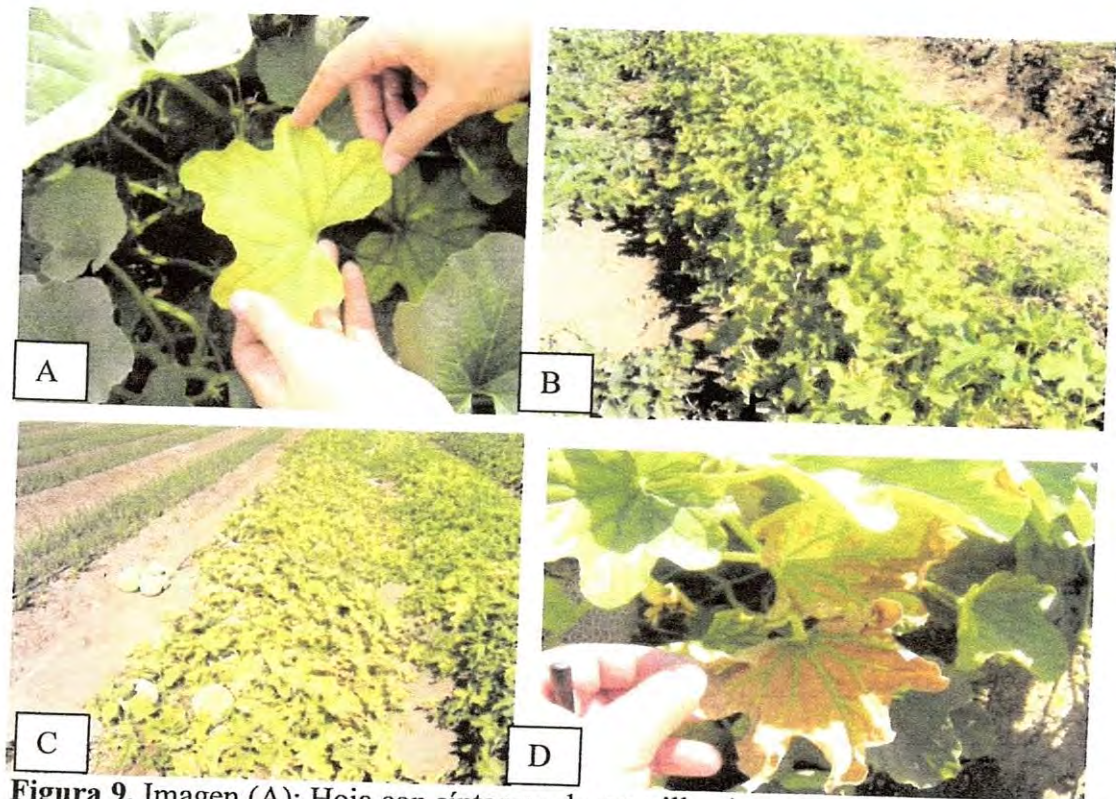


Figura 9. Imagen (A): Hoja con síntomas de amarillamiento entre venas, imagen (B): Inicio de amarillamiento en campo, imagen (C): Amarillamiento en campo en etapa final, imagen (D): Hojas viejas con síntomas de amarillamiento.

En condiciones controladas de inoculación del virus, en un estudio realizado sobre

resistencia al CYSDV en melón por López y Gomez (2000), los síntomas de amarillamiento se desarrollaron 40 días después de la inoculación en la línea TGR-1937 causando un 20% de amarillamiento, mientras que en la línea TGR-1920 los síntomas fueron desarrollados 45 días después de la inoculación causando un 60% de amarillamiento.

La comprobación mediante RT-PCR de la infección del CYSDV, se realizó el 11 de febrero del 2009, es decir, 3 meses después de cosechados los frutos, tiempo en el cual las muestras de hojas se mantuvieron a -20 °C. De las muestras de hoja de melón, solo 3 fueron analizadas por RT-PCR: ‘RMLO404’, ‘Durango’ y ‘Saturno’, consideradas con presencia del virus Alta (3), Media (2) y Baja (1) respectivamente (Figura 10). Seleccionando en cada caso, muestras con mayor y menor presencia de síntomas de amarillamiento identificándolas como “I” infectadas y “N” aparentemente no infectadas por el virus.



Figura 10. Gel de agarosa de los productos amplificados mediante RT-PCR obtenidos a partir de ARNs totales de CYSDV en hojas de melón. M=marcador molecular 100 pb (Invitrogen), líneas del 1N-3N hojas de melón aparentemente no infectadas o con escasos síntomas, líneas del 1I-3I hojas de melón positivas al virus, (-) = control negativo y (+) = control positivo.

La comprobación mediante RT-PCR demostró la presencia de CYSDV en las 3 variedades analizadas consideradas como infectadas. Mientras que de las muestras aparentemente no infectadas correspondientes a estas mismas variedades, solo resultó

positiva al CYSDV la muestra 3N, correspondiente a 'Saturno'.

Es posible que la no detección de la infección causada por el CYSDV pudiera deberse a la baja incidencia presentada por el virus.

Sin embargo, no es posible asegurar que el virus no se encuentre presente en las variedades aparentemente no infectadas. Ya que de acuerdo con un estudio realizado por Berdiales *et al.*, (1999) sobre la ocurrencia del CYSDV y el BPYV en cultivos de cucurbitáceas en España, y su transmisión través de los dos biotipos de *Bemisia tabaci*, se encontró que hojas de melón con alta presencia de amarillamiento dieron negativa la prueba de detección con dos pares de oligonucleótidos (410U y 410L), no así al realizar una prueba diagnóstica con un par adicional de primers específicos de CYSDV, con sede en una región del genoma CYSDV correspondiente al gen p59.

Por otra parte, en un estudio realizado por Rodrigo (2002) en muestras con síntomas de mosaico (55% muestras totales) se detectaron infecciones producidas por virus transmitidos por pulgones en el 81% de ellas, no detectándose infecciones producidas por los virus causantes del amarillamiento de las cucurbitáceas CYSDV, BPYV, BYV, BWYV o CaBYV. En muestras con amarillamiento, que tampoco están infectadas con los virus anteriores, esta sintomatología solo se pudo asociar directamente a las infecciones triples producidas por CMV, WMV-2y ZYMV (Esteve y Nuez, 1991; Arteaga, *et. al.*, 1998).

Respecto a las demás variedades, el diagnóstico de la enfermedad fue realizado únicamente por observación de síntomas y evaluación de parámetros comerciales debido a que no fue posible la confirmación del virus por RT-PCR en todas las muestras.

Porcentaje de incidencia del CYSDV en cultivos de melón Cantaloupe y Honey Dew.

La mayoría de las enfermedades que ocasionan los virus inducen varios grados de clorosis. La fotosíntesis de la planta infectada disminuye de manera notable y en las

etapas avanzadas de ellas, la tasa fotosintética no es mayor a una cuarta parte de la velocidad normal de la fotosíntesis. En algunas enfermedades virales es común la acumulación de almidón en las hojas de la planta como es el caso de enrollamientos de la hoja y los amarillamientos.

Los síntomas se detectaron 45 días después del trasplante. Obteniendo un promedio general de 125 hojas por planta.

En Cantaloupe, todas las clases comerciales fueron susceptibles al virus al mostrar los síntomas de amarillamiento típicos inducidos por el CYSDV.

De acuerdo con la Tabla 4, las variedades que desarrollaron menores síntomas de la enfermedad fueron 'Proteo' (15.33%), '4038' (17.66%) e 'Impact' (21%). Las cuales difirieron significativamente ($p \leq 0.05$) de 'Cabrillo' (93.33%), 'RMLO404' (91%) y 'RMLO401' (80.33%) cuyas plantas presentaron incidencias cercanas al 100 %.

Tabla 4. Porcentaje de incidencia de CYSDV en variedades del tipo Cantaloupe.

Variedad	Porcentaje de incidencia
'Cabrillo'	93.33 a
'RMLO404'	91.00 a
'RMLO401'	80.33 a
'RMLO403'	68.66 ab
'S126'	53.00 ab
'Durango'	50.33 ab
'Impact'	21.00 b
'4038'	17.66 b
'Proteo'	15.33 b

Tabla 5. Porcentaje de incidencia de CYSDV en variedades del tipo Honey Dew.

Variedad	Porcentaje de incidencia
'Destacado'	44.33 a
'Saturno'	29.33 b

Para que un virus infecte a una planta, primero debe pasar de una célula a otra y propagarse en la mayoría (si no es que en todas) de las células en las que se mueve. De acuerdo con lo anterior, es posible que las clases comerciales con menor incidencia,

hayan restringido el movimiento del virus en el sistema vascular o bien, hayan inducido una respuesta que impidió la acumulación del virus (Agrios, 2005).

Respecto a Honey Dew (Tabla 5), ambas variedades fueron susceptibles al CYSDV. 'Saturno' (29.33%) sin embargo, fue significativamente diferente a Destacado (44.33%), al mostrar menor porcentaje de incidencia al CYSDV. Siendo confirmada su presencia en hojas con y sin síntomas.

En un estudio realizado por Eid, *et al.*, (2006) sobre tolerancia a CYSDV en pepino, definen la resistencia a virus como una reducción en los síntomas asociados con concentraciones reducidas de virus. Mientras que tolerancia, como una reducción de síntomas con una reducción leve o no en la concentración del virus. De acuerdo con este planteamiento y con los resultados obtenidos en la prueba de confirmación del virus, es posible que Saturno sea una variedad tolerante al CYSDV.

Conforme a un estudio realizado sobre el mecanismo de tolerancia o resistencia al CYSDV en plantas de melón, Marco, *et al.*, (2003) señalan que algunas de las plantas de melón analizadas durante su estudio, mostraron resistencia parcial a CYSDV, debida posiblemente a la restricción del movimiento del virus en el sistema vascular de la planta por la presencia de barreras preexistentes y/o una respuesta inducida de la planta que impidió los altos niveles de acumulación de virus.

La mayoría de los virus son capaces de inducir en las plantas a las que infectan una respuesta de silenciamiento génico, que sirve en la planta huésped como mecanismo natural de defensa frente al virus. A la vez, muchos virus son capaces de contraatacar produciendo proteínas que interfieren con el mecanismo de silenciamiento génico.

El balance entre la inducción de la defensa antiviral de la planta, basada en silenciamiento génico, y la supresión de esta defensa por parte de los virus, es probablemente uno de los factores que determinan el curso de una infección viral (Barajas, 2005).

Efecto del CYSDV en la producción de melón Cantaloupe y Honey Dew.

La cosecha de melón se inició a los 66 días después del trasplante en cuatro fechas de corte (3, 8, 11 y 13 de noviembre), iniciando con 'RMLO403', 'RMLO404', 'Impact' y 'RMLO401'. Siendo estas las variedades más precoces. Las variedades Honey Dew, se cosecharon dos semanas después.

En Cantaloupe, solo la clase comercial 'RMLO404' (Tabla 6) mostró mejor adaptabilidad al medio por su precocidad, alta incidencia y elevada producción de frutos en todos los calibres al obtener 2913 cajas totales. Sin embargo, respecto a precocidad, los resultados derivados de este trabajo difieren de los obtenidos por Borrego, *et. al.*, (2001) quien menciona que genotipos precoces y con muchos frutos, rinden menos en toneladas por hectárea y peso promedio de frutos.

Tabla 6. Producción de frutos en cajas por hectárea en variedades del tipo Cantaloupe.

Variedad	Porcentaje de incidencia	Cajas de acuerdo al calibre						Cajas totales
		9	12	15	18	23	30	
'Proteo'	15.33 b	741	247	99	41	16		1144
'4038'	17.66 b	864	525	99	144	48		1680
'Impact'	21.00 b	535	278	25	144	32		1014
'S126'	53.00 ab	946	525	123	62	55		1711
'Durango'	50.33 ab	617	432	99	170	64		1382
'RMLO404'	91.00 a	1152	741	617	226	177		2913
'Cabrillo'	93.33 a	247	525	222	41	28		1063
'RMLO403'	68.66 ab	617	586	148	165	113	25	1654
'RMLO401'	80.33 a	782	586	148	62	48	12	1638

Una explicación a este comportamiento puede deberse a que variedades susceptibles en las que los mecanismos de defensa no pueden activarse con rapidez ante el ataque de algún patógeno en particular, la respiración aumenta lentamente después de haberse producido la infección, pero continúa aumentando y se mantiene a un alto nivel durante mucho tiempo, estimulándose con ello el desarrollo prematuro de los frutos.

Sin embargo, el resto de variedades precoces no presentó este comportamiento, particularmente Impact, que aún presentando baja incidencia su producción fue mínima. Debido posiblemente a causas genéticas.

La variedad más susceptible al virus fue Cabrillo, por su alta incidencia y baja producción de cajas totales. Lo cual coincide con Kol *et al.*, (2007), acerca de que la ocurrencia de virus y enfermedades virales pueden limitar la producción de melón.

De acuerdo con Brown *et al.*, (2007), en un estudio realizado en cucurbitáceas en el sur de Arizona y Sonora, observaron que algunos de estos cultivares mostraron pérdidas importantes del 30 al 80% en el rendimiento por la presencia del CYSDV.

Las variedades que presentaron producción de cajas totales por encima de la media (1600 cajas totales) fueron 'RMLO404', '4038', 'S126', 'RMLO403' y 'RMLO401'. En su mayoría, con alta incidencia, excepto '4038'.

De acuerdo con lo anterior, es posible que el virus tuviera efecto solo en 'RMLO404' y 'Cabrillo', no así en el resto de las variedades cuyo comportamiento fue irregular en este parámetro.

En relación a los calibres, en general, todas las variedades presentaron mayor producción de cajas en los calibres más bajos o de frutos más grandes. Obteniendo en algunas de ellas, mayor producción en el calibre 18 que en el calibre 15.

Las únicas variedades en producir cajas para todos los calibres fueron 'RMLO403' y 'RMLO401'. Ambas con una producción superior a la media y con una diferencia entre ambas de 16 cajas.

En lo que respecta a Honey Dew (Tabla 7), es posible que incidencia tuviera efecto en la producción de frutos, ya que la variedad con menor incidencia fue la más productiva. Como fue el caso de Saturno, al obtener 3901 cajas totales respecto de 3264 por parte de Destacado. Lo que explica que la producción se haya concentrado en los calibres 9, 12 y 15.

Tabla 7. Producción de frutos en cajas por hectárea en variedades del tipo HoneyDew.

Variedad	Porcentaje de incidencia	Cajas de acuerdo al calibre					Cajas totales
		9	12	15	18	23	
'Destacado'	44.33 a	1481	1018	765			3264
'Saturno'	29.33 b	1728	1235	938			3901

Al igual que en Cabrillo, es posible que en Honey Dew la incidencia del virus afectara la producción de frutos.

Efecto del CYSDV en el peso de melón Cantaloupe y Honey Dew.

Las enfermedades virales de las plantas no se deben primordialmente al agotamiento de los nutrientes que el virus ha utilizado para autoduplicarse, si no a otras consecuencias más indirectas de la acción del virus sobre el metabolismo de su hospedante. Estas consecuencias se deben quizá a la síntesis inducida por el virus, de nuevas proteínas por parte del hospedante, algunas de las cuales son sustancias biológicamente activas (hormonas, enzimas y toxinas) que obstaculizan el metabolismo normal del hospedante (Agrios, 2005)

Algunos de los síntomas transmitidos por el CYSDV se manifiestan en que el peso y número de frutos son seriamente reducidos, y la calidad se ve afectada por esta enfermedad con una reducción del 30 al 40% en el rendimiento, tal como lo cita Brown *et al.*, (2007).

Las variedades del tipo Cantaloupe no presentaron diferencia significativa en peso de fruto (Tablas 8). Sin embargo, no debe descartarse un posible efecto del virus en el metabolismo de la planta, ya que el peso obtenido en las variedades evaluadas superó al reportado en la literatura para variedades de este tipo. De acuerdo con Staub *et al.*, (2000) el peso de frutos promedio para melones tipo Cantaloupe varía de 0.8 a 1.2 Kg en relación a un mínimo de 1.3 Kg y un máximo de 1.7 Kg obtenido por este estudio.

En variedades del tipo Honey Dew no se presentó diferencia significativa (Tabla 9) en el peso de frutos encontrándose a ambas variedades dentro del rango establecido por Staub *et al.*, (2000), que oscila entre 1.5 y 2.5 Kg de peso.

Tabla 8. Peso de frutos en cajas por hectárea en variedades del tipo Cantaloupe.

Variedad	Porcentaje de incidencia	Peso de fruto (g)
'Cabrillo'	93.33 a	1468.400 a
'RMLO404'	91.00 a	1408.800 a
'RMLO401'	80.33 a	1595.600 a
'RMLO403'	68.66 ab	1399.600 a
'S126'	53.00 ab	1352.800 a
'Durango'	50.33 ab	1642.800 a
'Impact'	21.00 b	1622.800 a
'4038'	17.66 b	1612.800 a
'Proteo'	15.33 b	1752.600 a

Tabla 9. Peso de frutos en cajas por hectárea en variedades del tipo Honey Dew.

Variedad	Porcentaje de incidencia	Peso de fruto (g)
'Destacado'	44.33 a	2372.400 a
'Saturno'	29.33 b	1859.200 a

Efecto del CYSDV en los Grados Brix de melón Cantaloupe y Honey Dew

Entre los daños directos que caracterizan a las mosquitas blancas es la succión de nutrientes que el virus utiliza para replicarse, por parte de las ninfas y los adultos, principalmente aminoácidos y azúcares de transporte, a la planta a través de su aparato bucal. Esta actividad ocasiona el amarillamiento de la planta hospedera, la cual detiene su crecimiento e incluso puede llegar a morir cuando la población del insecto es muy alta (Butler, 1982; Pacheco, 1985).

Por otra parte, la presencia del CYSDV ocasiona que la calidad del fruto se vea afectada severamente lo que se traduce en pérdidas económicas en el rendimiento, tamaño del fruto y en el contenido de azúcar, los cuales son reducidos haciendo la fruta inaceptable para su comercialización (Sinclair y Grosby, 2002).

Es posible que la presencia del CYSDV afectara el contenido de grados Brix de las variedades del tipo Cantaloupe (Tabla 10). Ya que en general, las clases comerciales con menor contenido de grados Brix desarrollaron mayor enfermedad. Lo anterior, lo confirma el hecho de que estas mismas clases comerciales presentaron un contenido de grados Brix inferior al establecido por la literatura (10-17 °Brix).

En especial, RMLO401, que presentó alta incidencia y el más bajo contenido de grados Brix (8.2 °Brix). De acuerdo con Salitin y Wolf (2000) una menor cantidad de sólidos solubles (°Brix) se asocia a la presencia del CYSDV y del virus del mosaico del pepino (CMV).

De acuerdo con Agrios (2005), los virus hacen que disminuya la fotosíntesis al reducir el nivel de clorofila por hoja, y en consecuencia la síntesis de sus productos, como es el caso de la glucosa.

En cuanto a Honey Dew (Tabla 11), es posible que el virus no afectara el contenido de grados Brix, ya que no se observaron diferencias significativas en grados entre las variedades, aún cuando entre ellas hubo diferencia significativa en porcentaje de incidencia. Encontrándose a ambas, dentro del rango establecido en este parámetro para melones de este tipo (11-15 °Brix).

Tabla 10. Grados Brix en variedades del tipo Cantaloupe.

Variedad	Porcentaje de incidencia	Grados Brix
'Proteo'	15.33 b	11.7 a
'4038'	17.66 b	10.6 ab
'Impact'	21.00 b	10.3 ab
'S126'	53.00 ab	9.5 ab
'Durango'	50.33 ab	9.3 ab
'RMLO404'	91.00 a	9.2 ab
'Cabrillo'	93.33 a	9.1 ab
'RMLO403'	68.66 ab	9.0 ab
'RMLO401'	80.33 a	8.2 b

Tabla 11. Grados Brix en variedades del tipo Honey Dew.

Variedad	Porcentaje de incidencia	Grados Brix
'Destacado'	44.33 a	11.2 a
'Saturno'	29.33 b	13.3 a

Efecto del CYSDV en Firmeza de melón Cantaloupe y Honey Dew.

Es probable que en Cantaloupe, exista correlación entre incidencia y firmeza de pulpa. Ya que en su mayoría, los frutos de clases comerciales con alta incidencia

presentaron alta firmeza y viceversa.

Esto puede explicarse debido a que la pared celular juega un papel decisivo en el sistema de defensa de la planta, ya que cuando un virus la ataca, la pared celular de la planta constituye la primera barrera física no solo para virus, sino también para bacterias y hongos. La resistencia que induce la planta frente al virus se basa en un aumento de las concentraciones de lignina en la pared celular.

El efecto del virus sobre firmeza de pulpa se hace aún más notable, ya que en general los valores obtenidos en este parámetro estuvieron por debajo de la media establecida para melón Cantaloupe (62-190 N).

En Honey Dew (Tabla 13), la presencia del virus tuvo efecto en la firmeza de pulpa, ya que la variedad con menor incidencia al virus presentó mayor firmeza de pulpa. Sin embargo, la firmeza obtenida en ambas variedades por esta evaluación corresponde al rango esperado para variedades de este tipo (16-70 N).

Tabla 12. Firmeza de pulpa en variedades del tipo Cantaloupe.

Variedad	Porcentaje de incidencia	Firmeza de la pulpa (N)
'Durango'	50.33 ab	42.090 a
'Cabrillo'	93.33 a	40.855 a
'RMLO404'	91.00 a	30.616 ab
'RMLO403'	68.66 ab	28.243 abc
'RMLO401'	80.33 a	27.969 abc
'Impact'	21.00 b	24.517 bc
'S126'	53.00 ab	23.536 bc
'4038'	17.66 b	19.182 bc
'Proteo'	15.33 b	16.377 c

Tabla 13. Firmeza de pulpa en variedades del tipo Honey Dew

Variedad	Porcentaje de incidencia	Firmeza de la pulpa (N)
'Saturno'	29.33 b	45.111 a
'Destacado'	44.33 a	29.420 b

CONCLUSIONES

En general todas las variedades fueron susceptibles al virus y mostraron los síntomas de amarillamiento típicos inducidos por el CYSDV.

En Cantaloupe las clases comerciales con menor incidencia fueron 'Proteo', '4038' e 'Impact'. Este comportamiento fue debido posiblemente a una respuesta de restricción de la planta sobre el movimiento del virus en el sistema vascular que impidió su acumulación en las clases comerciales con menor desarrollo de la enfermedad.

Las clases comerciales con mayor incidencia o susceptibilidad al virus desarrollaron una incidencia cercana al 100%. Lo que significa que el virus tuvo que pasar de una célula a otra y propagarse en la mayoría de ellas para causar enfermedad.

La incidencia al CYSDV no tuvo efecto en producción de frutos, con excepción de las clases comerciales 'RMLO404' y 'Cabrillo'. Ya que en el caso de 'RMLO404' además de haber presentado alta incidencia al virus, presentó alta precocidad de frutos. Fenómeno que se manifiesta comúnmente en variedades susceptibles a virus, en el cual los mecanismos de defensa de la planta no pueden activarse con rapidez ante al ataque de algún patógeno, provocando que la planta aumente la respiración estimulando con ello el desarrollo de frutos.

En relación al peso de fruto, es posible que el virus afectara en este parámetro, como parte del descontrol que inducen en las sustancias reguladoras de crecimiento de la planta. Ya que aunque no hubo variación en peso entre las distintas clases comerciales, todas ellas mostraron valores superiores al establecido para variedades de este tipo.

En cuanto al contenido de grados Brix, se observó una relación directa entre incidencia y dicho parámetro, ya que los frutos más dulces desarrollaron menor enfermedad en sus plantas. Esto puede explicarse ya que los virus disminuyen la

fotosíntesis al reducir el nivel de clorofila por hoja y en consecuencia, reducen también la producción de carbohidratos.

La presencia del CYSDV tuvo efecto en la firmeza de frutos, ya que frutos con alta incidencia presentaron en su mayoría, mayor firmeza de pulpa que aquellos en los cuales fue la incidencia fue menor. Ya que como se ha mencionado, la presencia del virus obstaculiza el metabolismo normal de la planta, lo que origina que la planta responda, en este caso a nivel de pared celular mediante la producción de lignina. Si embargo, en general todas las clases comerciales presentaron baja firmeza respecto a lo reportado bibliográficamente. Lo que confirma aún más la presencia del virus.

En las variedades del tipo Honey Dew, la incidencia al CYSDV fue menor en Saturno, lo que se tradujo en una mayor producción, alto contenido de grados Brix y mayor firmeza de pulpa.

Por lo anterior, puede decirse que en Honey Dew la clase comercial que mejor se adaptó a las condiciones del medio fue 'Saturno', mientras que en Cantaloupe, 'RMLO404' fue más tolerante al CYSDV al presentar alta incidencia, precocidad de frutos y elevada producción de cajas totales. Sin embargo, es necesario continuar en la lucha por encontrar variedades resistentes que se adapten a la región y que reúnan además las características comerciales deseadas por los consumidores.

LITERATURA CITADA

- Abou-Jawdah, Y.; H. Sobh; A. Fayad; H. Lecoq; B. Delecolle and , J. Trad-Ferre. 2000. *Cucurbit Yellow Stunting Disorder Virus-A new threat to cucurbits in Lebanon*. J. Plant Pathol. 82 (1): 55-60.
- Abou-Jawdah, Y.; S. G. Eid; H. S. Atamian and, M. Havey, 2008. Assessing the Movement of Cucurbit Yellow Stunting Disorder Virus in susceptible and tolerant cucumber germoplasms using serological and nucleic acid-based Methods. J. Phytopathol. 156 (7-8): 438- 445.
- Agrios, G. N. 2005. Plant Pathology. 5th ed. Elsevier Academic Press. Florida. p 733.
- Barajas, R. D. 2005. Estudio del mecanismo de resistencia transgenica a virus en plantas portadoras del gen HC-PRO del virus de la Shakra (PPV). Tesis Doctoral. Madrid, 2005. p 14.
- Berdiales, B.; J. J. Bernal, E. Saez; B. Woudt; F. Beitia; E. Rodríguez. 1999. Occurrence of *Cucurbit Yellow Stunting Disorder Virus* (CYSDV) and *Beet Pseudo-Yellow Virus* in cucurbit crops in Spain and transmission of CYSDV by two biotypes of *Bemisia tabaci*. Eur. J. Plant Pathol. 105 (2): 211-215.
- Borrego, F.; A. López.; J. M. Fernández; M. Murillo; S. A. Rodríguez; A. Reyes y J. M. Martínez, 2001. Evaluación agronómica de melón (*Cucumis melo* L.) bajo condiciones de campo. Universidad de Costa Rica. Agronomía Mesoamericana. 12(1): 57-63.
- Brown, J. K.; D. R. Frohlinch, and, R.C. Rosell. 1995. The sweetpotato or silverleaf whiteflies: Biotypes of *Bemisia tabaci* or a species complex?. Annu. Rev. Entomol. 40:511-34.
- Brown, J. K.; J. C. Guerrero; M. Matheron; M. Olsen and, A. M. Idris. 2007. Widespread Outbreak of *Cucurbit Yellow Stunting Disorder Virus* in Melón, Squash, and Watermelon Crops in the Sonoran Desert of Arizona and Sonora, Mexico. Plant Dis. 91 (6): 773.
- Brunt, A. A.; K. Crabtree; M. J. Dallwitz; A. J. Gibbs; L. Watson. 1996. Viruses of Plants. Descriptions and Lists from the VIDEO Database. CAB International. Pp.1484

- Butler, G. D.; T. J. Henneberry and, T. E. Clayton. 1995. *Bemisia tabaci* (Aleyrodidae): development, oviposition, and longevity in relation to temperature. *Annals of the Entomol. Society of America*. 76(12): 310-314.
- Byrne, D. N. and, T. S. Bellows. 1991. Whitefly biology. *Ann. Rev. Entomol.* 36:431-457.
- Celix, A.; A. López-Sesé; N. Almarza; M. L. Gómez-Guillamón and, E. Rodríguez-Cerezo. 1996. Characterization of *Cucurbit Yellowing Stunting Disorder Virus*, a *Bemisia tabaci*-transmitted closterovirus. *Phytopathology*. 86 (12): 1370-1376.
- Chomczynski, P. and Sacchi, N. 1987. *Analytical Biochemistry*. "Single step method of RNA isolation by acid guanidinium thiocyanate-phenol-chloroform extraction. p 162, 156.
- Cohen, S. and, R. Ben-Joseph. 2000. The dynamics of viruses affecting cucurbits in Israel: 40 years since 1960. *Acta Hort.* 510:321-325.
- De Barro, P. J. 2001. Whitefly biology-some insights and comparisons. *European Whitefly Symposium, Ragusa, Italia*. p 33.
- Desbiez, C.; H. Lecoq; S. Aboulama and, M. Peterschmitt. 2000. First report of *Cucurbit Yellow Stunting Disorder Virus* in Morocco. *Plant Dis.* 84(5): 596.
- Duffus, J. E. 1995. Whitefly transmitted yellowing viruses of cucurbitaceae. *In: G.E. Lester and J.R Dunlop (eds.) Cucurbitaceae '94: Evaluation and Enhancement of cucurbit germplasm*. Ed. Gateway Printing. Edinburg, TX. pp 12-16.
- Eid, S., Y. Abou-Jawdah; C. El-Mohtar; H. Sobh and, M. Havey. 2006. Tolerance in cucumber to *Cucurbit yellow stunting disorder virus*. *Plant Dis.* 90:645-649.
- Espinoza, A. J. J. 1990. Situación del cultivo de melón en la Comarca Lagunera: Aspectos técnicos y socioeconómicos. En: 1er. Día del Melonero. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias, Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. México. pp 23-35.
- Esteva, J. y F. Nuez. 1991. Enfermedades causadas por virus en el cultivo del melón. *ITEA*. 87:111-125.

- F.A.O. 2002. Food and Agriculture Organization of the United Nations. <http://apps.fao.org/page/collections?subset=agriculture>
- Faria, M. and Wraight, S. P. 2001. Biological control of *Bemisia tabaci* with fungi. *Crop Prot.* 20(9): 767-778.
- Gennadius, P. 1889. Disease of the tobacco plantations in the Trikonía. The aleurodid of tobacco. *Ellenike Ga.* 5:1.
- Gerling, D.; O. Alomar and, J. Arno. 2001. Biological control of *Bemisia tabaci* using predators and parasitoids. *Crop Prot.* 20(9):779-799.
- Gill, R. J. 1990. The morphology of whiteflies. In: Gerling, D. (Ed.), Whiteflies: their bionomics, pest status and management. Intercept Ltd. Andover, Hants, Reino Unido. 13-46 p.
- Gola, G.; G. Negri. y C. Cappelletti. 1966. Tratado de botánica. Ed. Revolucionaria. La Habana. p 1160.
- Gómez-G, M. L.; J.A. Tores; C. Soria, y A. I. Sese. 1995. Screening for resistances to *Sphaerotheca fuliginea* and to two yellowing diseases in *Cucumis melo* and relates *Cucumis* species. In: G.E. Lester and J.R. Dunlop (eds.) Cucurbitaceae '94: Evaluation and Enhancement of Cucurbit Germoplasm. Ed. Gateway Printing. Edinburg, TX. pp 205-208.
- Hammer, K., P. Hanelt and, P. Perrino. 1986: *Carosello* and the taxonomy of *Cucumis melo* L. especially of its vegetable races. *Kulturpflanzen.* 34: 249-259.
- Hassan, A. A.; and, J. E. Duffus. 1991. A review of a yellowing and stunting disorder of cucurbits in the United Arab Emirates. *Emir. J. Agric. Sci.* 2:1-16.
- Hernández, R. F. 1972. Estudios sobre la mosquita blanca, *Trialeurodes vaporariorum* (West), en el estado de Morelos. In: *Agric. Téc. México.* 3:165-172.
- Hilje, L.; H. S. Costa and, and, P. A. Stansly. 2001. Cultural practices for managing: *Bemisia tabaci* and associated viral diseases. *Crop. Prot.* 20(12):801-812.
- Kao, J.; L Jia; T. Tian; L. Rubio and, B. W. Falk. 2000. First report of *Cucurbit Yellow Stunting Disorder Virus* (Genus *Crinivirus*) in North America. *Plant Dis.* 84 (1): 101.

- Kerje, T. and, M. Grum. 2000. The origin of melon, *Cucumis melo*: a review o the literature. *Acta Hort.* 510:37-44.
- Kirkbride, J. H. 1993. Biosystematic monograph of the genus *Cucumis* (Cucurbitaceae): botanical identification of cucumbers and melons. Ed. Parkway Publ. Boone, N.C. pp 159.
- Kol, S., Y. Lee; M. Chol; J. Park; H. Choi., G. Lim and, K. Kim. 2007. The Incidence of Virus Diseases on Melon in Jeonnam Province during 2000-2002. *Plant Pathol. J.* 23(3) : 215-218
- Lecoq, H., G.; Wisler and, M. Pitrat. 1998. Cucurbit viruses: The classics and the emerging. *In*: J.D. McCreight (ed.). *Cucurbitaceae '98: Evaluation and enhancement of cucurbit germplasm.* ASHS Press, Alexandria, Va. p126-142.
- Livieratos, I. C.; A. D. Avgelis and, R. S. Coutts. 1999. Molecular characterization of the Cucurbit Yellow Stunting Disorder Virus coat protein gene, *Phytopathol.* 89 (11): 1050-1055.
- López-Sesé, A. I.; M. L. Gómez-Guillamón and, J. R. Díaz-Ruíz. 1994. Appearance of a possible new melon yellowing disease in Spain. *Cucurbit Genetics Coop. Rept.* 17 (19):72-73.
- López-Sesé, A. I.; F. Sánchez and M. L. Gómez-Guillamón. 1999. Evaluation of melon F1 hybrids resistant to cucurbit yellowing stunting disorder virus (CYSDV). *Acta Hort.* 492:341-348.
- López-Sesé, A. I. and, M. L. Gómez-Guillamón. 2000. Resistance to *Cucurbit Yellow Stunting Disorder Virus* (CYSDV) in *Cucumis melo* L. *HortScience* 35 (1):110-113.
- Louro, D.; M. Vicente; A. M. Vaira; G. P. Accotto and, G. Nolasco. 2000. Cucurbit Yellow Stunting Disorder Virus (genus *Crinivirus*) associated with the yellowing disease of cucurbit crops in Portugal. *Plant Dis.* 84 (10): 1156.
- Arteaga, M. L.; J. M. Alvarez; A. Prados; J. J. Bernal; F. García; F. Laviña; A. Batle; E. Moriones. 1998. Occurrence, distribution and relative incidence of mosaic viruses infecting field-grow melon in Spain. *Plant disease.* 82:979-982.

- Manzano, M. R. 2000. *Evaluation of Amitus fuscipennis* as biological control agent of *Trialeurodes vaporariorum* on bean in Colombia. Doctoral Thesis. Wageningen University. Países Bajos. p 149
- Marco, C. F.; J. M. Aguilar; J. Abad; M. L. Gómez-Guillamón and M.A. Aranda. 2003. Melon resistance to *Cucurbit yellow stunting disorder virus* is characterized by reduced virus accumulation. *Phytopathology* 93:844-852.
- Markham, P. G.; I. D. Bedford; S. Liu; D. F. Frolich; R. Rosell and J. K. Brown. 1996. The transmission of geminiviruses by biotypes of *Bemisia tabaci* (Gennadius). *In: Bemisia 1995: taxonomy, biology, damage, control and management*". Gerling, D.; Mayer R. T. Ed. United Kingdom, Intercept. p 69-75.
- Martelli, G. P.; A. A. Agranovsky; M. Bar-Joseph; D. Boscia; T. Candresse; R. H. Coutts; V. V. Dolja; J. E. Duffus; B. W. Falk; D. Gonsalves; W. Jelkmann; A. V. Karasev; A. Minafra; A. Murrant; S. Namba; C. L. Niblett; H. J. Vetten; N. Yoshikawa; Van Regenmortel; C. M. Fauquet; D. H. Bishop; E. B. Carstens; M. K. Estes; S. M. Lemmon; J. Maniloff; M. A. Mayo; D. J. McGeoch; C. R. Pringle and, R. B. Wickner (eds.) 2000. Family Closteroviridae.. *In: Van Regenmortel MHV. Virus taxonomy. Seventh Report of International Committee on Taxonomy of Viruses. Academic Press, San Diego, U.S.A. 943-952 pp.*
- Matsum. & Nakai. 1916. *Cat. Sem. Spor. Hort. Bot. Univ. Imp. Tokyo.* p 30.
- Monforte, A. J.; J. García-Mas and, P. Arus. 2003. Genetic variability in melon based on microsatellite variation. *Plant Breed.* 122 (2):153-157.
- Moreno-Bedoy. A.; P. Figueroa-López; E. J. E. Ortiz; V. Valenzuela-Herrera and, Mendivil, A. C. 2008. Detección, caracterización molecular y distribución de CYSDV Virus Amarillamiento y Enanismo Severo de las Cucurbitáceas afectando melón (*Cucumis melo* L.) en el sur de Sonora. INIFAP. Ciudad Obregón, Sonora. p: 42-46.
- Munger, H. M and, R. W. Robinson. 1991. Nomenclature of *Cucumis melo* L. *Cucurbit Genet. Coop. Reports* 14: 43-44.
- Naudin, C. V. 1859: Essais d'une monographie des espèces et des variétés du genre *Cucumis*. - *Ann.Sci. Nat. Bot. sér. 4, 11: 5-87.*
- Nava C., U.; J. J. Pacheco C. y K. F. Byerly. 1998. Manejo integrado de la mosquita blanca de la hoja plateada, *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring. *In: Memoria 4ª Asamblea Anual del CONACOFI. 27-28 de febrero, 1997. Peña A., M. y D. Téliz O. (eds.). Consejo Nacional Consultivo Fitosanitario. Montecillo, Edo. de México. pp: 215-253.*

- Nuez, F.; J. Prohens; A. Iglesias y P. Fernández de Córdoba. 1996. Catálogo de semillas de melón. Banco de germoplasma de la Universidad Politécnica de Valencia. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid . p 178.
- Oliveira, M. R. V.; T. J. Henneberry and, P. Anderson. 2001. History, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. *Crop. Prot.* 20 (9):709-723.
- Pacheco, M. F. 1985. *Plagas de los cultivos agrícolas en Sonora y Baja California*. Libro técnico 1. CIANO-INIA-SARH. México. 414 p.
- Palumbo, J. C.; A. R. Horowitz and, N. Prabhaker. 2001. Insecticidal control and resistance management for *Bemisia tabaci*. *Crop Prot.* 20 (9): 739-765.
- Pangalo, K. J. 1929: Critical review of the main literature on the taxonomy, geography and origin of cultivated and partially wild melons. *Trudy Prikl. Bot.* [In Russian, and translated into English for USDA by G. Saad in 1986]. 23: 397-442.
- Perl-Treves, R.; A. Stepansky; A. A. Schaffer and, I. Kovalsky. 1998. Intraspecific classification of *Cucumis melo*: How is the morphological and biochemical variation of melons refelected at the DNA level?, *In: McCreight J.D. (ed). Proc. Cucurbitaceae 98: evaluation enhancement of cucurbit germplasm.*ASHS. Press, Alexandria Va. p 310-319.
- Perl-Treves, R.; A. Stepansky and, Kovalski, I. 1999. Intraspecific classification of melons (*Cucumis melo* L.) in view of their phenotypic and molecular variation. *Bar-Ilan University, Israel.* 217:313-333.
- Pitrat, M., 1994. Linkage groups in *Cucumis melo* L. *Journal of Heredity.*82 (5): 406-411.
- Pitrat, M.; P. Hemelt and, K. Hammer. 2000. Some comments on interspecific classification of cultivars of melon. *Proc. Cucurbitaceae 2000. Acta Horticulturae.* 510:29-36.
- Rodrigo, V. G. 2002. Amarilleo de las cucurbitáceas: Diagnostico y microscopia de las relaciones virus-planta y virus-vector. p 177.
- Rodríguez-Cerezo, E. y A. Célix. 1996. Closterovirus transmitidos por mosca blanca. En: El virus del rizado amarillo (hoja en cuchara) del tomate (TYLCV) y su vector *Bemisia tabaci*. Región de Murcia. Servicio de Publicaciones de la Consejería de Medio Ambiente Agricultura y Agua. Serie: Jornadas, 8. p 61-66.

- Rubio, L.; J. Soong, J. Kao, and B. W. Falk. 1999. Geographic distribution and molecular variation of isolates of three whitefly-borne closteroviruses of cucurbits: Lettuce Infectious Yellow Virus, Cucurbit Yellow Stunting Disorder Virus, and Beet Pseudo-Yellows Virus. *Phytopathol.* 89 (8):707-710.
- Rubio, L.; Abou-Jawdah, Y.; Lin, H. X. and Falk, B. W. 2001. Geographically distant isolates of the crinivirus Cucurbit Yellow Stunting Disorder Virus show very low genetic diversity in the coat protein gene. *J. Gen. Virol.* 82(4): 929-933.
- Sabori-Palma, R.; J. Grajeda-Grajeda; M. Chávez-Cajigas y Fu-Castillo. 1998. Guía para la producción de cucurbitáceas en la Costa de Hermosillo, Sonora. México. SAGAR, INIFAP-Produce. Folleto Técnico. 139 p.
- Sabori, P. R. 2000. La Doradilla del melón en la costa de Hermosillo, Sonora. En: III Foro sobre el cultivo del melón "Ixtlahuacán 2000", Ixtlahuacán, Colima, México 4 pp.
- Salitin, D. and, S. Wolf. 2000. Cucumber mosaic virus infection affects sugar transport in melon plants. *Plant Physiol.* 123 (2): 597-604.
- Schuster, D. J.; P. A. Stansly and, J. E. Pollton. 1995. Expression of plant damage by *Bemisia* sp. In: Gerling, D., Mayer, R. T., (eds) *Bemisia: Taxonomy, Biology, Damage, Control and Management*. Intercept Ltd. Andover, Hants, Reino Unido. 153-165 p.
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. 2010. <http://www.siap.gob.mx> accesado el 17 de noviembre de 2011.
- Sinclair, J. W. and K. M. Crosb. 2002. A Review of Cucurbit yellow stunting disorder virus (CYSDV) a "New" Virus Affecting Melons in the Lower Rio Grande Valley. Texas. A& M University. *Subtropical Plant Science.* 54: 54-58.
- Silberteins, L.; I. Kovalsky; R. Huang; K. Anagnostou; J. Kyle and, R. Perl-Treves. 1999. Molecular variation in melon (*Cucumis melo* L.) as revealed by RFLP and RAPD markers. *Sci. Hort.* 79 (1-2): 101-111.
- Soria, C. A. I.; M. L. Gómez-Guillamón and, J. E. Duffus. 1991. Transmission of the agent causing a melón yellowing disease by the greenhouse whitefly *Trialeurodes vaporariorum* in southeast Spain. *Netherlands J. Plant Pathol.* 97 (5): 289-296.
- Staub, J. E.; Y. Danin-Poleg; G. Fazio; T. Horejsi; N. Reis and, N. Katzir. 2000. Comparative analysis of cultivated melon groups (*Cucumis melo* L.) using random amplified polymorphic DNA and simple sequence repeat markers. *Kluwer Academic Publishers. Printed in the Netherlands.* 115 (3): 225-241.

- Stepansky, A. I.; A. Kovalski; Schaffer and Perl-Treves. 1999. Variation in sugar levels and invertase activity in mature representing a broad spectrum of *Cucumis melo* genotypes. *Genet. Res. Crop. Evolut.* 46:53-62.
- Torres-Robledo. C.; J. L. Martínez-Carrillo; J. C. Ramírez-Sagahón. 2000. Informes Nacionales. Estatus del complejo mosca blanca-geminivirus en Iberoamérica y el Caribe. Informe de México. 2, 3 pp.
- Van Lenteren, J. C. 1992. *Bemisia tabaci*: a threat for Europe. *Newsletter on Biological Control in Greenhouses.* 12: 10-11.
- Wisler, G. C.; J. E. Duffus; H. Y. Liu and R.H. Li. 1998. Ecology and epidemiology of whitefly-transmitted closteroviruses. *Plant Dis.* 82 (3): 270-280.