EDUCACIÓN
SECRETARÍA DE EDUCACIÓN PÚBLICA

TECNOLÓGICO NACIONAL DE MÉXICO

TECNOLÓGICO NACIONAL DE MÉXICO
INSTITUTO TECNOLÓGICO DE CONKAL

ESPECIES DE CUCURBITÁCEAS COMO PORTAINJERTOS DE SANDÍA Y SU RESPUESTA AL PARASITISMO DE *Meloidogyne incognita*

TESIS

Que presenta:

Carolina Isabel Basto Pool

Como requisito parcial para obtener el grado de:

Maestra en Ciencias en Horticultura Tropical

Director de tesis:
Dr. José María Tun Suárez

Conkal, Yucatán, México

Septiembre, 2019

TecNM

EDUCACIÓN
SECRETARÍA DE EDUCACIÓN PÚBLICA

TECNOLÓGICO NACIONAL DE MÉXICO

Instituto Tecnológico de Conkal

Conkal, Yucatán, México a 12 de septiembre de 2019

El comité de tesis del candidato a grado: Carolina Isabel Basto Pool, constituido por los CC. Dr. José María Tun Suárez, M.C. Vicente Reyes Oregel y Dr. Jairo Cristóbal Alejo, habiéndose reunido con el fin de evaluar el contenido teórico-metodológico y de verificar la estructura y formato de la tesis titulada: **ESPECIES DE CUCURBITÁCEAS COMO PORTAINJERTOS DE SANDÍA Y SU RESPUESTA AL PARASITISMO DE *Meloidogyne incognita***, que presenta como requisito parcial para obtener el grado de Maestra en Ciencias en Horticultura Tropical, según lo establece el Capítulo 2, inciso 2.13.3, de los Lineamientos para la Operación de los Estudios de Posgrado en el Sistema Nacional de Institutos Tecnológicos, dictaminaron su aprobación para que pueda ser presentada en el examen de grado correspondiente.

ATENTAMENTE

Dr. José María Tun Suárez
Director de Tesis

M.C. Vicente Reyes Oregel
Co-director de Tesis

Dr. Jairo Cristóbal Alejo
Asesor de Tesis

Conkal, Yucatán a 12 de septiembre de 2019

DECLARATORIA DE PROPIEDAD

Declaro que la información contenida en las secciones de materiales y métodos, resultados y discusión de este documento, es producto del trabajo de investigación realizado durante mi estudio de posgrado y con base en los términos de la Ley Federal del Derecho de Autor y la Ley de la Propiedad Industrial le pertenece patrimonialmente al Instituto Tecnológico de Conkal. En virtud de lo manifestado reconozco que los productos intelectuales o desarrollos tecnológicos que se deriven de lo correspondiente a dicha información son propiedad de la citada institución educativa.

Carolina Isabel Basto Pool

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional De Ciencia Y Tecnología (CONACYT) por el apoyo otorgado para llevar a cabo los estudios de Maestría en Ciencias en Horticultura Tropical.

Al Instituto Tecnológico de Conkal y a la División de Estudios de Posgrado e Investigación por la oportunidad que me brindo al aceptarme como alumna de maestría y a todos los profesores que me impartieron materias, por contribuir en mi formación y superación profesional.

Al Dr. José María Tun Suárez por aceptar ser mi director de tesis, por el apoyo durante mis estudios de posgrado, por la paciencia y confianza durante el desarrollo de la tesis.

Al M.C. Vicente Reyes Oregel por brindarme la confianza y oportunidad de trabajar con el que fue un honor para mí, además de compartir sus conocimientos y experiencias, por sus consejos y apoyo incondicional, por su atención, tiempo y sobre todo por ser un ejemplo a quien admirar por su dedicación a su trabajo.

Al Dr. Jairo Cristóbal Alejo por todas sus enseñanzas, atención, tiempo, asesoría y apoyo en lo necesario para la realización de esta investigación, por las muchas risas compartidas y sobre todo por haber confiado en mí.

Al Dr. Rene Garruña por sus comentarios siempre acertados y aportación de sus conocimientos en las sugerencias para la investigación.

A Ignacio Cutiño por su valiosa colaboración y apoyo en el trabajo de campo.

Al M.C. David Hernández por su colaboración, apoyo, sabiduría y por la aportación de su valioso tiempo en este trabajo en los momentos donde solíamos estudiar para poder conseguir un logro más en la vida.

Al M.C. Amelio Morales por haberme brindado su ayuda y atención en el trabajo realizado.

A la Dra. Felicia Moo por compartir sus conocimientos y apoyo en el laboratorio.

A mis compañeros de clase por haberme brindado su amistad durante el trayecto de mi aprendizaje; y de manera muy especial a mis amigos **Lic. Christian Pérez, Lic. Laura Matos, Ing. Arturo Aguiñaga, Lic. Erik Montejo, M.C. Ángel Herrera, Lic. Militza Escobedo, Ing. Gerardo Iuit e Ing. Jesús Aké Xool** que siempre estuvieron presentes y me apoyaron no solo en los mejores momentos sino también en los difíciles, además que de alguna u otra manera contribuyeron para llegar a la culminación de este gran logro.

DEDICATORIA

A Dios *que me ha dado la salud, la inteligencia, la fe, la fuerza y el apoyo necesario para alcanzar una de mis metas.*

A mis padres Freddy Basto y Silvia Pool *por haberme brindado la oportunidad de la educación, enseñarme a ser responsable, a trabajar de manera honesta y por inculcarme valores que me hacen ser mejor persona, pero sobre todo por su amor, cariño, confianza y apoyo incondicional para seguir superándome y lograr mis metas, sin ustedes esto no hubiese sido posible, gracias.*

En general a mi familia, quienes siempre me motivaron a continuar con mis estudios.

A todos los anteriores se los dedico.

ÍNDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS iv
DEDICATORIA vi
ÍNDICE DE CONTENIDO vii
ÍNDICE DE CUADROS Y FIGURAS viii
RESUMEN ix
ABSTRACT x
CAPÍTULO I. INTRODUCCIÓN GENERAL 1
1.1 Introducción 1
1.2 Antecedentes 3
1.2.1 Importancia de la sandía 3
1.2.2 *Meloidogyne incognita* 4
1.2.3 Injerto en hortalizas 6
1.2.4 El injerto en el control de *M. Incognita* 10
1.3 Hipótesis 13
1.4 Objetivos 14
1.4.1 Objetivo general: 14
1.4.2 Objetivos específicos: 14
1.5 Procedimiento experimental 15
1.6 Literatura citada 16
CAPÍTULO II. TOLERANCIA DE CUCURBITÁCEAS CRIOLLAS A *Meloidogyne incognita* Y SU USO COMO PORTAINJERTOS DE SANDÍA 21
RESUMEN 21
ABSTRACT 22
INTRODUCCIÓN 23
MATERIALES Y MÉTODOS 24
Material vegetal 24
Sincronía de crecimiento entre portainjertos e injerto de interés 24
Respuesta de los injertos a *Meloidogyne incognita* 25
Diseño experimental 26
RESULTADOS Y DISCUSIÓN 26
Sincronía entre portainjerto e injerto de interés 26
Evaluación agronómica de los injertos y respuesta de tolerancia 28
CONCLUSIONES 39
LITERATURA CITADA 40

ÍNDICE DE CUADROS Y FIGURAS

CAPÍTULO 1		Página
Figura 1.1	Diagrama de procedimiento experimental	15
CAPÍTULO 2		
Cuadro 2.1	Germinación (%), diámetro de tallo y prendimiento (%) de cuatro especies de cucurbitáceas (portainjerto) y sandía "Cal sweet".	28
Cuadro 2.2	Efecto del portainjerto en las variables diámetro de tallo, longitud y número de guías secundarias a los 53 ddt.	30
Cuadro 2.3	Efecto del portainjerto en las variables volumen radical y biomasa seca en sandía "Cal sweet" en campo.	33
Cuadro 2.4	Rendimiento, tamaño de la fruta (longitud y diámetro ecuatorial) y contenido de solidos solubles de sandía "Cal sweet" injertada en diferentes portainjertos.	36
Cuadro 2.5	Parámetros de tolerancia de portainjertos de cucurbitáceas criollas a *Meloidogyne incognita* a los 100 días después del trasplante.	39
Figura 2.1	Dinámica de la floración en injertos de sandía "Cal sweet"	31
Figura 2.2	Rendimiento potencial de sandía "Cal sweet" injertada en portainjertos de cucurbitáceas	34

RESUMEN

A nivel mundial, los patógenos con origen en el suelo figuran como la principal limitante de la producción de sandía, entre ellos, los nematodos del género *Meloidogyne* son los que causan las mayores pérdidas de producción. Estos fitopatógenos, causan enanismo de la planta y clorosis generalizada en la parte aérea, las plantas manifiestan deficiencia de agua en las horas de mayor calor, ya que las raíces se atrofian formando agallas o nódulos radicales, como consecuencia, el rendimiento y la calidad de la fruta son mermados. El objetivo de este trabajo fue evaluar la susceptibilidad de especies criollas de cucurbitáceas, al parasitismo de *Meloidogyne incognita*, para su uso como portainjertos tolerantes de sandía. El estudio se realizó en dos etapas: Sincronía de crecimiento entre portainjertos e injerto y respuesta tolerante de los injertos de sandía en condiciones de campo. Las plantas injertadas florecieron aproximadamente 8 días antes y mostraron un crecimiento vegetativo vigoroso mejor que las plantas no injertadas, además se obtuvieron rendimientos mayores en relación al testigo sin injertar; sobresalió el injerto de calabaza Xmejen-K'uum-Sandía ya que produjo mayor rendimiento (18.52 ton ha^{-1}) superó al testigo en 54%. Los sólidos solubles totales y la forma de la fruta no se afectaron por el injerto. El portainjerto de calabazo Leek y de Xmejen-k'uum presentaron el menor índice de agallamiento con 18%, número de huevos por gramo de raíz licuada con 544 y 753, y número de hembras por gramo de raíz teñida con 12 y 22, respectivamente en comparación con el testigo.

ABSTRACT

Globally, soil-borne pathogens are the main limitation of watermelon production, among them, nematodes of the Meloidogyne genus are the ones that cause the greatest production losses. These phytopathogens, cause dwarfism of the plant and generalized chlorosis in the aerial part, the plants manifest water deficiency in the hottest hours, since the roots atrophy forming gills or radical nodules, as a consequence, the yield and quality of The fruit are depleted. The objective of this work was to evaluate the susceptibility of Creole species of cucurbitaceae, to the parasitism of Meloidogyne incognita, for use as watermelon tolerant rootstocks. The study was carried out in two stages: Synchrony of growth between rootstocks and graft and tolerant response of watermelon grafts in field conditions. The grafted plants flourished approximately 8 days before and showed a vigorous vegetative growth better than the non grafted plants, in addition higher yields were obtained in relation to the ungrafted control; The Xmejen-K’uum-Watermelon pumpkin graft stood out as it produced a higher yield (18.52 ton ha-1) exceeded the control by 54%. Total soluble solids and fruit shape were not affected by grafting. The Leek and Xmejen-k'uum pumpkin rootstock had the lowest rate of agitation with 18%, number of eggs per gram of liquefied root with 544 and 753, and number of females per gram of root stained with 12 and 22, respectively compared to the witness.

CAPÍTULO I. INTRODUCCIÓN GENERAL

1.1 Introducción

La sandia (*Citrullus lanatus* Thunb.) Matsum & Nakai es originaria del centro y sur de África y sur de Asia, se cultiva en un gran número de países, los principales países son China, Turquía, Brasil, Irán, Estados Unidos, Egipto, Kazajstán y México (Castro y Krarup, 2010).

En México la superficie sembrada es de 42,041.92 ha, con una producción de 1,331,508.38 ton y un rendimiento promedio de 32.14 ton ha^{-1}. Las regiones productoras de sandía son: el pacifico, que aporta el 45.3 % del total nacional, el 29.1 % la región norte del centro, 19.2 % la región del golfo, 6.3 % la península de Yucatán y 0.04 % la del centro. En Yucatán, la sandía se cultiva en los ciclos otoño-invierno y primavera-verano bajo condiciones de riego y temporal. En 2017 la superficie sembrada fue de 361.46 ha, con una producción de 4,458.63 ton y un rendimiento promedio de 12.35 ton ha^{-1} (Canales y Sánchez, 2003; SIAP, 2018).

A nivel mundial, los patógenos con origen en el suelo figuran como la principal limitante de la producción en hortalizas, entre ellos, los nematodos del género *Meloidogyne* son los que causan las mayores pérdidas de producción en sandía (Sikora y Fernández, 2005).

Entre las especies de importancia económica se encuentran *Meloidogyne incognita* (Kofoid y White) Chitwood, *M. javanica* (Treub) Chitwood y *M. arenaria* (Neal) Chitwood. *M. incognita* habita en climas tropicales y es posiblemente el parásito más dañino de los cultivos en el mundo (Trudgill y Blok, 2001; De Jin *et al*., 2005; Rodríguez *et al*., 2007).

Ante esta perspectiva, alternativas de control viables para estos parásitos y menos agresivas para el ambiente se hace indispensable para una agricultura sustentable. El empleo de injertos en hortalizas ha tomado relevancia en diferentes países con problemas de patógenos con origen en el suelo y que con esta táctica se reducen pérdidas de producción.

Esta técnica consiste en explorar especies nativas y detectar la tolerancia o resistencia a este tipo de parásitos, para su uso como portainjertos de las especies de importancia económica.

El presente trabajo abordó aspectos relativos a la evaluación de injertos de sandía sobre diferentes especies de cucurbitáceas nativas y su respuesta al parasitismo de *M. incognita.*

1.2 Antecedentes

1.2.1 Importancia de la sandía

La sandia (*Citrullus lanatus* Thunb.) Matsum & Nakai es originaria del centro y sur de África y sur de Asia, se cultiva en un gran número de países, los principales países son China, Turquía, Brasil, Irán, Estados Unidos, Egipto, Kazajstán y México (Castro y Krarup, 2010).

El cultivo de sandía se adapta a regiones tropicales y subtropicales áridas, semiáridas y subhúmedas; se desarrolla a temperaturas promedio superiores a 21 °C con óptimas de 35 °C y máxima de 40.6 ºC. La humedad relativa del aire óptima es del 50 al 60 % y requiere alrededor de 10 horas luz al día. La sandía no es muy exigente en cuanto a suelos, aunque prefiere los que son ricos en materia orgánica y que no permiten los encharcamientos. Como muchas otras frutas, es una fuente abundante de vitamina C, se consume fresca en temporada, en aguas preparadas y ensaladas (SNITT, 2016).

En México la superficie sembrada es de 42,041.92 ha, con una producción de 1,331,508.38 ton y un rendimiento promedio de 32.14 ton ha^{-1}. Las regiones productoras de sandía son: el pacifico, que aporta el 45.3 % del total nacional, el 29.1 % la región norte del centro, 19.2 % la región del golfo, 6.3 % la península de Yucatán y 0.04 % la del centro. En Yucatán, la sandía se cultiva en los ciclos otoño-invierno y primavera-verano bajo condiciones de riego y temporal. En 2017 la superficie sembrada fue de 361.46 ha, con una producción de 4,458.63 ton y un rendimiento promedio de 12.35 ton ha^{-1} (Canales y Sánchez, 2003; SIAP, 2018).

Sin embargo, esta producción es limitada por agentes patógenos con origen en el suelo como *Fusarium oxysporum* f. sp. *niveum* y *M. incognita*, los cuales reducen de manera significativa el rendimiento. Para su control se emplean el control químico inorgánico, su uso ocasiona: contaminación del suelo y agua, daños a la salud de los aplicadores y consumidores de los productos tratados y selección de cepas y poblaciones resistentes del hongo y nematodo, respectivamente.

1.2.2 *Meloidogyne incognita*

Los nematodos formadores de nódulos de la raíz se encuentran en todo el mundo; con mayor frecuencia y abundancia en regiones con clima tropical y subtropical de inviernos cortos y moderados. Parasitan al menos 2,000 especies de plantas. Estos organismos dañan a las plantas al debilitar las puntas de la raíz y al inhibir su desarrollo o estimular una formación radical excesiva, pero principalmente al inducir la formación de hinchamientos o agallas en las raíces, las cuales no sólo privan a las plantas de sus nutrientes sino que forman y disminuyen el valor comercial de muchas raíces de los cultivos. Cuando las plantas son infectadas en etapa de plántulas, las pérdidas son considerables y dan lugar a la destrucción del cultivo. Las infecciones en plantas adultas pueden tener sólo efectos ligeros sobre la producción o pueden disminuir en forma considerable la producción según sea el caso (Agrios, 2001).

1.2.2.1 Ciclo biológico

El ciclo de vida de *Meloidogyne* spp., comprende seis fases biológicas: huevo, cuatro estadios juveniles y adulto. Son endoparásitos sedentarios y la primera fase juvenil se desarrolla en el interior del huevo, después de pasar la primera muda dentro de él, se desarrolla el segundo estadio juvenil (J_2), esta fase eclosiona del huevo y llega al suelo donde se desplaza hasta que encuentra una raíz susceptible.

El J_2 es filiforme y se le considera el estadio infectivo del nematodo, al iniciar el proceso de patogénesis durante la interacción planta-patógeno. Cuando el J_2 localiza la raíz de una planta hospedante susceptible, penetra en el tejido radical, en forma mecánica y auxiliado por una secreción de enzimas provenientes de glándulas esofágicas, aumenta de grosor, tomando la forma de una salchicha. El nematodo se alimenta de células que se encuentran en torno a su cabeza induciendo la formación de células gigantes multinucleadas. El animal pasa por una segunda muda y da lugar al tercer estadio juvenil, diferenciándose del J_2 por el engrosamiento de su cutícula y la pérdida del estilete. En la tercera fase juvenil (J_3), pasan por una tercera muda y se desarrolla el cuarto estadio juvenil (J_4), manteniendo las características morfoanatómicas del J_3; el J_4 tiene una muda, que corresponde a la cuarta, para diferenciar la fase adulta. En el caso del macho, el J_4 sufre literalmente una metamorfosis que emerge de la raíz como adulto filiforme y, generalmente vive libre en el suelo. La hembra de la cuarta etapa juvenil continúa aumentando de grosor y un poco más de longitud, hasta

adquirir una forma totalmente esférica. En algunas especies, la hembra es fecundada por el macho, sin embargo, en la gran mayoría de las especies, la reproducción es por partenogénesis. Los huevos se depositan en una masa gelatinosa producida inicialmente por seis células rectales, esta masa los protege de parásitos y de condiciones ambientales adversas y emergen fuera del tejido radical (Agrios, 2001; Shao-Hui *et. al*., 2009).

1.2.2.2 Importancia económica

A nivel mundial, la gama de hospedantes de *M. incognita* comprende más de dos mil especies de plantas, que representan casi todas las familias vegetales. En México, los cultivos de importancia que son atacados por este nematodo son: aguacate, alfalfa, algodón, amaranto, cáchuate, calabaza, cafeto, cebolla, col, durazno, plátano, papaya, papa, quelite, melón, maíz, guayabo, fresa, frijol, garbanzo, manzano, sandía, tabaco, tomate, chile, vid, entre otros (Cepeda, 1996).

Los daños que causa este nematodo son cuantiosos, por ejemplo en tomate (*Solanum lycopersicum* L.) se reportan pérdidas de hasta un 52%. En chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) en algunos lugares del estado de Yucatán, ha representado el abandono o eliminación de parcelas afectadas por este nematodo.

La presencia de estos organismos puede facilitar la penetración e infección de otros fitopatógenos, haciendo complejo el manejo de poblaciones del nematodo (Bauer, 1991; Herrera-Parra *et al.,* 2011).

Los síntomas o daños ocasionados por el parasitismo de *Meloidogyne* spp. son enanismo de la planta y clorosis generalizada en la parte aérea. Las plantas manifiestan deficiencia de agua en las horas de mayor calor, ya que las raíces se atrofian. El síntoma típico se puede observar con la formación de agallas o nódulos radicales. los cuales son manifestaciones externas de la infección del nematodo y que se inician desde el momento de la penetración de los juveniles J_2 mediante la inducción de una serie de cambios en los tejidos radicales, tales como el aumento en el tamaño de las células (hipertrofia) y la proliferación celular (hiperplasia). Las agallas están poco o nada ramificadas y carentes de pelos radicales, lo cual, disminuyen notablemente la eficiencia del transporte agua y nutrientes, como

consecuencia ocurre marchitez, principalmente en las horas de mayor insolación (Rodríguez, 1999; Herrera-Parra *et al.*, 2011).

1.2.2.3 Distribución en Yucatán

Para el estado de Yucatán, la distribución y gama de hospedantes que parasitan las especies de *Meloidogyne* van desde hortalizas, frutales y ornamentales de flor de corte hasta especies utilizadas como forraje en la alimentación de animales y de uso industrial. Un estudio realizado, donde se muestreo en 21 localidades hortícolas de Yucatán, se encontró que, de las poblaciones de nematodos, el 60% correspondió a M. *incognita* y el 40% presento mezclas de M. *incognita y M. arenaria*. Se identificó *a M. incognita* en 100% de las especies hortícolas muestreadas, de las cuales el 20% correspondió a cucurbitáceas, 30% a solanáceas, 30% a ornamentales, 10% forrajeras, 5% a frutales y de uso industrial. Los cultivos con mayor frecuencia y daño fueron melón, pepino, calabaza, sandia, chile, girasol, gerbera, heliconia, kalancho y sábila (Herrera-Parra *et al.*, 2011).

Meloidogyne incognita se encuentra en áreas geográficas de mayor distribución que otras especies. Esta especie prevalece donde el promedio anual de temperatura es del rango de 18 a 30 °C, y la temperatura promedio mensual es de 27 °C. Con frecuencia se encuentra coexistiendo con *M. javanica* (Eisenback *et al*., 1985).

Por otra parte, también se conoce que la distribución de estas especies está influenciada por una serie de factores edáficos; así, campos agrícolas con pH de suelos de moderados a ligeramente ácidos favorecen la presencia de *Meloidogyne* spp. (Guzmán-Plazola *et al*., 2006); la distribución de estas especies se correlaciona positivamente con la textura del suelo y negativamente con el contenido de materia orgánica (Guzmán-Plazola *et al*., 2008).

1.2.3 Injerto en hortalizas

El injerto es un método de propagación que consiste en unir una parte de una planta a otra que ya está adaptada. El resultado es un individuo autónomo formado por dos plantas y variedades. La planta injertada está constituida por un patrón o portainjerto que es la planta que recibe a la porción de tejido llamada injerto. El portainjerto generalmente no tiene valor

agronómico, pero genéticamente contiene genes de resistencia o tolerancia a estrés biótico (King *et al.*, 2010) o abiótico (Zhao *et al.*, 2011). La otra parte es el injerto o variedad comercial que es una porción de tallo o yema que se fija al portainjerto para que se desarrollen ramas, hojas, flores y frutos (Hartmann *et al.*, 1997). El propósito de la técnica de injerto en cultivos hortícolas es evadir las enfermedades causadas por patógenos con origen en el suelo (Louws *et al*., 2010) y también se utiliza para evitar problemas de estrés abiótico. En países como Japón y Corea la utilización de este método ha ido en aumento (Sakata *et al*., 2007; Lee *et al*., 2010). Actualmente, cultivos como: sandía, melón, pepino, tomate entre otros son comúnmente injertados con patrones resistentes a patógenos de raíces para su venta comercial (Sakata *et al*., 2008).

Una práctica cultural para controlar las enfermedades con origen en el suelo y mejorar la tolerancia al estrés abiótico es el injerto, se ha utilizado ampliamente en la producción de tomate (*Solanum lycopersicum* L.), berenjena (*Solanum melongena* L.), chile (*Capsicum annuum* L.), sandía (*Citrullus lanatus* [Thunb.] Matsum. & Nakai), melón (*Cucumis melo* L.) y pepino (*Cucumis sativus* L.) en áreas de Asia y Europa (Lee y Oda 2002; Lee *et al*., 2010; Louws *et al*., 2010). Al unir físicamente a una planta con características de fruta deseables (llamada vástago) en otra planta con resistencia específica a la enfermedad o tolerancia al estrés (llamada portainjerto), las plantas injertadas combinan las características benéficas de los cultivos de rizoma y vástago (Lee *et al*., 2010). Sin embargo, las plantas injertadas son más costosas que los trasplantes regulares (Barrett *et al*., 2012; Djidonou *et al*., 2013). El costo del injerto y la necesidad de producir bajo un enfoque sustentable ha propiciado que el pequeño productor y productores orgánicos, produzcan injertos de acuerdo a sus necesidades. Sin embargo, lograr una alta tasa de supervivencia del injerto a menudo puede ser un reto.

1.2.3.1 Técnicas en cucurbitáceas

Injerto de aproximación: Es una técnica fácil de implementar y requiere un microclima de humedad relativa baja después del injerto. Aunque este método requiere más espacio y mano de obra en comparación con otros métodos.

Los vástagos y portainjertos deben tener aproximadamente el mismo diámetro. Este suele ser después de que el portainjerto ha desarrollado cotiledones y el vástago tiene cotiledones y la primera hoja verdadera. El portainjerto se corta a través del hipocótilo en un ángulo de 35 ° a 45 °. El punto de crecimiento puede permanecer cortado solo hacia abajo a

la mitad del hipocótilo, o puede eliminarse con un cuchillo de injerto o una cuchilla de afeitar. El vástago también se corta en ángulo (hacia arriba si la punta de crecimiento del portainjerto permanece unida) y se une al portainjerto con las superficies cortadas alineadas. Se usan tiras de plomo, papel de aluminio o clips de injerto para mantener los injertos juntos.

Cuando se usan tiras metálicas, pueden permanecer en la planta una vez que la planta se haya curado. Sin embargo, los clips de injerto deben retirarse una vez que la unión se haya curado (15-20 días). Si se dejó la parte superior del portainjerto, se debe quitar cinco días después del injerto. Los hipocótilos del vástago se cortan de siete a diez días después del injerto justo debajo de la unión del injerto.

Las plantas injertadas se mantienen en condiciones protegidas hasta que estén listas para el trasplante. Esto es por lo menos dos días después de eliminar las raíces de vástago. No se requiere una cámara de humedad (Hassell y Memmott, 2008; Davis *et al*., 2008).

Injerto de empalme: La punta de crecimiento del portainjerto se corta en un ángulo de 45 grados. El corte elimina las hojas verdaderas, el tejido meristemático y uno de los cotiledones. A continuación, el hipocótilo del vástago se corta en el mismo ángulo que el portainjerto. Luego, el vástago se une al portainjerto con un clip o lamina de injerto.

Este método es adecuado para portainjertos de melón, ya que funciona cuando el portainjerto y el vástago tienen diámetros de hipocótilo similares (Guan y Zhao, 2015).

Ventajas:

1) Técnica simple, casi cualquiera puede hacer este tipo de injerto.

2) La única tarea después del injerto es eliminar el clip. No hay recorte de partes de plantas no deseadas después de la curación de la unión del injerto.

Desventajas:

1) Requiere un control cuidadoso de la humedad, la luz y la temperatura después del injerto. Puede experimentar pérdidas debido a un mal control ambiental y una posible enfermedad en condiciones de alta humedad (Cushman, 2006).

Injerto de inserción de agujero: Las plantas de portainjerto deben tener una hoja verdadera pequeña y las plantas de vástago deben tener una o dos hojas verdaderas.

Con una aguja, se retira del portainjerto la hoja verdadera junto con el punto de crecimiento. Es importante eliminar todo el punto de crecimiento para evitar el crecimiento futuro de brotes del portainjerto. Se usa la aguja para abrir una ranura a lo largo de un lado en la parte superior del tallo del portainjerto, donde el vástago se conecta a los cotiledones. Se corta el vástago y se insérta en el portainjerto. Se sujeta en su lugar con un clip o lámina de injerto. Se coloca la plántula injertada en una cámara con alta humedad a aproximadamente 25 ° C y se desecha las piezas no utilizadas (Cushman, 2006).

Ventajas:

1) La única tarea después del injerto es eliminar el clip o lamina. No hay recorte de partes de plantas no deseadas después de la curación de la unión del injerto.

Desventajas:

1) Requiere un poco más de habilidad que la mayoría de las otras técnicas de injerto.

2) Requiere un control cuidadoso de la humedad, la luz y la temperatura después del injerto. Puede experimentar grandes pérdidas debido a un mal control ambiental y una posible enfermedad en condiciones de alta humedad.

Injerto lateral: Las plantas de portainjerto deben tener al menos una hoja verdadera, y las plantas de vástago deben tener una o dos hojas verdaderas.

Con un cuchillo afilado o una cuchilla de afeitar, se corta una hendidura a través del vástago del portainjerto. El corte no necesita ser demasiado largo, solo el largo suficiente para insertar el vástago. Se corta el vástago en ángulo y se inserta en la ranura del portainjerto. Se sujeta con un clip o lámina de injerto. Se coloca la plántula injertada en una cámara con alta humedad a aproximadamente 25° C y se desecha las piezas no utilizadas (Cushman, 2006).

Ventajas:

1) Técnica simple.

Desventajas:

1) Requiere un control cuidadoso de la humedad, la luz y la temperatura después del injerto. Puede experimentar grandes pérdidas debido a un mal control ambiental y una posible enfermedad en condiciones de alta humedad.

2) Después de la curación de la unión del injerto, se requiere la eliminación de la parte superior del portainjerto. Esto requiere tiempo y mano de obra adicionales, pero permite que solo el vástago establezca el dosel de la planta.

1.2.4 El injerto en el control de *M. Incognita*

La prohibición de fumigantes en la agricultura para el control de patógenos en el suelo, ha conllevado al desarrollo de métodos alternativos y menos agresivos a la salud humana y al ambiente.

En el continente asiático en la década de los 20´s del siglo pasado, se comenzó la producción de plantas injertadas, con el fin de evitar daños causados por enfermedades con origen en el suelo y reducir el uso de agroquímicos. Para la producción de sandía, ésta se injertó sobre *Cucurbita moschata* Duch. En 1950 se empleó el injerto de berenjena (*Solanum melongena* L.) sobre berenjena (*Solanum integrifolium* Poir.) (Oda, 1993).

Cada año, Japón y Corea son los principales países productores de hortalizas injertadas, principalmente cucurbitáceas y solanáceas, con aproximadamente 750 y 540 millones de plantas, le sigue España con 154 millones de plantas injertadas al año (Leonardi y Romano, 2004).

El injerto es una herramienta que se usa normalmente en cultivos de hortalizas para mejorar la producción (Aparecido *et al*., 2017), consiste en el uso de una planta vigorosa y de interés económico para reemplazar su sistema radical que es susceptible a problemas bióticos (enfermedades del suelo y nematodos) y abióticos (déficit hídrico, encharcamiento, temperaturas extremas, salinidad, etc.). El portainjerto proporciona el nuevo sistema radical y le otorga de manera natural tolerancia a enfermedades del suelo, incrementa la resistencia a la sequía y mejora la absorción de agua y nutrientes.

En México, la técnica de injertación es relativamente reciente, los estados productores son Sinaloa y Jalisco, donde injertan sandía, chile y tomate (Burgueño y Barba, 2001).
El propósito del injerto es inducir resistencia o tolerancia contra enfermedades causadas por nematodos agalladores, *F. oxysporum* f. sp. *niveum* y *Verticillium* spp. (Lee y Oda, 2003).

A nivel mundial, los patógenos con origen en el suelo figuran como la principal limitante de la producción de sandía, los nematodos del género *Meloidogyne* son los que causan las mayores pérdidas de producción en hortalizas (Sikora y Fernández, 2005).

Estudios señalan que las calabazas e híbridos interespecíficos se han utilizado en gran parte por su vigoroso sistema de raíces, resistencia a altas temperaturas y a patógenos como *Fusarium* (Miguel *et al*., 2004; Lee *et al*., 2010; Ling *et al*., 2013).

Estudios demuestran la utilización de portainjertos como *L. siceraria*, *C. pepo*, *C. moschata* y los híbridos interespecificos de *C. maxima* × *C. moschata* con alta compatibilidad en sandia (Hassanzadeh *et al*., 2012; Mohamed *et al*., 2014; Yassin y Hussen, 2015).

Miguel *et al*. (2004) y Álvarez-Hernández *et al*. (2015) reportaron que el hibrido interespecífico de calabaza “Shintoza” y “Super Shintoza” (*C. maxima* × *C. moschata*) utilizado como portainjerto en sandia presenta resistencia cuando se cultiva en suelo infestado con *Fusarium* spp. Además, las plantas injertadas superaron a las no injertadas en rendimiento y en tamaño de frutos.

Kato y Ogiwara (1978), Shinbori *et al*. (1981) y Masuda *et al*. (1986) mencionaron que *Cucurbita* spp. a menudo se utilizan como portainjertos alternativos de sandía para prevenir enfermedades por patógenos del suelo a pesar de reportes que indican que disminuye la calidad de fruta.

Posteriormente Siguenza *et al*. (2005) observaron en melones susceptibles injertados en *Cucumis* y *Cucurbita* menor índice de agallas y mayor peso de brotes en comparación con melones no injertados. El injerto redujo el crecimiento y cantidad de población de nematodos y concluyeron que el injerto proporciona tolerancia, pero no resistencia a los nematodos.

Por otro lado, Edelstein *et al*. (2010) evaluaron las respuestas de diversas accesiones de cucurbitáceas, incluyendo pepino, melón, sandía, calabaza y *Momordica* spp., a *M. javanica* y *M. incognita*. La severidad de la excoriación de los melones y pepinos, se vio significativamente afectada por las especies de nematodos, los índices de agallas en melones fueron 0.3 y 1.6, y en pepino 2.8 y 3.7, para *M. javanica* y *M. incognita*, respectivamente. La sandía no mostró alteración de la raíz cuando se inoculó con *M. javanica* y mostró un índice muy bajo (0-0.3) con *M. incognita*. Las accesiones de *Cucurbita* evaluadas fueron las más susceptibles. El índice de agallas en la calabaza inoculada con *M. javanica* fue significativamente menor que el causado por *M. incognita. Cucurbita moschata* y los híbridos intraespecíficos de C. *moschata* fueron más resistentes que los cultivares comerciales de melón, pepino y sandía utilizados como controles susceptibles. Dos accesiones de *Momordica charantia* mostraron una alteración de la raíz baja o nula en respuesta a *M. incognita* y *M. javanica*. Estos hallazgos indican alta tolerancia, pero no inmunidad a los nematodos.

Uehara *et al*. (2016) evaluaron la resistencia y supresión del nematodo en portainjertos de berenjena, después de 45 días de cultivo, el número de masas de huevos de nematodos fue significativamente más bajo en los cultivares de portainjertos *Solanum torvum*, Tonashimu, Torero y Torvum que en los cultivares de otras especies de *Solanum.* Posteriormente examinaron el efecto de Tonashimu sobre la densidad de población del nematodo en el suelo. Después de 116 días de cultivo, la densidad juvenil de la segunda etapa del nematodo en el suelo se redujo, y fue significativamente menor en las macetas de Tonashimu, que en las de los cultivares de *Solanum melongena*. Estos resultados sugieren que los cultivares japoneses de portainjertos de *S. torvum* son resistentes al nematodo y podrían suprimir la densidad de nematodos en el suelo.

1.3 Hipótesis

Las especies de cucurbitáceas criollas empleadas como portainjertos de sandía tolerantes a *M. incognita* no disminuyen el rendimiento del cultivo ni la calidad de la fruta.

1.4 Objetivos

1.4.1 Objetivo general:

Evaluar la tolerancia de especies de cucurbitáceas criollas al parasitismo de *Meloidogyne incognita* y su uso como portainjertos de sandía.

1.4.2 Objetivos específicos:

- Establecer la sincronía de crecimiento entre portainjerto-injerto.
- Evaluar la productividad de injertos de sandía tolerantes a *M. incognita.*
- Estimar la tolerancia de los injertos de sandía al parasitismo de *M. incognita*.

1.5 Procedimiento experimental

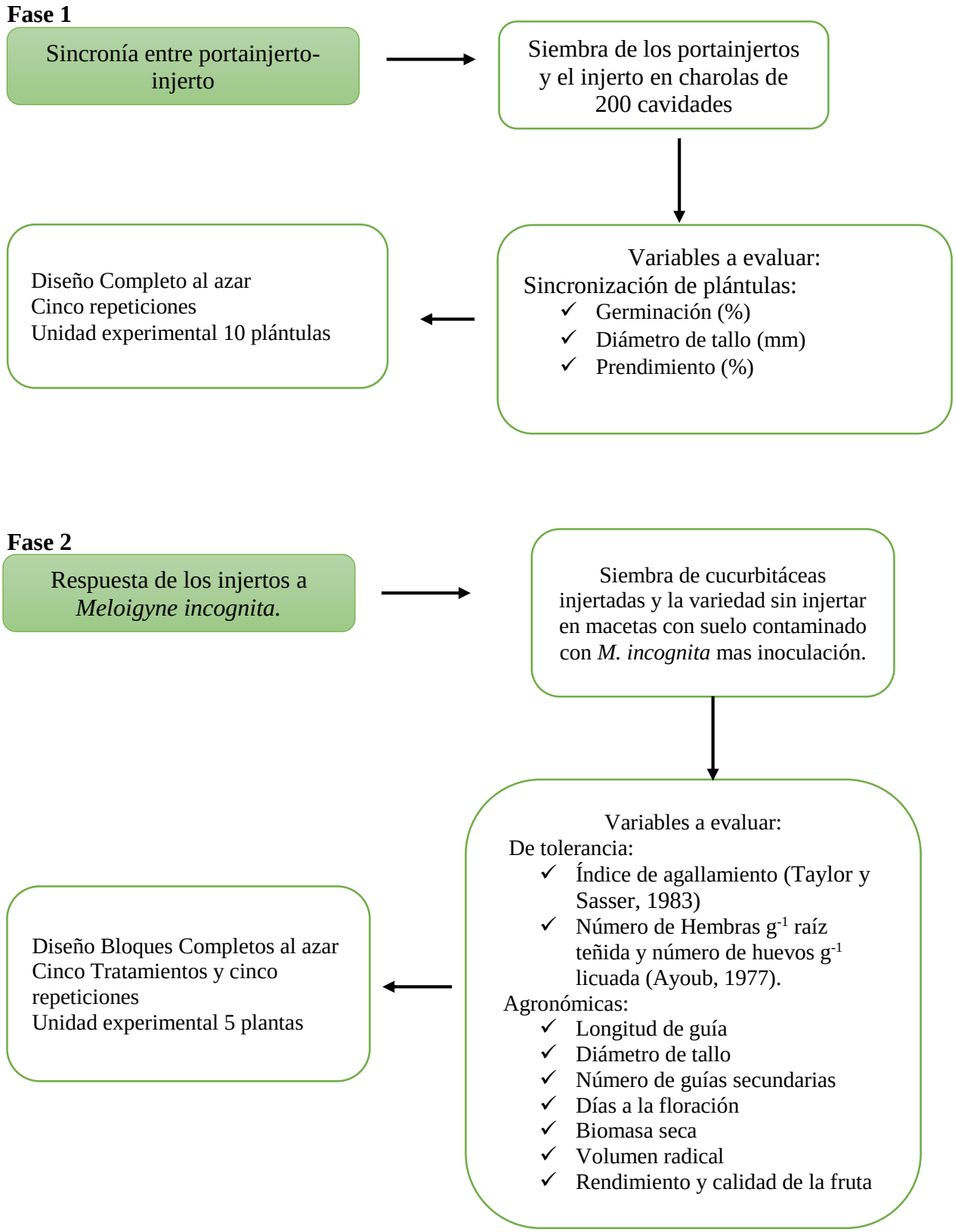

Figura 1.1 Diagrama de procedimiento experimental

1.6 Literatura citada

Agrios, G. N. 2001. Fitopatología. 2a ed. Limusa. México. pp. 734-737.

Álvarez-Hernández, J. C., J. Z. Castellanos-Ramos., C. L. Aguirre-Mancilla., M. V. Huitrón-Ramírez, and F. Camacho-Ferre. 2015. Influence of rootstocks on *Fusarium* wilt, nematode infestation, yield and fruit quality in watermelon production. Ciência e Agrotecnología. 39:323–330.

Aparecido, L., L. Trevisan, and R. Falleiros. 2017. Grafting in Vegetable Crops: A Great Technique for Agriculture. International Journal of Vegetable Science. 24(5): 1-18. DOI: 10.1080/19315260.2017.1357062

Ayoub, M. S. 1977. Plant Nematology an Agricultural Training Aid, Department of Food and Agriculture Division of Plant Industry Laboratory Services Nematology, California, EE. UU.

Barrett, C. E., X. Zhao, and A. W. Hodges. 2012. Cost benefit analysis of using grafted transplants for root-knot nematode management in organic heirloom tomato production. Hort. Technology 22:252–257.

Bauer, M. L. 1991. Fitopatología. Limusa. México. pp. 117-120.

Burgueño, H. y M. Barba. 2001. El injerto en hortalizas. Hortalizas, Frutas y Flores. Ed. Agro Síntesis. México. 31: 8-13.

Canales, R. y J. Sánchez. 2003. Cadena agroalimentaria de sandía. Caracterización de los eslabones de la cadena e identificación de los problemas y demandas tecnológicas.

Castro, S. y C. Krarup. 2010. Proyecto FIA UC PYT 2008-0207.

Cepeda, M. 1996. Nematología agrícola. Editorial. Trillas. México. pp. 132-135

Cushman, K. 2006. Grafting Techniques for Watermelon. Horticultural Sciences Department, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida, Gainesville, FL 32611.

Davis, A., P. Perkins-Veazie., Y. Sakata., S. López-Galarza., J. V. Maroto., L. Sang-Gyu., H. Yun-Chan., S. Zhanyong., A. Miguel., S. R. King., R. Cohen, and L. Jung-Myung. 2008. Cucurbit Grafting. Critical Reviews in Plant Sciences. 27:1, 50-74

De Jin, R., J. Won., R. Park., Y. Woong., H. Krishnan, and K. Yong. 2005. Effect of chitin compost and broth on biological control of *Meloidogyne incognita* on tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.). Nematology. 7(1):125-132.

Djidonou, D., Z. Gao, and X. Zhao. 2013. Economic analysis of grafted tomato production in sandy soils in Northern Florida. Hort Technology 23:613–621.

Edelstein, M., Y. Oka., Y. Burger., H. Eizenberg, and R. Cohen. 2010. Variation in the response of curcubits to *Meloidogyne incognita* and *M. javanica*. Israel Journal of Plant Sciences 58:1, 77-84

Eisenback, J. D. 1985. Detailed Morphology and anatomy of second-stage juveniles, males and females of the genus *Meloidogyne* (root-knot nematodes). In: Sasser, J. N. and C. Carter C. (eds.). An advanced Treatise on *Meloidogyne.* vol. 1. International *Meloidogyne* Project, North Caroline University Graphics, U.S.A. pp. 47-77.

Guan, W. and X. Zhao. 2015. Techniques for Melon Grafting. Horticultural Sciences Department University of Florida, Gainesville, FL 32611.

Guzmán-Plazola, R. A., B. Hernández-Flores., F. Franco–Navarro y M. Cadena-Espinosa. 2008. Nematodos agalladores en la Vega de Metztitlán, Hidalgo, México: Identificación, distribución espacial y relación con factores edáficos. Nematropica 38:47-61.

Guzmán-Plazola, R. A., J. D. Jaraba-Nava., E. Caswell-Chen., E. Zavaleta-Mejía, and I. C. Prado-Vera. 2006. Spatial distribution of *Meloidogyne* species and races in the tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) producing region of Morelos, Mexico. Nematropica 36:215-229.

Hartmann, H., D. Kester., F. Davies, and R. Geneve. 1997. Plant propagation. 8th ed. Ed. Prentice Hall. USA. 464 p.

Hassanzadeh, H., E. Zakeri., G. Saeedi, and G. Shakerdargah. 2012. Evaluation of different rootstocks and grafting techniques on graft union percent, yield and yield components of watermelon cv. 'Crimson Sweet'. World Appl. Sci. J. 18:645–651.

Hassell, R. L., F. Memmott, and D.G. Liere. 2008. Grafting methods for watermelon production. Hortscience vol. 43(6).

Herrera-Parra, E., J. Cristóbal-Alejo., J. M. Tun-Súarez., J. A. Góngora-Jiménez y C. T. Lomas-Barrie. 2011. Nematofauna nociva (*Meloidogyn*e spp.) en cultivos hortícolas tropicales: Distribución y perspectivas de manejo en Yucatán. Recursos genéticos microbianos en la zona Golfo-Sureste de México. Vol. 1:138-150.

Kato, N. and S. Ogiwara. 1978. Studies on the properties of the growth, the nutrient uptake and photosynthesis of the grafted melons. Bull. Chiba Agric. Exp. Stn. 21: 119–129.

King, S., A. Davis., X. Zhang, and K. Crosby. 2010. Genetics, breeding and selection of rootstock for solanaceae and cucurbitaceae. Sci. Hortic. 127:106-111.

Lee, J. M. and M. Oda. 2002. Grafting of herbaceous vegetable and ornamental crops. Horticultural Reviews 28:61–124.

Lee, J. M. and M. Oda. 2003. Grafting of herbaceous vegetable and ornamental crops. Hortic Rev 28:61–124

Lee, J. M., C. Kubota., S. J. Tsao., Z. Bie., P. Hoyos-Echeverria., L. Morra, and M. Oda. 2010. Current status of vegetable grafting: Diffusion, grafting techniques, automation. Sci. Hortic. 127:93-105.

Leonardi, C. and D. Romano. 2004. Recent issues on vegetable grafting. Acta Hort. 631: 163-174.

Ling, N., W. Zhang., D. Wang., J. Mao., Q. Huang., S. Guo, and Q. Shen. 2013. Root exudates from grafted-root watermelon showed a certain contribution in inhibiting *Fusarium oxysporum* f. sp. *niveum*. PLoS ONE 8(5): e63383.

Louws, F., C. Rivard, and C. Kubota. 2010. Grafting fruiting vegetables to manage soilborne pathogens, foliar pathogens, artrhopods and weeds. Sci. Hortic. 127:127-146.

Masuda, M., T. Takamori., T. Tanaka., H. Takahashi, and M. Sugio. 1986. Studies of the characteristics of nutritional uptake of the rootstocks of grafted crop fruits VII Fruit quality and water and mineral absorption in watermelon grafted to squash and to bottle gourd interstock. Jpn. Soc. Hort. Sci. Spring Meeting: 180–181. (in Japanese).

Miguel, A., J. V. Maroto., A. S. Bautista., C. Baixauli., V. Cebolla., B. Pascual., S. López, and J. L. Guardiola. 2004. The grafting of triploid watermelon is an advantageous alternative to soil fumigation by methyl bromide for control of Fusarium wilt. Scientia Horticulture 103:9–17.

Mohamed, F. H., K. E. Abd El-Hamed., M. W. M. Elwan, and M. N. Hussien. 2014. Evaluation of different grafting methods and rootstocks in watermelon grown in Egypt. Sci. Hort. 168:145–150.

Oda, M. 1993. Present state of vegetable production using grafted plants in Japan. Agr. Hort. 68: 442-446.

Rodríguez, C. H. 1999. Memorias del VI Simposio Nacional sobre sustancias vegetales y minerales en el combate de plagas. Colegio de Postgraduados, 97 p.

Rodríguez, M., L. Gómez, y B. Peteira. 2007. *Meloidogyne mayaguensis* (Rammah y Hirschmann), plaga emergente para la agricultura tropical y subtropical. Revista de Protección Vegetal. 22(3):183-198.

Sakata, Y., T. Ohara, and M. Sugiyama. 2007. The history and present state of the grafting of cucurbitaceous vegetable in Japan. Acta Hortic. 731:159-170.

Sakata, Y., T. Ohara, and M. Sugiyama. 2008. The history of melon and cucumber grafting in Japan. Acta Hortic.767:217-228.

Shao-Hui, W., K. Yun., Y. Rui., C. Ji-Hong., Z. Jin-Fang, and Si. Li-Shan. 2009. Studies and selection of four tomato cultivars on the resistance to race 3 *Meloidogyne incognita* nematodes. Acta Horticulturae 821: 95-98.

Shinbori, F., N. Kota, and A. Yoshino. 1981. Studies on the maturation physiology and the quality of watermelon. II Influence of rootstocks on the growth properties and the

quality in grafting culture. Bull. Chiba Agric. Exp. Sta. 22: 21–27.

SIAP (Sistema de Información Agroalimentaria y Pesquera). 2018. https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/

Siguenza, C., M. Schochow., T. Turini, and A. Ploeg. 2005. Use of *Cucumis metuliferus* as a rootstock for melon to manage *Meloidogyne incognita*. J. Nematol. 37:276-280.

Sikora, R. A. and E. Fernández. 2005. Nematode of vegetable. In: Luc M, Sikora RA, Bridge J, editors. Plant parasitic nematodes in Subtropical and tropical agriculture. 2da Edición. CABI, UK; pp. 319-392.

SNITT (Sistema Nacional de Investigación y Transferencia Tecnológica para el desarrollo rural sustentable). 2016. Agenda nacional de investigación, innovación y transferencia de tecnología, agrícola 2016-2022. Primera edición.

Taylor, A. and J. Sasser. 1983. Biología, identificación y control de los nematodos del nódulo de la raíz (Especies de *Meloidogyne*). Raleight: North Carolina State University Graphics.

Trudgill, D. L. and V. C. Blok. 2001. Apomictic, polyphagous rootknot nematodes: exceptionally successful and damaging biotrophic root pathogens. Annu Rev Phytopathol. 39:53-77.

Uehara, T., M. Sakurai., K. Oonaka., Y. Tateishi., T. Mizukubo, and K. Nakaho. 2016. Reproduction of *Meloidogyne incognita* on eggplant rootstock cultivars and effect of eggplant rootstock cultivation on nematode population density. Nematological Research. Vol. 46 No. 2

Yassin, H. and S. Hussen. 2015. Review on role of grafting on yield and quality of selected frui vegetables. Global Journal of Science Frontier Research: D Agriculture and Veterinary. Volume 15 Issue 1 Version 1.0

Zhao, X., Y. Ghuo., D. Huber, and J. Lee. 2011. Grafting effects on postharvest ripening and quality of 1-methylcyclopropene-treated muskmelon fruit. Hortic. Sci. 130-581-587.

CAPÍTULO II. TOLERANCIA DE CUCURBITÁCEAS CRIOLLAS A *Meloidogyne incognita* Y SU USO COMO PORTAINJERTOS DE SANDÍA

Carolina Isabel Basto-Pool*, José M. Tun-Suárez[1]; Vicente Reyes-Oregel[2], y Jairo Cristóbal-Alejo[1]

*División de Estudios De Posgrado e Investigación, Tecnológico Nacional de México-Conkal, [1]Investigador, Tecnológico Nacional de México-Conkal, [2]Docente, Tecnológico Nacional de México-Conkal.
Correo: carolina.basto@itconkal.edu.mx

RESUMEN

El objetivo de este estudio fue estimar la tolerancia de especies de cucurbitáceas criollas al parasitismo de *Meloidogyne incognita* y su uso como portainjertos de sandía. Se evaluaron cuatro portainjertos denominados: Calabazo Leek (*Lagenaria siceraria* Mol. Standl), Calabaza Xmejen-K´uum (*Cucurbita moschata* Duch), Melón indio país (*Cucumis melo* L.) y Pepino blanco (*Cucumis sativus* L.), los cuales fueron injertados en sandía (*Citrullus lanatus* var. 'Cal sweet'). El experimento se estableció en campo en la temporada de otoño-invierno. Las plantas injertadas florecieron aproximadamente 8 días antes y mostraron un crecimiento vegetativo más vigoroso que las plantas no injertadas, además de obtener los rendimientos más altos superando al testigo, sobresaliendo el injerto de calabaza Xmejen-K'uum-Sandía el cual produjo un mayor rendimiento (18.52 ton ha^{-1}) superando en 54% al testigo. Los sólidos solubles totales y la forma de la fruta no se vieron afectados por el injerto. El portainjerto de calabazo Leek y de Xmejen-k'uum presentaron el menor índice de agallamiento con 18%, número de huevos por gramo de raíz licuada con 544 y 753, y número de hembras por gramo de raíz teñida con 12 y 22 en comparación con el testigo. El estudio mostró que el uso de cucurbitáceas criollas como portainjerto reduce considerablemente el parasitismo de *Meloidogyne incognita* por lo cual los portainjertos criollos son viables para la producción de sandía, susceptible al nematodo.

Palabras clave: cucurbitáceas, tolerancia, *Meloidogyne incognita*, portainjerto

ABSTRACT

The objective of this study was to estimate the tolerance of Creole cucurbit species to the parasitism of Meloidogyne incognita and its use as watermelon rootstocks. Four rootstocks named: Leek squash (*Lagenaria siceraria* Mol. Standl), Xmejen-K'uum squash (*Cucurbita moschata* Duch), Indian country melon (*Cucumis melo* L.) and White cucumber (*Cucumis sativus* L.), which were grafted in watermelon, were evaluated (*Citrullus lanatus* var. 'Cal sweet'). The experiment was established in the field in the autumn-winter season. The grafted plants flourished approximately 8 days before and showed a more vigorous vegetative growth than the non grafted plants, in addition to obtaining the highest yields surpassing the control, excelling the Xmejen-K'uum-Watermelon pumpkin graft which produced a higher yield (18.52 ton ha-1) exceeding the witness by 54%. Total soluble solids and the shape of the fruit were not affected by the graft. The rootstock of Leek and Xmejen-k'uum pumpkin had the lowest rate of agitation with 18%, number of eggs per gram of liquefied root with 544 and 753, and number of females per gram of stained root with 12 and 22 compared with the witness The study showed that the use of Creole cucurbits as a rootstock considerably reduces the parasitism of Meloidogyne incognita, which is why Creole rootstocks are viable for the production of watermelon, susceptible to the nematode.

Key words: cucurbits, tolerance, *Meloidogyne incognita*, rootstock

INTRODUCCIÓN

A nivel mundial, los patógenos con origen en el suelo figuran como la principal limitante en la producción de sandía, los nematodos del género *Meloidogyne* son los que causan las mayores pérdidas de producción en hortalizas en campo y en condiciones protegidas. Estos fitopatógenos, causan enanismo de la planta y clorosis generalizada en la parte aérea, las plantas manifiestan deficiencia de agua en las horas de mayor calor, ya que las raíces se atrofian formando agallas o nódulos radicales, por lo tanto, el rendimiento y la calidad de la fruta son afectados; su control involucra la aplicación de nematicidas sintéticos con elevados costos de deterioro ambiental y salud humana (Herrera-Parra *et al*., 2011).

Una alternativa sustentable es el uso de injertos cuya fortaleza de control se basa en la resistencia genética de materiales criollos como portainjertos. El empleo de injertos en hortalizas ha tomado relevancia en diferentes países con problemas de patógenos con origen en el suelo ya que con esta medida han reducido sus pérdidas. Esta técnica consiste en explorar especies criollas y detectar la tolerancia o resistencia a este tipo de fitopatógenos, para su uso como portainjertos, una táctica que puede emplearse como estrategia de manejo de poblaciones de *Meloidogyn*e spp. (Bithell *et al*., 2012).

Algunos estudios relacionados con la injertación mostraron el uso de portainjertos criollos como control de con origen en el suelo (nematodos), disminuyeron el índice de agallas, incrementaron la productividad y mejoraron la calidad de la fruta (Masuda *et al*., 1986 y Siguenza *et al*., 2005).

Por lo anterior el objetivo del presente estudio consistió en estimar la respuesta de tolerancia de cuatro especies de cucurbitáceas criollas al parasitismo de *Meloidogyne incognita* y su uso como portainjertos de sandía.

MATERIALES Y MÉTODOS

El estudio se realizó en el área de producción e investigación pecuaria del Instituto Tecnológico de Conkal ubicado en la Carretera Conkal-Chablekal. El experimento se estableció en campo.

Material vegetal

Las semillas de los portainjertos se obtuvieron de productores de la región. La semilla de la variedad de sandía de interés comercial a injertar de la empresa Kristen seed.

Se evaluaron cuatro especies de cucurbitáceas criollas como portainjertos denominados: P1: Calabazo Leek (*Lagenaria siceraria* Mol. Standl), P2: Calabaza Xmejen-K´uum (*Cucurbita moschata* Duch), P3: Melón indio X´pais (*Cucumis melo* L.), P4: Pepino blanco (*Cucumis sativus* L.) y como material de interés comercial la sandía (Testigo) (*Citrullus lanatus* var. Cal sweet).

Sincronía de crecimiento entre portainjertos e injerto de interés

Para determinar el tiempo de germinación de los cuatro portainjertos y el material de interés susceptible al nematodo se sembraron en contenedores de poliestireno de 200 cavidades con sustrato Sunshine®. Cuando las plántulas desarrollaron la primera hoja verdadera, cada cinco días se midieron los tallos a la altura de los cotiledones, hasta que tuvieron 2.5 mm de diámetro, luego se procedió a realizar los injertos con la técnica de aproximación (Davis *et al*., 2008).

Los tratamientos de injertos fueron: T1: Calabazo Leek-Sandía, T2: Xmejen-K'uum-Sandía, T3: Melón indio X'país-Sandía, T4: Pepino blanco-Sandía y T5 correspondió al testigo (Sandía sin injertar) las variables de respuesta fueron: porcentaje de germinación, diámetro de tallo y porcentaje de sobrevivencia (prendimiento) de injertos viables a los 21 días posteriores a la injertación. Como unidad experimental se utilizaron 10 injertos con cinco repeticiones.

Respuesta de los injertos a *Meloidogyne incognita*

Los injertos viables y el testigo se trasplantaron en macetas de 5 kg de capacidad con suelo naturalmente infestado con *M. incognita* e inoculadas con 5 mL de suspensión con 5000 huevos. En condiciones de campo las macetas se distribuyeron a una distancia de 1.5 m entre plantas y 2.5 m entre filas (INIA, 2017). Las variables agronómicas de respuesta fueron: longitud de guía, número de guías secundarias, diámetro de tallo, días a la floración, volumen radical, biomasa seca, rendimiento y calidad de frutos.

Para las variables de tolerancia, se realizó un muestreo destructivo, seleccionando tres plantas al azar por cada tratamiento a los 100 días después del trasplante (ddt). Las raíces se lavaron con agua para eliminar el exceso de suelo y estimar visualmente el índice de agallamiento de acuerdo una escala pictórica de seis clases (Taylor y Sasser, 1983). Posteriormente se fragmento la raíz de cada planta, se homogenizó y se tomaron 2 g de raíz, un gramo se licuo durante 11 segundos con hipoclorito de sodio al 2% y se depositó en una cámara cuenta nematodos para contabilizar el número de huevos con ayuda de un microscopio compuesto (4X), mientras que el otro gramo se tiño con fucsina ácida a punto de ebullición durante 10 min, el exceso del colorante se eliminó mediante un enjuague bajo agua corriente, las raíces se depositaron en frascos con glicerina al 78% para posteriormente

realizar la disección en un microscopio estereoscópico y contabilizar las hembras adultas (Ayoub, 1977).

Diseño experimental

El diseño experimental en la etapa de sincronía de crecimiento fue completamente al azar; y en la evaluación agronómica y de tolerancia en condiciones de campo fue de bloques completos al azar con cinco tratamientos y cuatro repeticiones, cada tratamiento constó de 20 plantas y la unidad experimental fue de 5 plantas.

Los valores obtenidos de las variables se sometieron a un análisis de varianza, en el caso del índice de agallamiento, germinación y prendimiento se realizó una transformación de datos mediante la raíz cuadrada del arco-seno, la comparación de medias con el método de Tukey ($P \leq 0.05$). Los análisis se realizaron con ayuda del paquete estadístico InfoStat para Windows®.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Sincronía entre portainjerto e injerto de interés

En calabaza Xmenjen-k´uum y pepino blanco se registraron los porcentajes de germinación más alto con 92 %, seguido de la sandía comercial 85%. La germinación en las especies de calabazo Leek y melón indio fue la más baja 60 y 57 %, respectivamente (Cuadro 2.1). El porcentaje en la germinación de la calabaza Xmejen-k´uum y el pepino blanco se atribuyó a que las semillas eran vigorosas, lo cual incrementó un 7% la germinación sobre la variedad comercial de la sandía. Sin embargo, las semillas de la variedad comercial de sandía

obtuvieron un porcentaje de germinación idóneo para semillas certificadas (SNICS, 2014).

Es probable que las semillas de sandía presentaron un deterioro en el vigor, lo cual afectó las reservas en el endospermo para abastecer al embrión durante la germinación, ocasionado por las condiciones de almacenamiento, lo cual afectó la su viabilidad (Otho *et al*., 2007; Trigiano *et al*., 2008).

En las demás especies criollas el bajo porcentaje de germinación se asoció a factores sobre la calidad; forma de cosechar, condiciones de la planta madre y el estado de madurez del fruto al momento de la cosecha (Pittcock, 2008).

En cuanto al diámetro de tallo, cuando éste tiene un valor superior a 2.5 mm es idóneo al momento de realizar la injertación (Davis *et al*., 2008). Lo cual concuerda con los resultados obtenidos, en el cual el calabazo Leek obtuvo el mayor diámetro (3.17 mm) estadísticamente superior a los demás tratamientos, sin embargo, los demás tratamientos fueron estadísticamente similares entre ellos. Todos los tratamientos registraron valores superiores a los 2.5 mm de diámetro recomendado (Cuadro 2.1). De la misma manera, Rojas y Riveros (2001) obtuvieron valores similares a los 2.5 mm de diámetro del tallo en las plántulas a injertar, lo cual le favoreció el prendimiento del injerto.

El diámetro del tallo es clave en el porcentaje de prendimiento, es fundamental sembrar primero el portainjerto y posteriormente la planta a injertar para asegurar un diámetro del tallo idóneo (2 – 3 mm) y una buena sincronía de las plántulas al momento de la injertación (Lee y Oda, 2003).

Estos resultados permitieron establecer un programa de siembra de las especies para lograr la sincronía de los portainjertos e injerto y realizar la injertación. A los 23 días después de la injertación, el mayor prendimiento se obtuvo en el injerto pepino blanco-Sandía con el 92 % y el menor porcentaje en el injerto Calabazo Leek-Sandía con el 70 % (Cuadro 2.1).

Entre los factores a considerar en el prendimiento del injerto están: la uniformidad en

la germinación y la sincronía de crecimiento entre el portainjerto e injerto, así como los días después de la siembra, esto es fundamental; conseguir la homogeneidad en la germinación y crecimiento tanto del portainjerto como del injerto (Hassell y Schulthesis, 2002). Por otra parte, el uso de plántulas demasiado jóvenes o viejas dificultan el proceso de la injertación lo cual afecta el porcentaje de prendimiento (Hassell y Memmott, 2008).

Cuadro 2.1 Germinación (%), diámetro de tallo y prendimiento (%) de portainjertos de cucurbitáceas e injertos de sandía "Cal sweet" (media ± EE).

Especie	Germinación (%)	Diámetro de tallo (mm)	Prendimiento (%)
Calabazo Leek	60 ± 0.03 b	3.17 ± 0.11 a	70 ± 0.06 b
Xmejen-k´uum	92 ± 0.06 a	2.82 ± 0.05 b	80 ± 0.05 ab
Melón indio	57 ± 0.04 b	2.74 ± 0.05 b	84 ± 0.10 ab
Pepino blanco	92 ± 0.07 a	2.58 ± 0.02 b	92 ± 0.09 a
Sandía Cal sweet (Testigo)	85 ± 0.03 a	2.60 ± 0.04 b	-
DMS	0.23	0.27	0.33

Medias ± error estándar; literales diferentes en la misma columna indican diferencias estadísticas significativas (Tukey $P \leq 0.05$) (n= 8).

Evaluación agronómica de los injertos y respuesta de tolerancia

Longitud y número de guías secundarias: El análisis de varianza y comparación de medias de las variables longitud y número de guías secundarias entre los injertos y el testigo (sin injertar) no manifestaron diferencias estadísticas significativas a los 53 ddt; lo que

significó que estos portainjertos no afectaron el crecimiento vegetativo de las plantas injertadas (Cuadro 2.2). En estudios previos, también los portainjerto no afectaron la longitud de guía (Heidari *et al*., 2010; Kacjan-Maršić y Jakše, 2010). Ni el número de guías (López-Elías *et al*., 2011) aunque en algunos casos si se han reportado diferencias estadísticas significativas en el número de guías, asociado a los portainjertos y técnicas de injertación (Escalante-González *et al*., 2018).

Diámetro de tallo: El injerto calabazo Leek-Sandía registró el mayor diámetro (6.74 mm) a los 53 ddt, seguido del injerto Xmejen-k´uum-Sandía (6.48 mm), lo que los hizo estadísticamente superiores a los tratamientos de Melón indio-Sandía y Pepino blanco-Sandía los cuales obtuvieron los valores más bajos (4.97 y 4.12 mm, respectivamente). Sin embargo, el injerto del calabazo Leek-Sandía superó en un 18 % al testigo, esta diferencia está asociada con el vigor de los portainjertos (Cuadro 2.2). Efectos parecidos fueron reportados por Hernández-González *et al*. (2014) con pepino injertados en calabaza. Este efecto está relacionado con la influencia que tienen el portainjerto ya que éste influye significativamente durante su desarrollo en campo (González *et al*., 2003). De igual manera, Davis y Perkins-Veazie (2005) demostraron que los portainjertos influyen de manera significativa en el vigor de plantas de sandía injertadas con portainjertos de calabaza. Así mismo, López-Elías *et al.* (2011) obtuvieron un mayor crecimiento del diámetro del tallo en plantas injertadas en comparación con plantas de sandía sin injertar.

Cuadro 2.2 Efecto del portainjerto en las variables diámetro de tallo, longitud y número de guías secundarias a los 53 ddt.

Tratamiento	Diámetro de tallo (mm)	Longitud de guía (cm)	Número de guías secundarias
Calabazo Leek-Sandía	6.74 ± 0.30 a	122.66 ± 9.81 a	5.57 ± 0.73 a
Xmejen-k´uum-Sandía	6.48 ± 0.37 a	135.71 ± 9.83 a	5.41 ± 0.66 a
Melón indio-Sandía	4.97 ± 0.25 bc	136.96 ± 9.75 a	6.32 ± 0.75 a
Pepino blanco-Sandía	4.12 ± 0.16 c	120.14 ± 8.30 a	5.43 ± 0.52 a
Sandía sin injertar (testigo)	5.71 ± 0.31 ab	144.05 ± 9.43 a	6.34 ± 0.73 a
DMS	1.12	36.03	2.66

DMS: Diferencia Mínima Significativa.

Medias ± error estándar; literales diferentes en la misma columna indican diferencias estadísticas significativas (Tukey P≤0.05) (n= 8).

Días a la floración: La floración masculina se inició a los 18 ddt. Sin embargo, en el tratamiento Melón indio-Sandía el primero en alcanzar el 50% de la floración a los 25 ddt en comparación con el testigo que alcanzo este porcentaje hasta los 39 ddt. A los 46 ddt los tratamientos injertados alcanzaron el 100% de la floración y el testigo a los 53 ddt (Figura 2.1). El portainjerto de Melón indio-Sandia, superó en un 36 % al testigo al obtener el 50% de floración en menor tiempo seguido del calabazo Leek-Sandia con un 18 %. Es evidente que el uso de plantas injertadas induce la precocidad en la floración sobre materiales no injertados. El uso de especies criollas (Melón indio y el calabazo Leek) como portainjertos promovieron el crecimiento de primordios florales en menor tiempo por consiguiente se reduce los días a floración. En un estudio realizado por Pofu *et al*. (2011) también, observaron

floración precoz en portainjertos de *Cucumis*. En portainjertos calabaza-sandia se consiguieron un adelanto el desarrollo floral en comparación con otros portainjertos (Kurata, 1976; Sakata *et al*., 2007).

La injertación induce la precocidad de floración, atribuido a la unión portainjerto - injerto lo cual influye en la concentración endógena de hormonas modificando el desarrollo y la fisiología de las plantas, además de que la injertación puede variar la expresión sexual y el orden de floración (Satoh, 1996; Pofu *et al*., 2012).

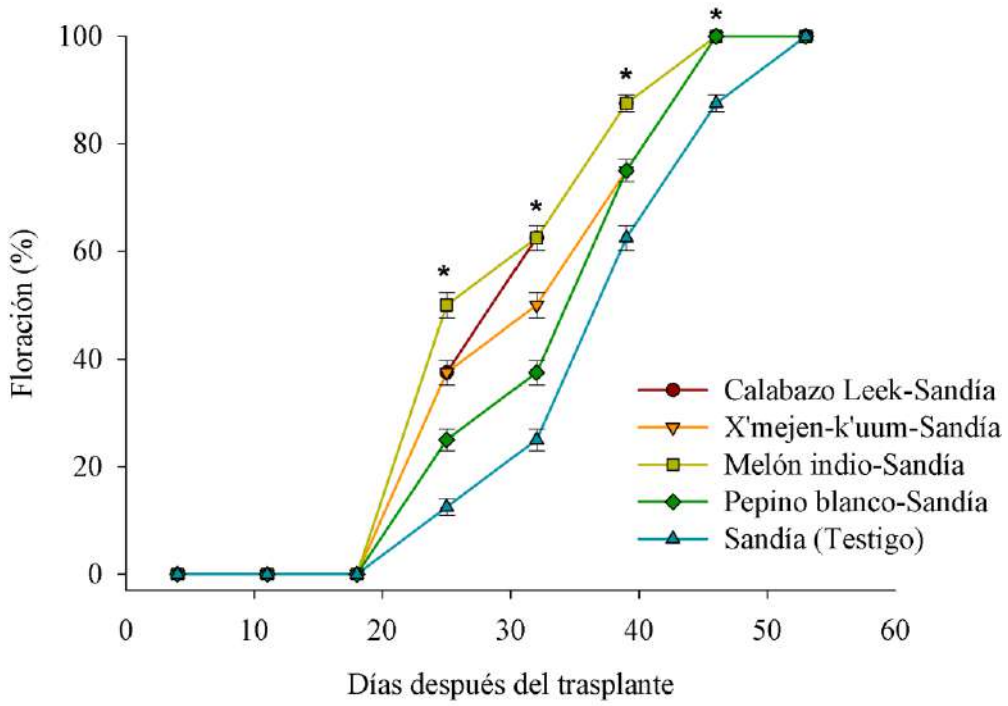

Figura 2.1 Dinámica de la floración en injertos de sandía “Cal sweet”.

(*) Indica diferencias estadísticas significativas (Tukey P≤0.05) (n= 8).

El análisis de varianza y comparación de medias (Tukey, P≤0.05) de las variables volumen y biomasa radical separó como mejor tratamiento al portainjerto Melón indio-Sandía al registrar valores de 29.33 cm^3 y 2.5g que superaron en 26% y 27% respectivamente, al testigo sin injertar con 23.33 cm^3 y 1.97g. Los valores más bajos se registraron en el

tratamiento injertado con Pepino blanco-Sandía con 7.33 cm^3 y 0.33 g. En cuanto a la biomasa foliar seca no se encontraron diferencias estadísticas significativas (Cuadro 2.3). Sin embargo, la injertación si aumento numéricamente el crecimiento foliar, lo cual concuerda con lo reportado por Hernández-González *et al.* (2014) quienes obtuvieron una mayor biomasa foliar en plantas de pepino injertadas, así mismo, mencionan que la relación parte vegetativa-raíz es un indicativo del crecimiento de la parte aérea el cual está vinculado con el sistema radical y por consiguiente existe una correlación en el crecimiento de ambos. De la misma manera, Pofu *et al*. (2012) obtuvieron que los portainjertos aumentaron el peso del brote seco en el cv. Congo por 50% y 66%.

El uso de materiales criollos como portainjertos proporciona un mayor volumen radical, lo que permite mejor adaptación y desarrollo de las plantas en campo. De esta forma, el uso de portainjertos mejora el sistema radical de las plantas injertadas al proveer una mayor absorción de agua y nutrientes para su correcto desarrollo (Pulgar *et al*., 2000). El uso de portainjertos de materiales criollos (cucurbitáceas) permite obtener mayor desarrollo radical y por consiguiente un mayor peso seco (Yetisir y Sari, 2003). También se ha reportado que los injertos obtienen un mayor crecimiento en las raíces y por consiguiente una mayor biomasa sin importar los problemas del suelo (Rouphael *et al*., 2008; Colla *et al.,* 2010).

Cuadro 2.3 Efecto del portainjerto en las variables volumen radical y biomasa seca en sandía "Cal sweet" en campo.

Tratamiento	Volumen radical (cm^3)	Biomasa foliar seca (g)	Biomasa radical seca (g)
Calabazo Leek-Sandía	22.67 ± 1.76 ab	43.23 ± 3.62 a	1.67 ± 0.28 abc
Xmejen-k´uum-Sandía	13.33 ± 2.40 bc	39.90 ± 3.37 a	0.80 ± 0.71 bc
Melón indio-Sandía	29.33 ± 5.81 a	45.93 ± 9.41 a	2.50 ± 0.6 a
Pepino blanco-Sandía	7.33 ± 2.40 c	30.80 ± 6.25 a	0.33 ± 0.14c
Sandía sin injertar (testigo)	23.33 ± 1.76 ab	45.60 ± 5.75 a	1.97 ± 0.27 ab
DMS	14.94	28.34	1.56

DMS: Diferencia Mínima Significativa.

Medias ± error estándar; literales diferentes en la misma columna indican diferencias estadísticas significativas (Tukey P≤0.05) (n= 8).

Rendimiento: El análisis de varianza y comparación de medias Tukey (P≤0.05) registró como mejor tratamiento al injerto de Xmejen-k'uum-Sandía al registrar un rendimiento potencial de 18.52 ton ha^{-1}, superior en 54% en relación al testigo con 12 ton ha^{-1} (Figura 2.2). Los tratamientos injertados superaron al testigo, el portainjerto influyó significativamente en el incremento del rendimiento. En un trabajo de Goreta *et al*. (2013) también obtuvieron con plantas injertadas (Strong Tosa), mejor rendimiento de al menos un 50 % comparado con las plantas no injertadas. Asi mismo, Seong *et al*. (2003) indicaron que portainjertos de calabaza incrementaron en 20 % el rendimiento y hasta dos veces el tamaño de fruta en comparación con plantas no injertadas, estos resultados son similares a los obtenidos en el portainjerto de calabaza que mejoro en un 27 % el rendimiento y el tamaño

del fruto. De igual manera, Pofu *et al.* (2012) incrementaron el rendimiento en sandía empleando los portainjertos *C. africanus* y *C. myriocarpus* en el cv. Congo en un 46% y 60%, respectivamente y del cv. Charleston Grey por 48% y 115%, respectivamente. Por su parte, Yetisir y Sari (2003) obtuvieron mayor rendimiento en plantas injertadas con *Lagenaria* y *Cucurbita* sobre plantas de sandía, mejoraron en un 27 – 106% respectivamente, en comparación con el testigo, sin injertar.

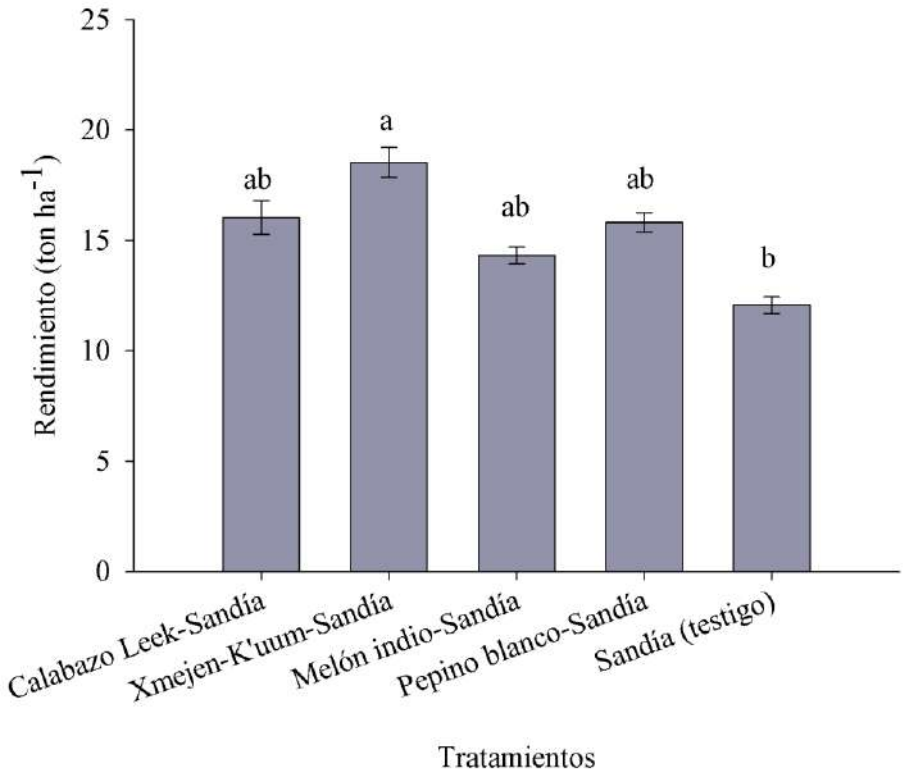

Figura 2.2 Rendimiento potencial de sandía "Cal sweet" injertada en portainjertos de cucurbitáceas (n= 8). Medias con literales diferentes en la barra indican diferencias estadísticas significativas (Tukey P≤0.05).

En las plantas injertadas los frutos fueron de mayor tamaño (longitud del fruto y diámetro ecuatorial) en relación al testigo (plantas sin injertar). El fruto de mayor tamaño promedio se obtuvo del portainjerto Xmejen-k'uum-Sandía, con 66 cm de longitud y 50.75

cm de diámetro ecuatorial, que fue superior en 19 % con respecto a los frutos de las plantas sin injertar (Cuadro 2.4). También Miguel *et al*. (2004) encontraron con el portainjerto de calabaza un incremento del rendimiento y el tamaño de los frutos en la sandía. Por su parte, Yetisir y Sari (2003) produjeron los frutos más grandes utilizando portainjertos de *Lagenaria* y *Cucurbita* en comparación con las plantas testigo. También, Sakata *et al.* (2007) obtuvieron frutos de mejor forma y de mayor tamaño provenientes de plantas de sandías injertadas con *Cucurbita*.

En relación al contenido de solidos solubles, en los injertos Xmejen-k'uum-Sandia y Melón indio-Sandia no se afectó, ya que fueron similares al obtenido en las plantas sin injertar con valores de 8.5 ° Brix. Taylor *et al.* (2006) y Rouphael *et al*. (2008), también estimaron en el contenido de azúcar, valores similares en sandía injertada y sin injertar. Sin embargo, los injertos calabazo Leek-Sandía y en Pepino blanco-Sandía registraron valores de 7.0 ° Brix y 7.6 ° Brix, inferiores en 18% y 11%, respectivamente, en relación a las plantas sin injertar (Cuadro 2.4). Este resultado lo reportaron Liu *et al.* (2006) al encontrar azúcares totales en frutos de plantas injertadas con calabaza de botella. Aunque los reportes de Alexopoulos *et al*. (2007) y Proietti *et al*. (2008) el portainjerto no influyó significativamente sobre los sólidos solubles totales en los frutos de sandía. Por otra parte, Villocino y Quevedo (2015) mejoraron cantidad de solidos solubles (8.6 °Brix) en frutas plantas de sandía injertadas en calabaza. Así, la cantidad de solidos solubles, van a depender del portainjerto.

Cuadro 2.4 Rendimiento, tamaño de la fruta (longitud y diámetro ecuatorial) y contenido de solidos solubles de sandía “Cal sweet” injertada en diferentes portainjertos.

Tratamiento	Rendimiento (ton ha^{-1})	Tamaño de la fruta (cm)		Solidos solubles (° Brix)
		Longitud	Diámetro Ecuatorial	
Calabazo Leek-Sandía	38.5 ± 0.77 ab	61.88 ± 5.8 ab	48.13 ± 3.61 a	7.0 ± 1.04 a
X’mejen-k’uum-Sandía	44.4 ± 0.67 a	66.00 ± 5.47 a	50.75 ± 3.43 a	8.5 ± 0.57 a
Melón indio-Sandía	34.3 ± 0.39 ab	62. 75 ± 3.91 ab	48.13 ± 3.70 a	8.5 ± 0.86 a
Pepino blanco-Sandía	37.9 ± 0.44 ab	63.38 ± 3.98 ab	54.00 ± 4.03 a	7.6 ± 0.33 a
Sandía (Testigo)	28.9 ± 0.38 b	55.25 ± 3.68 b	45.75 ± 2.11 a	8.5 ± 0.28 a
DMS	1.24	10.72	12.61	2.66

DMS: Diferencia Mínima Significativa.

Medias ± error estándar; literales diferentes en la misma columna indican diferencias estadísticas significativas (Tukey P≤0.05) (n= 8).

Variables de tolerancia

El análisis de varianza mostró diferencias significativas (P≤0.01) y la comparación de medias (Tukey, P≤ 0.05) de los índices de reproducción del nematodo e intensidad de la enfermedad separó como tratamientos tolerantes, aquellos constituidos por plantas injertadas.

En general, el uso de materiales criollos que se utilizaron como portainjertos de sandía, influyeron significativamente en la tolerancia a *M. incognita*. A los 100 ddt, las raíces de calabazo Leek-Sandía y de Xmejen-k’uum-Sandía manifestaron el menor índice de agallamiento con 18%, número de huevos por gramo de raíz licuada con 544 y 753 número

de hembras por gramo de raíz teñida con 12 y 22, respectivamente., en comparación con el testigo sin injertar que presento un 88 %, 3340 y 126, respectivamente (Cuadro 2.5). El uso de portainjertos de especies silvestres presentan mayor resistencia o tolerancia a *M. incognita* (Thies y Levi, 2007). Con estos resultados se confirmó que, los portainjertos de especies criollas de cucurbitáceas Leek e Xmejen k'uum con los valores más bajos en el índice de agallamiento y de reproducción del nematodo, son tolerantes al parasitismo de *M. inconita.* Este efecto lo reportaron Siguenza *et al*. (2005) quienes concluyeron que el portainjerto proporcionó tolerancia en plantas injertadas en comparación con las no injertadas. Así mismo, Kokalis-burelle y Rosskopf (2011) indicaron que el portainjerto *Aloha* brinda una alta resistencia a *M. incognita* en comparación con los portainjertos Florida 47 y TX301 los cuales incrementaron la población del nematodo raíces de las plantas injertadas de tomate.

La sandía sin injertar, fue susceptible a *M. incognita* al registrar los valores más altos de huevos y hembras por gramo de raíz, esto concuerda con Montalvo y Esnard, (1994) quienes reportan que los cultivares de sandía son susceptibles a *M. inconita*. Por otra parte, Goreta *et al.* (2013) observaron que en el número de huevos y hembras por gramo de raíz no presentaron diferencias significativas entre los tratamientos evaluados. Así mismo, Thies *et al.* (2010) observaron que la reproducción de nematodos fue alta en *Strong Tosa* (12497 huevos por gramo de raíz) y la reproducción fue moderada en portainjertos de calabaza (1251 huevos por gramo de raíz) y *Emphasis* (2541 huevos por gramo de raíz), así mismo, mencionaron que el cultivar *C. lanatus* var. Citroides disminuyen el número de huevos (menor a 500 huevos por gramo de raíz) de *M. incgonita*.

Thies y Levi (2007) reportaron que los cultivares de sandía Crimson Sweet, Dixie Lee y Charleston Gray son más susceptibles al parasitismo de *M. incognita* al obtener valores superiores a los 3000 huevos por gramo de raíz, siendo estos resultados similares a lo obtenido en este trabajo, en el cual las plantas sin injertar presentaron los valores más altos

de huevos por gramo de raíz fresca (3340) en comparación con los tratamientos injertados. Por otro lado, Verdejo-Lucas *et al*. (2004) obtuvieron que el uso de portainjertos en tomate disminuyeron el número de huevos por gramo de raíz hasta en un 35% en comparación con el testigo el cual fue altamente susceptible.

En cuanto al índice de agallamiento las plantas injertadas con los materiales criollos presentaron la menor intensidad de la enfermedad en comparación con el testigo, esto promovió un mayor crecimiento, rendimiento y contenido de solidos solubles en comparación con las plantas no injertadas. Verdejo-Lucas y Sorribas (2008) mencionaron que el menor índice de agallamiento se obtuvo al utilizar portainjertos criollos en plantas de tomate las cuales fueron tolerantes a *M. incognita*.

En general el uso de portainjertos resistentes mejoró el rendimiento de las plantas en suelos infestados con *M. incognita* (Rivard *et al.,* 2010). El uso de portainjerto de *Cucumis africanus* se puede usar como portainjerto de sandías debido a que se ha observado y comprobado resistencia en suelos infestados a *M. incognita* (Pofu *et al.,* 2010 y 2011)

Cuadro 2.5 Parámetros de tolerancia de portainjertos de cucurbitáceas criollas a *Meloidogyne incognita* a los 100 días después del trasplante.

Tratamiento	Índice de agallamiento (%)	Hembras por g de raíz teñida	Huevos por g de raíz licuada
Calabazo Leek-Sandía	18 b	12 c	544 b
Xmejen-k´uum-Sandía	18 b	22 bc	753 b
Melón indio-Sandía	63 ab	48 b	1334 b
Pepino blanco-Sandía	38 b	37 bc	1192 b
Sandía (testigo)	88 a	126 a	3340 a
DMS	0.60	33.4	1043.4

DMS: Diferencia Mínima Significativa.

Medias con literales diferentes en la misma columna indican diferencias estadísticas significativas (Tukey $P \leq 0.05$) (n= 4).

CONCLUSIONES

- El mayor porcentaje de prendimiento depende de la similitud entre los diámetros de portainjerto e injerto (sincronía).
- Las especies de cucurbitáceas criollas empleadas como portainjertos de sandía no disminuyeron el rendimiento del cultivo; ni interfiere en la calidad de la fruta, sin embargo, estas respuestas son en gran medida dependientes de la elección del portainjerto.

- Las plantas injertadas presentaron mayor tolerancia a *M. incognita* por lo cual los portainjertos criollos son viables para la producción de sandía, susceptible al nematodo.

LITERATURA CITADA

Alexopoulos, A. A., A. Kondylis, and H. C. Passam. 2007. Fruit yield and quality of watermelon in relation to grafting. J. Food, Agr. and Environ. 5:178–179.

Ayoub, M. S. 1977. Plant Nematology an Agricultural Training Aid. Department of Food and Agriculture, Division of Plant Industry, Laboratory Services-Nematology, California, EE. UU. 157 p.

Bithell, S. L., B. Condé., M. Traynor, and E. C. Donald. 2012. Grafting for soilborne disease management in Australian vegetable production systems. Australasian Plant Pathol. (2013) 42:329–336

Colla, G., Y. Rouphael., M. Cardarelli., A. Salerno, and E. Rea. 2010. The effectiveness of grafting to improve alkalinity tolerance in watermelon. Environmental and Experimental Botany. 68(3):283-291.

Davis, A. R. and P. Perkins-Veazie. (2005–2006). Rootstock effects on plant vigor and watermelon fruit quality. Cucurbit Genet. Coop. Rpt. 28–29: 39–42.

Davis, A. R., P. Perkins-Veazie., Y. Sakata., S. López-Galarza., J. V. Maroto., L. Sang-Gyu., H. Yun-Chan., S. Zhanyong., A. Miguel., S. R. King., R. Cohen, and L. Jung-Myung. 2008. Cucurbit Grafting. Critical Reviews in Plant Sciences. 27:1, 50-74

Escalante-González, J. L., M. Arébalo-Madrigal., J. L. Merida-Reyes., E. U. Delgadillo-Hernández., J. B. Yañez-Coutiño, and E. Osorio-Hernández. 2018. Response of watermelon crop (*Citrullus lanatus* L.) to the graft method and pattern adapted to acid soil conditions. Agroproductividad: Vol. 11, Núm. 12, diciembre. 2018. pp: 65-69.

González, J. M., F. Radillo., F.J. Martínez y M. Bazán. 2003. Evaluación de diferentes portainjertos en el desarrollo vegetativo del cultivo de la sandía (*Citrullus lanatus*) variedad Tri-x 313. Memorias del X Congreso Nacional de la Sociedad de Ciencias Hortícolas. México. p. 43.

Goreta B. S., K. Žanić., G. Dumičić., E. Raspudić., S. G. Vuletin, and D. Ban. 2013. Growth and yield of grafted cucumbers in soil infested with root-knot nematodes. Chilean Journal of Agricultural Research 74(1) January-March 2014.

Hassell, R. L. and F. Memmott. 2008. Grafting methods for cucurbit production. Hortscience vol. 43(6).

Hassell, R. L. and J. R. Shulthesis. 2002. Seedless watermelon transplant production guide 1 Feb. <http://www.clemson.edu/psapublishing/ppt_files/Seedlesswatermelon.ppt>.

Heidari, A. A., A. Kashi., Z. Saffari, and S. Kalatejari. 2010. Effect of different Cucurbita rootstocks on survival rate, yield and quality of greenhouse cucumber cv. Khassib. Plant Ecophysiology 2:115-120.

Hernández-González, Z., J. Sahagún-Castellanos., P. Espinosa-Robles., M. T. Colinas-León, and J. E. Rodríguez-Pérez. 2014. Effect of rootstock on yield and fruit size in grafted cucumber. rev. fitotec. mex. vol. 37 (1): 41 – 47

Herrera-Parra, E., J. Cristóbal-Alejo., J. M. Tun-Súarez., J. A. Góngora-Jiménez y C. T. Lomas-Barrie. 2011. Nematofauna nociva (*Meloidogyn*e spp.) en cultivos hortícolas tropicales: Distribución y perspectivas de manejo en Yucatán. Recursos genéticos microbianos en la zona Golfo-Sureste de México. Vol. 1:138-150.

INIA (Instituto de Investigaciones Agropecuarias). Manual de manejo agronómico para el cultivo de sandía. 2017. Fidel Oteíza 1956, Piso 11, Providencia, Santiago.

Kacjan-Maršić, N., and M. Jakše. 2010. Growth and yield of grafted cucumber (*Cucumis sativus* L.) on different soilless substrates. Journal of Food, Agriculture & Environment 8:654-658.

Kokalis-Burelle, N. and E. Rosskopf. 2011. Microplot Evaluation of Rootstocks for Control of *Meloidogyne incognita* on Grafted Tomato, Muskmelon, and Watermelon. Journal of Nematology 43(3–4):166–171

Kurata, H. 1976. Studies on the sex expression of flowers induced by day-length and temperature in pumpkin and watermelon. Mem. Fac. Agr., Kagawa Univ. 29: 1–49.

Lee, J. M. and M. Oda. 2003. Grafting of herbaceous vegetable and ornamental crops. Hortic Rev 28:61–123

Liu, H. Y., Z. J. Zhu., M. Diao, and Z. P. Guo. 2006. Characterisitic of the sugar metabolism in leaves and fruits of grafted watermelon during fruit development. Plant Physiol. Commun. 42: 835–840.

López-Elías, J., M. A. Huez-López., J. Jiménez-León., J. C. Rodríguez., S. Garza-Ortega y L. F. Escoboza-García. 2011. Efecto de la densidad de plantación en sandía sin

semilla injertada sobre bule (*Lagenaria siceraria* (Molina) Standl.) Tropical and Subtropical Agroecosystems, 14 (2011): 349 – 355

Masuda, M., T. Takamori., T. Tanaka., H. Takahashi, and M. Sugio. 1986. Studies of the characteristics of nutritional uptake of the rootstocks of grafted crop fruits VII Fruit quality and water and mineral absorption in watermelon grafted to squash and to bottle gourd interstock. Jpn. Soc. Hort. Sci. Spring Meeting: 180–181. (in Japanese).

Miguel, A., J. V. Maroto., A. San Bautista., C. Baixauli., V. Cebolla., B. Pascual., S. López-Galarza, and J. L. Guardiola. 2004. The grafting of triploid watermelon is an advantageous alternative to soil fumigation. Scientia Hort. 103: 9–17.

Montalvo, A. E. and J. Esnard. 1994. Reaction of ten cultivars of watermelon (*Citrullus lanatus*) to a Puerto Rican population of *Meloidogyne incognita*. Supplement to the Journal of Nematology 26:640-643.

Otho, M. A., S. L. Stone, and J. J. Harada. 2007. Genetic control of seed development and seed mass. *In:* Seed Development, Dormancy and Germination. K J Bradford, H Nonogaki (eds). Blackwell Publishing. Iowa, USA. pp:1-49.

Pittcock, J. K. 2008. Seed production, processing and analysis. In: Plant Propagation. C A Beyl, R N Trigiano (ed.). CRC Press Taylor & Francis Group. U.S.A. pp: 401-406.

Pofu, K. M., P. W. Mashela and M. S. Mphosi. 2010. Responses of *Cucumis africanus* and *Cucumis myriocarpus* to *Meloidogyne incognita* race 2 under microplot conditions. Int. J. Nematol., 20: 113–118

Pofu, K. M., P. W. Mashela and D. De. Waele. 2012. Survival, flowering and productivity of watermelon (*Citrullus lanatus*) cultivars in intergeneric grafting on nematode-resistant *Cucumis* seedling rootstocks in *Meloidogyne*-infested fields. Int. J. Agric. Biol., 14: 217–222

Pofu, K. M., P. W. Mashela and M. S. Mphosi. 2011. Management of *Meloidogyne incognita* in nematodesusceptible watermelon cultivars using nematode resistant *Cucumis africanus* and *Cucumis myriocarpus* rootstocks. African Journal of Biotechnology Vol. 10(44), pp. 8790-8793

Proietti, S., Y. Rouphael., G. Colla., M. Cardarelli., M. De M. Agazio., E. Rea. Zacchini., S. Moscatello and A. Battistelli. 2008. Fruit quality of mini-watermelon as affected by grafting and irrigation regimes. J. Sci. Food Agric. 88 (6), 1107-1114.

Pulgar, G., G. Villora., D. A. Moreno and L. Romero. 2000. Improving the mineral nutrition in grafted watermelon plants: Nitrogen metabolism. Biol. Plant. 43:607-609.

Rivard, C. L., S. O'Connell., M. M. Peet and F. J. Louws. 2010. Grafting tomato with interspecific rootstock to manage diseases caused by Sclerotium rolfsii and Southern Root-Knot Nematode.Plant Disease 94:1015-1021.

Rojas, L. y F. Riveros. 2001. Efecto del método y edad de las plántulas sobre el prendimiento y desarrollo de injertos en melón (*Cucumis melo*). Agric. Téc. v.61 n.3

Rouphael, Y., M. Cardarelli., G. Colla and E. Rea. 2008. Yield, Mineral Composition, Water Relations, and Water Use Efficiency of Grafted Miniwatermelon Plants Under Deficit Irrigation. HortScience. 43(3): 730-736.

Sakata, Y., O. Takayoshi and S. Mitsuhiro. 2007. The history and present state of the grafting of cucurbitaceous vegetables in Japan. Acta Hort. 731: 159–170.

Satoh, S. 1996. Inhibition of flowering of cucumber grafted on rooted squash rootstocks. J. Plant Physiol., 97: 440–444

Seong, K. C., J. M. Moon., S. G. Lee., Y. G. Kang., K. Y. Kim and H. D. Seo. 2003. Growth, lateral shoot development, and fruit yield of white-spined cucumber (*Cucumis sativus* cv. Baekseong-3) as affected by grafting methods. J. Kor. Soc. Hort. Sci. 44: 478–482.

Siguenza, C., M. Schochow., T. Turini and A. Ploeg. 2005. Use of *Cucumis metuliferus* as a rootstock for melon to manage *Meloidogyne incognita*. The Journal of Nematology 37:276-280.

SNICS (Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas). 2014. Reglas para la calificación de semilla de chile (*Capsicum* spp.). México. 13 p.

Taylor, A. and J. Sasser. 1983. Biología, identificación y control de los nematodos del nódulo de la raíz (Especies de *Meloidogyne*). Raleight: North Carolina State University Graphics.

Taylor, M., B. D. Bruton., W. W. Fish and W. Roberts. 2006. Economics of grafted vs conventional watermelon plant. HortScience 40:519.

Thies, J. A. and A. Levi. 2007. Characterization of watermelon (*Citrullus lanatus* var. citroides) germplasm for resistance to root-knot nematodes. HortScience 42: 1530–1533.

Thies, J. A., J. J. Ariss., R. L. Hassell., S. Olson., C. S. Kousik and A. Levi. 2010. Grafting for management of southern root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*, in watermelon. Plant Dis. 94:1195-1199.

Trigiano R. N., R. A. Follum, and C. A. Beyl. 2008. Sexual reproduction in angiosperms. *In:* Plant Propagation Concepts and Laboratory Exercises. C. A. Beyl and R. N. Trigiano, eds. Taylor and Francis, Philadelphia, PA. pp: 379-389.

Verdejo-Lucas, S. and F. L. Sorribas. 2008. Resistance response of the tomato rootstock SC 6301 to *Meloidogyne javanica* in a plastic house. European Journal of Plant Pathology 121:103-107.

Verdejo-Lucas, S., F. J. Sorribas., C. Ornat and J. Buñol. 2004. Eficacia del porta-injerto de tomate frente a cultivares portadores del gen Mi de resistencia para el manejo del nematodo *Meloidogyne*. Phytohemeroteca. Transferencia tecnológica: Hortícolas. Edición 158.

Villocino, S. B. and M. A. Quevedo. 2015. Effects of grafting on flowering, fruiting and fruit quality of “Sweet 16” Watermelon (*Citrullus lanatus* Thunb.). Acta Hort. 1088:469–472.

Yetisir, H. and N. Sari. 2003. Effect of different rootstock on plant growth, yield and quality of watermelon. Australian J. Expt. Agri. 43: 1269–1274.