



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO
POSTGRADO EN RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD
FRUTICULTURA

ESTRUCTURA DEL ESPOROFITO VEGETATIVO JOVEN (SISTEMAS RADICAL Y AÉREO) DEL GUANÁBANO (*Annona muricata* L.)

JESÚS MAO ESTANISLAO AGUILAR LUNA

T E S I S
PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

2007

La presente tesis, titulada: **Estructura del esporofito vegetativo joven (sistemas radical y aéreo) del guanábano (*Annona muricata* L.)**, realizada por el alumno: **Jesús Mao Estanislao Aguilar Luna**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS
RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD
FRUTICULTURA

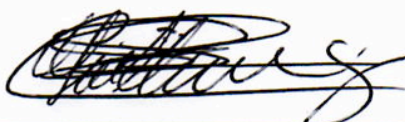
CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO




Dr. Eduardo García Villanueva

ASESOR



Dr. Guillermo Calderón Zavala

ASESOR



Dr. Jesús Jasso Mata

Montecillo, Texcoco, México, 28 de noviembre del 2007

ESTRUCTURA DEL ESPOROFITO VEGETATIVO JOVEN (SISTEMAS RADICAL Y AÉREO) DEL GUANÁBANO (*Annona muricata* L.)

Jesús Mao Estanislao Aguilar Luna, M.C.

Colegio de Postgraduados, 2007

El guanábano en Quintana Roo presenta problemas para su cultivo debido a lo calcáreo de los suelos y a su propagación sexual. En este trabajo se evaluaron el crecimiento radical y aéreo de plántulas de guanábano provenientes de semilla; desarrolladas en siete tipos de suelo: gleysol, luvisol, vertisol crómico, cambisol lítico, rendzina, fluvisol eútrico y premier pro-mix VFT[®]. Se realizaron dos experimentos: E₁ (Quintana Roo) y E₂ (Estado de México). Se utilizaron 49 unidades experimentales (plántulas de 10 a 14 cm de longitud, creciendo en minirrizotrones). Siete tratamientos con siete repeticiones conformaron cada experimento. Semanalmente y durante 95 días se registraron las variables: longitud (LR) y diámetro (DR) de la raíz principal; número de raíces (NR) del sistema radical; longitud (LT) y diámetro (DT) del tallo, longitud del hipocótilo (LH), número de entrenudos (NE) y número de yemas brotadas (YB) en el tallo; número de hojas expandidas (HE) y área foliar (AF). En el E₁, los suelos calcáreos en donde se obtuvo el mayor desarrollo radical fueron vertisol crómico y cambisol lítico, seguidos de luvisol y rendzina (excepto en LR y NR). Mientras que el mayor desarrollo aéreo se obtuvo en vertisol crómico, seguido de cambisol lítico, luvisol y rendzina (excepto en algunas variables aéreas). En el E₂, los suelos calcáreos en donde se obtuvo el mayor desarrollo radical fueron cambisol lítico, rendzina, vertisol crómico y luvisol (excepto en NR). Mientras que el mayor desarrollo aéreo se obtuvo en cambisol lítico y rendzina (excepto en AF), seguido de vertisol crómico (excepto en LT, DT, LH y AF) y luvisol (excepto en LT, NE, YB, HE y AF). A pesar de la diferencia estadística entre los tratamientos ($P \leq 0.05$), en Quintana Roo, México, los suelos calcáreos: vertisol crómico, cambisol lítico, rendzina y luvisol, manifiestan una clara posibilidad para utilizarlos en la propagación del guanábano en vivero.

Palabras clave: calcáreos, climas tropical y templado, crecimiento y desarrollo, minirrizotrón, raíz.

YOUNG VEGETATIVE SPOROPHYTE STRUCTURE (SYSTEMS RADICAL AND AERIAL) OF THE SOURSOP (*Annona muricata* L.)

Jesús Mao Estanislao Aguilar Luna, M.C.

Colegio de Postgraduados, 2007

The culture of soursop (*Annona muricata* L.) in Quintana Roo, present some adaptation problems due to the calcareous soil and it's sexual propagation. The radical and aerial growth of soursop seedlings growing in seven types of soils (gleysol, luvisol, chromic vertisol, litic cambisol, rendzine, eutric fluvisol and premier pro-mix VFT[®]) were evaluated. Two essays were carried out: E₁ (Quintana Roo) and E₂ (Estado de Mexico). The 49 experimental units consisted of 10 to 14 cm length seedlings growing in a minirhizotron culture system. The length (LR) and diameter (DR) of the main root and the number total roots (NR) were observed in the root system; the length (LT), diameter (DT), internodes number (NE) and hypocotil's length (LH) were observed in the steam finally, the number (HE), blade area (AF), axilar sprout buds (YB) were observed in the leaves. Each variable were weekly recorded along 95 days. The greater radical development were observed in the litic cambisol and chromic vertisol followed of luvisol and rendzine (except in LR and NR); the greatest aerial development was observed in the chromic vertisol, followed by the litic cambisol, rendzine and luvisol (except in some aerial variables) in the E₁. On the other hand, the greatest radical development were observed in the litic cambisol, rendzine, chromic vertisol and luvisol (this one except in NR) and the greatest aerial development was observed in the litic cambisol and rendzine followed by the vertisol chromic and the luvisol (except in some aerial variables) in the E₂. The calcareous soils of Quintana Roo, México: chromic vertisol, litic cambisol, rendzine and luvisol showed a clear possibility to be employed in propagations systems of nursery.

Key words: calcareous, tropical and temperate climates, growth and development, minirhizotron, root.

DEDICATORIA

A Dios Nuestro Señor y a la Santísima Virgen María de Guadalupe; por brindarme la oportunidad de seguir aprendiendo cada día más, por alcanzar esta meta en mi vida y por todas las bendiciones recibidas.

A mis padres: Jesús Apolonio Aguilar y Graciela Luna; con cariño y gratitud por su apoyo incondicional en todo momento, dado que sus sabias enseñanzas me han encaminado hacia la justicia, la honestidad y la verdad.

A mis hermanos: Juan Aguilar, Viridiana Aguilar y familia, Priscila Aguilar; por compartir los momentos fáciles y difíciles de la vida.

A Maira Dolly Zavala y a mi hijo Kambal Aguilar; con amor, por ser la razón principal de mi esfuerzo y superación, esperando que este trabajo sirva de ejemplo para seguir creciendo.

A todos los productores del sector agropecuario y forestal de Quintana Roo, porque la verdad comienza con ustedes, quienes con su trabajo diario transmiten experiencia y conocimiento.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el apoyo otorgado para la realización de una etapa más en mi formación académica.

Al Colegio de Postgraduados (COLPOS) campus Montecillo, que en el Postgrado en Recursos Genéticos y Productividad, me permitió realizar la Maestría en Ciencias en Fruticultura.

A todos los miembros del Programa de Fruticultura: académicos, personal técnico-administrativo y alumnos; expresándoles mi particular afecto y agradecimiento por su valiosa convivencia.

A la familia Benítez Reyes, por ser mi segunda familia, de la cual ha recibido afecto en todo momento.

Al grupo forestal del ejido Noh-Bec y agroforestal del ejido Cuauhtémoc, por los recursos ofrecidos y el apoyo técnico.

Al Dr. Eduardo García Villanueva, por su amistad, apoyo y dirección profesional de esta investigación.

Al Dr. Guillermo Calderón Zavala por la disposición en la revisión y finalización de este trabajo.

Al Dr. Jesús Jasso Mata por su orientación y valiosas sugerencias para la culminación del presente estudio.

A mis amigos, compañeros y todas aquellas personas que de alguna manera colaboraron en la realización de esta tesis.

CONTENIDO

	Página
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Objetivos.....	3
1.2. Hipótesis.....	3
2. REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1. Generalidades del guanábano.....	4
2.1.1. Posición taxonómica del guanábano.....	4
2.1.2. Nombres comunes en México.....	5
2.1.3. Descripción botánica.....	5
2.1.4. Sistema de producción.....	8
2.2. Germinación de semilla para el guanábano y otras anonáceas.....	16
2.3. Sistema radical del guanábano.....	18
2.3.1. Funciones.....	21
2.3.2. Estructura.....	22
2.3.3. Desarrollo.....	26
2.3.4. Distribución y extensión.....	30
2.4. Parte aérea del guanábano.....	32
2.4.1. Funciones importantes.....	33
2.4.2. Anatomía y morfología.....	33
2.4.3. Factores de crecimiento.....	34
2.5. Relación de crecimiento entre el sistema radical y la parte aérea.....	35
2.6. Propagación del guanábano en vivero.....	37
3. MATERIALES Y MÉTODOS	41
3.1. Localización de experimentos.....	41
3.2. Material vegetal.....	42
3.3. Descripción de experimentos.....	43
3.4. Tratamientos y diseño experimental.....	47

3.5. Variables respuesta.....	51
3.6. Análisis estadístico.....	53
4. RESULTADOS.....	54
4.1. Desarrollo del sistema radical.....	54
4.2. Desarrollo del sistema aéreo.....	60
4.2.1. Tallo.....	60
4.2.2. Hoja.....	68
4.3. Relación de crecimiento entre el sistema radical y la parte aérea.....	73
5. DISCUSIÓN.....	81
5.1. Sistema radical.....	81
5.2. Sistema aéreo.....	84
5.3. Relación entre el sistema radical y la parte aérea.....	91
6. CONCLUSIONES.....	93
7. LITERATURA CITADA.....	95
8. ANEXOS.....	108

LISTA DE CUADROS

	Página
Cuadro 1. Niveles nutrimentales presentes, en las hojas del guanábano en plantas de vivero y en árboles en producción.....	13
Cuadro 2. Macro y micronutrientes en hojas de saramuyo y guanábano..	14
Cuadro 3. Niveles nutrimentales requeridos en hojas de atemoya (<i>Annona squamosa x Annona cherimolla</i>) en Queensland, Australia.....	15
Cuadro 4. Características fisicoquímicas de los suelos utilizados en los experimentos con plantas de guanábano.....	49

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Estructura vegetativa y reproductiva del guanábano (Modificado de: Morton, 1987; Franco, 2000; Pinto <i>et al.</i> , 2005).....	7
Figura 2. Ubicación de los experimentos realizados en campo (E ₁ : Quintana Roo) e invernadero (E ₂ : Estado de México), con plantas de guanábano en minirrizotrones.....	42
Figura 3. Germinación de la semilla, desarrollo de la planta de guanábano y su crecimiento en el minirrizotrón.....	44
Figura 4. Arreglo de tratamientos del experimento realizado en campo (E ₁ : Quintana Roo) con un diseño completamente al azar; con plantas de guanábano en minirrizotrones (T _n = tratamiento y R _n = repetición).....	50
Figura 5. Arreglo de tratamientos del experimento realizado en invernadero (E ₂ : Estado de México) con un diseño completamente al azar; con plantas de guanábano en minirrizotrones (T _n = tratamiento y R _n = repetición).....	50
Figura 6. Efecto del tipo de suelo sobre la longitud radical (LR) de la raíz principal del guanábano, creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$	56
Figura 7. Efecto del tipo de suelo sobre el diámetro radical (DR) de la raíz principal del guanábano, creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$	57
Figura 8. Efecto del tipo de suelo sobre el número total de raíces desarrolladas (NR) en el guanábano, creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$	59

Figura 9.	Efecto del tipo de suelo sobre la longitud del tallo principal (LT) del guanábano, creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$	62
Figura 10.	Efecto del tipo de suelo sobre el diámetro del tallo principal (DT) del guanábano, creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$	64
Figura 11.	Efecto del tipo de suelo sobre la longitud del hipocótilo (LH) del guanábano (del cuello de la planta al primer nudo), creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$	66
Figura 12.	Efecto del tipo de suelo sobre el número de entrenudos (NE) emitidos en el guanábano, creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$	68
Figura 13.	Efecto del tipo de suelo sobre el número de yemas axilares brotadas (YB) en el guanábano, creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$...	69
Figura 14.	Efecto del tipo de suelo sobre número de hojas con lámina expandida (HE) en el guanábano, creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$...	71
Figura 15.	Efecto del tipo de suelo sobre el área foliar total (AF) del guanábano, creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$	73
Figura 16.	Curvas de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea del guanábano, desarrolladas en siete tipos de suelo, en campo (Experimento 1: Quintana Roo).....	75

Figura 17.	Curvas de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea del guanábano, desarrolladas en siete tipos de suelo, en invernadero (Experimento 2: Estado de México).....	76
Figura 18.	Velocidades de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea en el guanábano, en siete tipos de suelo, en campo (Experimento 1: Quintana Roo).....	78
Figura 19.	Velocidades de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea en el guanábano, en siete tipos de suelo, en invernadero (Experimento 2: Estado de México).....	80

LISTA DE ANEXOS

	Página
Anexo A-1. Fabricación casera de los minirrizotrones utilizados en campo (Experimento 1: Quintana Roo) e invernadero (Experimento 2: Estado de México).....	109
Cuadro A-2. Composición y características del sustrato a base de turba, premier pro-mix VTF®	110
Cuadro A-3. Longitud radical (cm) de la raíz principal del guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades.....	111
Cuadro A-4. Diámetro radical (mm) de la raíz principal del guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades.....	112
Cuadro A-5. Número de raíces desarrolladas en el guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades.....	113
Cuadro A-6. Longitud del tallo (cm) del guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades.....	114
Cuadro A-7. Diámetro máximo del tallo (mm), en el cuello del eje principal, del guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades..	115
Cuadro A-8. Longitud del hipocótilo (cm), del cuello al nudo cotiledonar, del guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades.....	116
Cuadro A-9. Número de entrenudos desarrollados en el guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades.....	117
Cuadro A-10. Yemas axilares brotadas en el guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades	118
Cuadro A-11. Número de hojas con lámina expandida, desarrolladas en el guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades.....	119
Cuadro A-12. Área foliar total (cm ²) de hojas maduras del guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades.....	120

Cuadro A-13.	Características químicas del agua de riego utilizada en los experimentos con plantas de guanábano.....	121
Cuadro A-14.	Crecimiento acumulado (cm), por días transcurridos, del sistema radical del guanábano en minirrizotrones y siete tipos de suelo, en campo (Experimento 1: Quintana Roo).....	122
Cuadro A-15.	Crecimiento acumulado (cm), por días transcurridos, de la parte aérea del guanábano en minirrizotrones y siete tipos de suelo, en campo (Experimento 1: Quintana Roo).....	123
Cuadro A-16.	Crecimiento acumulado (cm), por días transcurridos, del sistema radical del guanábano en minirrizotrones y siete tipos de suelo, en invernadero (Experimento 2: Estado de México)..	124
Cuadro A-17.	Crecimiento acumulado (cm), por días transcurridos, de la parte aérea del guanábano en minirrizotrones y siete tipos de suelo, en invernadero (Experimento 2: Estado de México).....	125
Cuadro A-18.	Velocidad de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea del guanábano, desarrolladas en el suelo gleysol (saskab); en campo (Experimento 1: Quintana Roo) e invernadero (Experimento 2: Estado de México).....	126
Cuadro A-19.	Velocidad de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea del guanábano, desarrolladas en el suelo luvisol (yaaxhom); en campo (Experimento 1: Quintana Roo) e invernadero (Experimento 2: Estado de México).....	127
Cuadro A-20.	Velocidad de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea del guanábano, desarrolladas en el suelo vertisol crómico (k'áanKab); en campo (Experimento 1: Quintana Roo) e invernadero (Experimento 2: Estado de México).....	128
Cuadro A-21.	Velocidad de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea del guanábano, desarrolladas en el suelo cambisol lítico (ka' Kab); en campo (Experimento 1: Quintana Roo) e invernadero (Experimento 2: Estado de México).....	129

Cuadro A-22.	Velocidad de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea del guanábano, desarrolladas en el suelo rendzina (áak'alché); en campo (Experimento 1: Quintana Roo) e invernadero (Experimento 2: Estado de México).....	130
Cuadro A-23.	Velocidad de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea del guanábano, desarrolladas en el suelo fluvisol eútrico (franco limoso); en campo (Experimento 1: Quintana Roo) e invernadero (Experimento 2: Estado de México).....	131
Cuadro A-24.	Velocidad de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea del guanábano, desarrolladas en el sustrato premier pro-mix VFT® (turba); en campo (Experimento 1: Quintana Roo) e invernadero (Experimento 2: Estado de México).....	132
Cuadro A-25.	Valores más altos observados por variable sin diferencias significativas entre ellos, en cada tipo de suelo y en las dos condiciones experimentales estudiadas.....	133

1. INTRODUCCIÓN

La importancia del crecimiento radical de las plantas, se basa en la disponibilidad de nutrimentos que puede proveer a su parte aérea, entre otras funciones; siendo el suelo un factor determinante. Debido a sus propiedades físicas y químicas, el suelo manifiesta una restricción o beneficio para el desarrollo de la especie, debido a la presencia del material orgánico e inorgánico del cual se constituye (Negreiros *et al.*, 2004). El laboreo puede tener una repercusión directa o indirecta en el sistema radical y por consecuencia en la productividad de la planta (Souza *et al.*, 2003).

En el presente estudio, se buscó la relación existente entre el crecimiento del sistema radical y el de la parte aérea de plántulas de guanábano desarrolladas en diferentes suelos de tipo calcáreo. Lo anterior, como manifestación de una restricción por el tipo de suelo en el que estas plantas se desarrollan en Quintana Roo; donde, en los últimos años el guanábano ha adquirido mayor importancia en el comercio exterior. A nivel de campo se observa una amplia variabilidad genética que es consecuencia de la manera tradicional de propagar el guanábano (mediante semilla).

El país tiene 7290 hectáreas plantadas, de las que Nayarit tiene 1500, Colima tiene 1100, Veracruz tiene 850 y el resto se distribuye en los siguientes estados: Tabasco, Sinaloa, Campeche, Michoacán, Guerrero, Oaxaca, Quintana Roo (con aproximadamente 400 hectáreas) y otros; con una producción anual nacional del fruto de 65000 toneladas (Cruz *et al.*, 2002; Evangelista-Lozano *et al.*, 2003; Espinosa, 2005).

Como puntos importantes de este trabajo, primeramente se pretende conocer el crecimiento radical de las plántulas de guanábano en diferentes tipos de suelo, verificando, si es o no una limitante en el desarrollo tanto del sistema radical como del aéreo; y finalmente determinar la relación que existe entre éstos. La estructuración de modelos estadísticos representa una opción adecuada para hacer inferencias sobre el comportamiento del sistema radical en relación con el desarrollo de la parte aérea a nivel de planta.

Con ello se pretende relacionar las características morfológicas de las plántulas de guanábano en suelos calcáreos con alto contenido de arcilla, para observar en qué medida cambia el sistema radical y cuál es su efecto en el desarrollo de la parte aérea.

El metabolismo de las plantas de guanábano está regido por dos componentes básicos en íntima relación. Por un lado la parte aérea que se encarga principalmente de realizar la fotosíntesis y fijación de CO₂; y por otra el sistema radical, que absorbe agua y nutrimentos del suelo (Thornley, 1998). Si el sistema radical es abundante, se mejorará el desarrollo de la parte aérea y también la planta será resistente a periodos difíciles como podría ser la sequía o cualquier otro factor ambiental adverso que se pudiera presentar (Távora *et al.*, 2004).

Entre las razones por las que no se ha incrementado el cultivo del guanábano en Quintana Roo, es por la falta de planes de fertilización acordes con el tipo de suelo; por la falta de un programa de mejoramiento del suelo a través de abonos orgánicos y por la incidencia de plagas (ej.: barrenador de la semilla), enfermedades (ej.: antracnosis) y maleza (ej.: zacate Jhonson) (Cruz, 1995).

Considerando que su propagación actual es exclusivamente sexual (Vidal, 1982), la respuesta de la planta a las condiciones ambientales es variable y no homogénea como lo sería con materiales provenientes de propagación vegetativa. Otros problemas adicionales son: la extinción de variedades locales y la falta de organización de los productores (Espinosa, 2005).

Bajo este contexto, es importante en una primera etapa, evaluar el desarrollo (tanto en raíz, como en parte aérea) de las plántulas de guanábano, establecidas en diferentes tipos de suelo; con la finalidad de estudiar las limitaciones iniciales que enfrenta esta especie en la producción comercial, para buscar un mejor aprovechamiento del recurso suelo para esta alternativa de producción frutícola del trópico subhúmedo.

1.1. Objetivos

- * Evaluar el crecimiento del sistema radical y de la parte aérea en plántulas de guanábano, establecidas en diferentes tipos de suelo bajo condiciones de campo e invernadero.
- * Investigar la influencia del agua de riego en el crecimiento de las plántulas.
- * Comparar los valores de área foliar de las plántulas de guanábano, establecidas en diferentes tipos de suelo.
- * Determinar si los suelos calcáreos son una limitante para el desarrollo de las plántulas de guanábano.
- * Definir el mejor tipo de suelo para el desarrollo vegetativo de las plántulas de guanábano en la etapa de vivero.

1.2. Hipótesis

- * A pesar de que las plántulas de guanábano se desarrollan adecuadamente en los mismos tipos de suelo, se esperan comportamientos distintos en campo *versus* invernadero.
- * Los contenidos altos de sales en el agua de riego constituyen una limitante para el crecimiento de las plántulas de guanábano.
- * Si el área foliar es un indicador fisiológico del mejor tipo de suelo para el cultivo del guanábano, entonces el mejor suelo es aquel en el que se encuentren los valores más grandes de área foliar.
- * Un mayor contenido nutrimental en el suelo, favorece un mayor desarrollo de las plántulas.
- * La variabilidad fisicoquímica de los suelos calcáreos, influye en un desarrollo vegetativo nulo o mínimo en las plántulas de guanábano.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Generalidades del guanábano

El guanábano (*Annona muricata* L.) pertenece a la familia Annonaceae; como la anona, araticum, chirimoya, ilama, chincuya, saramuyo y otras. Más del 90 % de las especies de anona reportadas en el mundo se localizan en la América Tropical, por lo que se considera a esta región del continente, específicamente el sur de México, Centroamérica y parte de Sudamérica, como la principal área de diversificación del género y centro de origen (Cruz y Torres, 1988; Vavílov, 1994; Moreno, 2005).

En México se cultivan aproximadamente 7290 hectáreas de guanábano, distribuidas en pequeñas superficies y huertos caseros en los siguientes estados: Nayarit, Colima, Veracruz, Tabasco, Sinaloa, Campeche, Michoacán, Guerrero, Oaxaca, Quintana Roo, Yucatán, Jalisco, Chiapas y Puebla (Vidal y Nieto, 1997; Cruz *et al.*, 2002; Evangelista-Lozano *et al.*, 2003; Espinosa, 2005). Es una fruta tropical muy valiosa, pero de las que menos se produce a escala comercial debido a la escasa información sobre su manejo, principalmente en el aspecto nutrimental y control de enfermedades. La producción es reducida debido al daño en los frutos ocasionados por perforadores y antracnosis, ineficiente polinización y desarrollo del fruto, además de la falta de programas adecuados de fertilización que tomen en cuenta el tipo de suelo (Cruz y Torres, 1988; Evangelista-Lozano *et al.*, 2003).

2.1.1. Posición taxonómica del guanábano

Reino	Plantae	(Margulis y Schwartz, 1998)
División	Magnoliophyta	(Cronquist, 1981)
Clase	Magnoliopsida	(Cronquist, 1981)
Subclase	Magnoliidae	(Cronquist, 1981)
Orden	Magnoliales	(Cronquist, 1981)
Tribu	Unonae	(Fries, 1937)
Subtribu	Annonineae	(Fries, 1937)
Familia	Annonaceae	(Cronquist, 1981)
Subfamilia	Annonoidae	(Manica, 1997)
Género	<i>Annona</i>	(González <i>et al.</i> , 1999a)
Especie	<i>Annona muricata</i>	(L.)

2.1.2. Nombres comunes en México

Nombres comunes: tzontë chkia jnde (amuzgo); op, polvox, tak'op, tak'oop, tak'ob, tak-ob (maya); xun'aipill (mixe); doko-iñú (mixteco); ilamatzapotl (náhuatl); cadusat, caduts-at (popoluca); catuch, catuche, catucho (Jalisco); chincúa, xunáipill, ilama de Tehuantepec (Oaxaca); cabeza de negro (Jalisco y Oaxaca); guanaba, guanaban (Yucatán, Chiapas, Oaxaca). Otros más como: anona, anona de México, guanábana, guanábano, zapote agrio y zapote de viejas (Ruiz y Moret, 1999; Cruz *et al.*, 2002).

2.1.3. Descripción botánica

El guanábano es un árbol perennifolio y caducifolio que alcanza normalmente de 3 a 8 m de altura con ramificaciones desde la base (Ochse *et al.*, 1965), hábito de crecimiento erecto y follaje compacto (Manica, 1997). Es por lo regular un árbol perennifolio aunque en Brasil, se ha observado la caída de hojas durante todo el año, ésta es más intensa en los meses de cosecha (De Aguilar *et al.*, 1982).

En México, se observaron defoliaciones naturales de marzo a mayo que coincidieron con la época más seca del año (Vidal y Nieto, 1997) y en Florida se comporta en forma caducifolia durante los meses de invierno (Sturrock, 1959). Las defoliaciones parecen ser influenciadas por las características genéticas de las plantas, los sistemas de producción específicos, los regímenes de temperatura y la humedad. Sus componentes botánicos estructurales son:

◆ Raíz. El sistema radical es típico o pivotante, superficial y ramificado, presenta una raíz principal y puede originar dos o tres estratos de raíces a diferentes niveles, pero poco profundos. Más del 90 % de las raíces están en los primeros 40 cm de la superficie del suelo.

◆ Tallo. Es erecto y ramificado, despide un olor característico cuando se le tritura; sus ramas son cilíndricas, con corteza rugosa y áspera, de color café rojizo y con numerosas lenticelas (Manica, 1997). La corteza externa es de color castaño más o menos lisa y la interna es rosada (Cruz y Torres, 1988; Nakasone y Paull, 1999).

♦ Hoja. Las hojas se arreglan en el tallo con filotaxia alterna, son simples, con borde entero, con una estípula envolvente y protectora en los ápices (Figura 1). El grosor aproximado de la lámina es de 0.15 mm aunque en la zona de la vena media alcanza hasta 0.33 mm (Cruz *et al.*, 2002). Presentan de 6 a 15 cm de largo y 2.5 a 5 cm de ancho en general y en promedio (Kennard y Winsters, 1960).

♦ Flor. Las flores son perfectas, actinomorfas, solitarias o en inflorescencias (cimas de dos a cuatro), están a lo largo del tallo vegetativo y prácticamente pueden formarse en cualquier yema axilar. Tienen tres sépalos ovados de menos de 5 mm de largo; seis pétalos, los tres exteriores son ovados, libres y coriáceos de 2 a 3 cm de largo, los tres interiores son delgados y pequeños (Pinto y Genú, 1984; Nakasone y Paull, 1999). Los pétalos se encuentran en dos hileras, los más grandes son los tres extremos que al principio son de color verde y posteriormente amarillo pálido, miden 3.5 cm de longitud y 2.4 cm de ancho (Manica, 1997). El androceo lo integran un conjunto de 1000 a 1100 estambres y hacia el centro de estos sobresalen al gineceo, cuyo conjunto de pistilos suman entre 300 y 350. La parte superior de los pistilos forma una capa estigmática blanca, que al madurar se recubre de un exudado viscoso cristalino, al final del periodo receptivo, el cual dura unas cuantas horas, maduran los estambres y empiezan a liberar el polen (madura primero el gineceo y después el androceo) (Figura 1) (Elizondo, 1989; Manica, 1997).

♦ Fruto. Esta formado por la fusión postgénita de numerosos frutillos carnosos, tipo drupa ya que el endocarpio es fibroso, indehiscente y monospermo, ellos están agrupados alrededor de un receptáculo carnoso que en su conjunto forman un fruto agregado de tipo polidrupa (Franco, 2000). La cáscara es corchosa, de color verde oscuro y se caracteriza por tener prominencias estilares delgadas en cada carpelo que forman un ápice agudo, ligeramente curvo y orientado hacia el ápice del fruto (Ochse *et al.*, 1965; Franco, 2000). El fruto agregado presenta forma ovoide, acorazonada o irregular, debido a que algunos óvulos no son fecundados (Pinto y Genú, 1984), con medidas de 10 a 30 cm de largo, por 7 a 15 cm de ancho. Puede pesar de 0.4 a 10 kg y presentar pulpa blanca, carnosa, algodonosa y jugosa (Figura 1) (Pinto y Genú, 1984; Cruz y Torres, 1988).

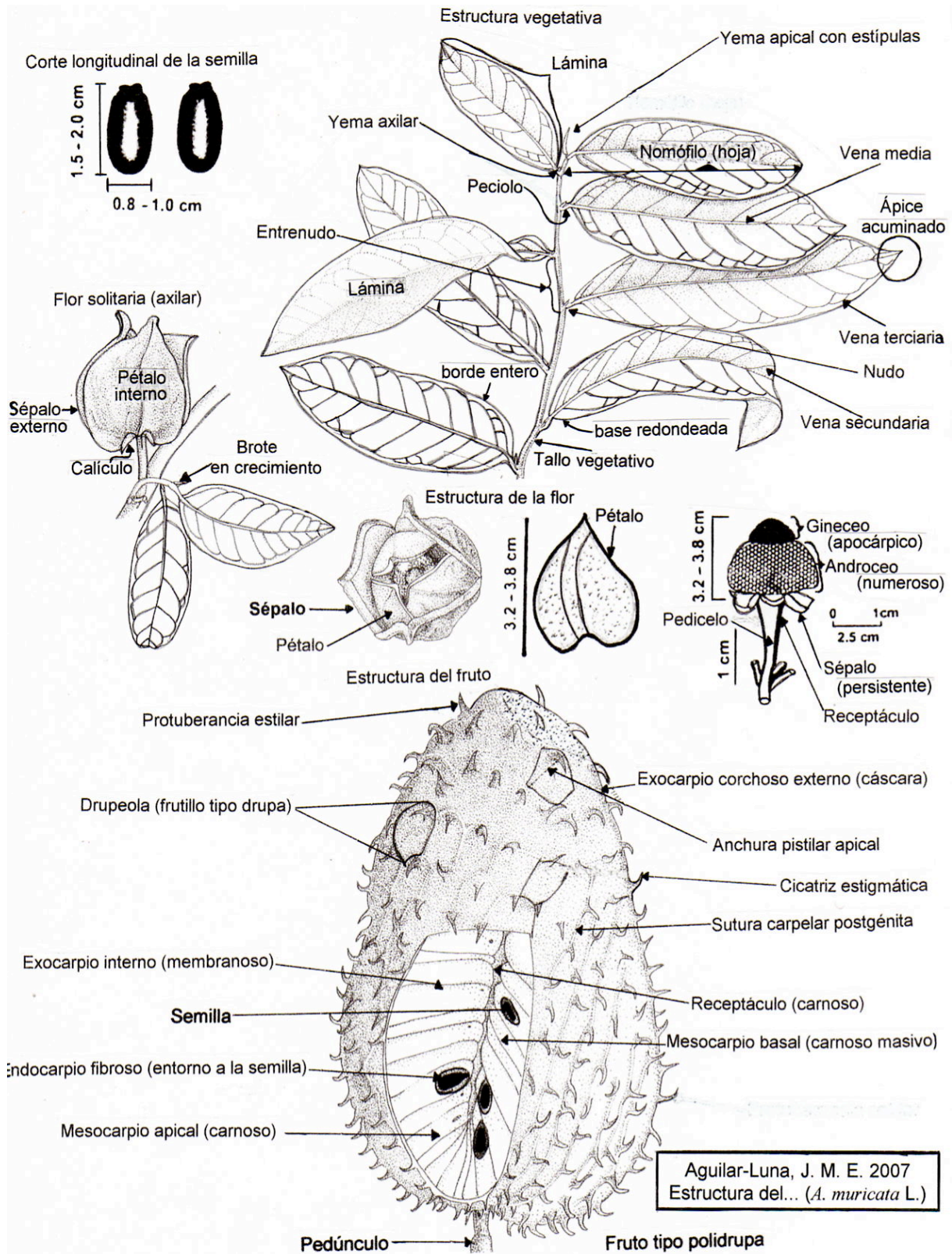


Figura 1. Estructura vegetativa y reproductiva del guanábano (Modificado de: Morton, 1987; Franco, 2000; Pinto *et al.*, 2005).

♦ Semilla. Presenta testa brillante, de color café oscuro a negro y con endospermo ruminado (Ochse *et al.*, 1965; Hayat y Canright, 1968). Es ovoide y aplanada, de 14 - 20 mm de largo y de 8 - 10 mm de ancho, cada fruto puede tener hasta 300 semillas (Vidal-Hernández *et al.*, 2000; Evangelista-Lozano *et al.*, 2003; Fernández, 2004). El embrión es muy pequeño (de alrededor de 1 mm de longitud) y se encuentra hacia la zona aguda de la semilla (región hilo-micropilar) (Figura 1).

2.1.4. Sistema de producción

♦ Clima. El guanábano es nativo de América y tiene como probable centro de origen, las zonas tropicales húmedas como son la selva amazónica, las Antillas (Cruz *et al.*, 2002) y México (Vavílov, 1994). Es la anonácea cuyos requerimientos de clima son los más tropicales, cálidos y húmedos; siendo uno de los frutales menos resistentes a las bajas temperaturas, su desarrollo óptimo se presenta en climas del tipo AM, AF y AW.

En México, este frutal se aclimata en altitudes menores a los 1000 m (Cruz *et al.*, 2002). En Puerto Rico, crece principalmente a elevaciones de 27 a 330 m (Simons, 1942) y en Sri Lanka se cultiva hasta los 660 msnm (Popenoe, 1974). Aunque puede crecer bajo condiciones de mucha humedad, es un árbol tolerante a la sequía (Manica, 1994). También tolera altas temperaturas y esta característica ha sido cuantificada con el uso de fluorescencia (Yamada *et al.*, 1996).

Su intervalo favorable de temperatura a través del año es de 25 a 35 °C (Hackett y Carolane, 1982). En el estado de Tabasco se tienen plantaciones de guanábano en áreas con una precipitación de 3800 a 5000 mm anuales en suelos con problemas de drenaje, y se han visto guanábanos inundados por más de 20 días que sobrevivieron a pesar de presentar severas defoliaciones (Cruz *et al.*, 2002).

En Taboga, Costa Rica, se alcanzan precipitaciones de 4500 mm anuales y existen árboles propagados por semilla que crecen adecuadamente. En ese país, también se han observado guanábanos que han permanecido inundados más de 28 días sin mostrar daño aparente (Elizondo, 1989).

En México, se ha determinado que la precipitación anual adecuada para su cultivo es de 1300 a 1500 mm distribuidos en un régimen de lluvias de verano como en las condiciones subtropicales de México (Vidal, 1982). En Brasil, la precipitación puede ser alrededor de 1572 mm (Pinto y Genú, 1984); en Costa Rica (Elizondo, 1989) y Puerto Rico (Simons, 1942) el guanábano se aclimata muy bien a las condiciones de humedad; aunque requiere de una estación seca moderada y es susceptible a vientos fuertes (Morton, 1987; Moreno, 2005).

Para determinar las necesidades lumínicas de esta anonácea, se evaluaron los efectos del nivel de radiación en el crecimiento y en la fotosíntesis de plantas en vivero bajo cuatro intensidades lumínicas (5, 25, 45 y 100 %). Con luz al 25 %, la altura, peso seco, contenido de clorofila y proporción de fotosintatos de las plantas fueron menores comparadas con las que se encontraban a pleno sol (100 %), la diferencia en estos parámetros entre los tratamientos a 45 y 100 % fue mínima. El área foliar total fue mayor a 45 % de luz. Con intensidades decrecientes de luminosidad, las hojas fueron más delgadas y el peso específico de las hojas disminuyó. Bajo condiciones de muy baja intensidad lumínica (5 %), la conductancia estomática aumentó, la proporción de fotosintatos disminuyó y el peso seco se redujo aproximadamente un 90 % (Utsunomiya y Higuchi, 1996).

♦ Suelo. El suelo está constituido por tres sistemas (químico, físico y biológico), los cuales interrelacionan entre sí, de tal forma que son considerados como componentes que repercuten en su fertilidad; misma que se manifiesta a través del buen desarrollo de las plantas de importancia económica, como el guanábano. De entre ellos, el sistema biológico es trascendental en los ciclos biogeoquímicos encargados de poner en disponibilidad los diversos nutrimentos minerales y orgánicos, necesarios para el desarrollo del vegetal (Ferrera-Cerrato, 1995).

El estatus mineral de los suelos es uno de los factores más importantes que afectan el crecimiento radical de las plantas, cambiando el orden de ramificación, la longitud, diámetro radial, la cantidad de pelos absorbentes y otras funciones

fisiológicas diversas. El crecimiento del sistema radical depende íntimamente de la fuente nutrimental disponible en su ambiente edáfico (Waisel *et al.*, 1996).

El parámetro ambiental más significativa en términos del crecimiento radical y desarrollo, es el ambiente edáfico. Éste consiste de muchas características como la temperatura del suelo, la humedad, CO₂, O₂ y disponibilidad de nutrimentos. La temperatura del suelo ha mostrado tener un efecto dramático sobre el crecimiento radical y su desarrollo; demostrando que la temperatura en zona de raíz afecta muchos aspectos del crecimiento aéreo y su desarrollo (Cooper, 1973).

El guanábano tolera suelos superficiales y compactos (Chandler, 1950), pero no los calizos como las otras especies de anonas (Sturrock, 1959). Se desarrolla mejor en suelos francos con buen contenido de materia orgánica (Moreno, 2005); con pH entre 5.5 y 7.0 (Hackett y Carolane, 1982). Puede prosperar en suelos con problemas de salinidad, a pesar de que la tasa fotosintética y transpiratoria disminuyen, así como su capacidad de asimilación de Ca y K (Ebert, 1998).

Moreno (2005) mencionó que los clones de guanábano, que en diferentes zonas de Tabasco se cultivan, requieren de suelos franco-arcillosos, profundos, con pH de 5.5 a 6.5, con fertilidad media y bien drenados. Vázquez *et al.* (1999) al evaluar 10 mezclas de sustratos e inoculación de la micorriza arbuscular *Glomus sp.* Zac-19 en el desarrollo de plantas de guanábano, encontraron que la mezcla de suelo de monte más bagazo de henequén viejo (1:1) y la inoculación, mostraron en las plantas una mayor concentración de fósforo foliar y masa seca (más crecimiento); por lo que el uso de la micorriza es muy recomendado en la tecnología de viveros para el desarrollo juvenil del guanábano.

Para el cultivo del guanábano, como en la mayoría de los frutales, el suelo debe prepararse adecuadamente para recibir el cultivo y proporcionarle las mejores condiciones para su desarrollo y larga vida productiva. Por lo tanto, dependiendo de las condiciones del sitio seleccionado, se deben considerar actividades de nivelación, acondicionamiento de drenes, subsoleo, barbecho y rastra.

♦ Plantación. Debe realizarse en suelos bien drenados y profundos; las distancias de plantación están relacionadas con los programas de fertilización, con el tipo de propagación, con el agua disponible, con la influencia de factores climáticos y con el material genético utilizado (Elizondo, 1989). No obstante, en general se recomienda plantar el guanábano a una distancia de 7 x 7 ó 8 x 8 m, en un sistema de marco real o al tres bolillo. Las cepas óptimas son de 40 x 40 x 40 cm. Es posible el manejo de altas densidades con espaciamiento de 2.5 x 2.5 m, aunque es importante considerar que las diferentes distancias de plantación afectan, en cada árbol, los potenciales hídricos de las hojas, la conductancia estomática, la tasa de transpiración, la tasa fotosintética y por ende, el crecimiento de las ramas, la distribución de carbohidratos y finalmente la composición química del fruto (Cruz *et al.*, 2002).

♦ Riego. El guanábano requiere de agua suficiente para realizar sus funciones de desarrollo, floración y fructificación. Sin embargo, hay autores que afirman que resiste la sequía y que se adapta y fructifica en climas con una estación anual seca (Araque, 1967; Manica, 1994). Al momento del trasplante se recomienda aplicar 15 litros de agua por cepa y durante los dos primeros años de vida, el árbol debe contar con niveles de humedad suficientes evitando periodos prolongados de sequía, ya que se retrasa el crecimiento y la fructificación (Elizondo, 1989; Manica, 1994).

♦ Nutrientes y su deficiencia. Existen pocos trabajos de investigación sobre la nutrición del guanábano. Avilán (1975) estudió en plantas de guanábano de cuatro meses de edad los efectos de las deficiencias de nitrógeno (N), fósforo (P), potasio (K), calcio (Ca) y magnesio (Mg), obteniendo como resultado que los efectos de estos elementos no difieren, en general, con los reportados en la literatura para otros frutales tropicales. Estudió además el efecto de la omisión de micronutrientes en el desarrollo de la composición química del guanábano, cultivado en soluciones nutritivas y encontró que las deficiencias de N se manifestaron por una coloración verde amarillenta en las hojas inferiores, comenzando en los bordes y con desprendimiento posterior de éstas. La deficiencia de P se evidenció por manchas amarillas en los bordes de las hojas jóvenes y necrosamiento de sus puntas con su posterior caída. La deficiencia de K provocó un amarillamiento en los bordes de las

hojas jóvenes, el cual se incrementó hacia la nervadura central y al final formó dos bandas paralelas a ésta, de color anaranjado. Con la deficiencia de Ca aparecieron muchas ramificaciones en los tallos; las hojas superiores presentaron una apariencia rugosa con un mayor crecimiento de la lámina en relación con las nervaduras, con clorosis a lo largo de los márgenes y entre las nervaduras principales, en las que posteriormente se produjo una necrosis. La deficiencia de Mg provocó una clorosis intervenal que comenzó a ambos lados de la nervadura central y avanzó hacia los bordes de las hojas jóvenes; posteriormente apareció una necrosis que comenzó en el centro de las manchas cloróticas y se siguió hacia los bordes.

La deficiencia de S, se caracteriza porque la lámina foliar se torna uniformemente amarilla o clorótica; presentándose la deficiencia primeramente en hojas jóvenes, ya que este elemento no se redistribuye fácilmente de las hojas viejas hacia las maduras. La deficiencia de B causa daños serios y muerte de los meristemos apicales, las plantas deficientes contienen más azúcares y pentosanos, presentan tasas más bajas de absorción de agua y transpiración que las plantas normales. En la deficiencia de Fe, se presenta una clorosis amarillo pajizo entre las venas verdes y éstas son largas y pequeñas; el crecimiento de brotes no es muy afectado bajo moderadas condiciones de deficiencia; los excesos provocan deficiencias de Mn. La deficiencia de Cu, ocasiona que las hojas jóvenes puedan ser blandas y blanquizas, con poca o nula clorofila, se puede presentar acucharamiento de las hojas con avejentamiento en forma basípeta, los brotes son blandos asumiendo un crecimiento en forma de "S". La deficiencia de Na puede ocasionar manchas concéntricas intervenales o en bordes. En la deficiencia de Mn, las hojas recién maduras muestran áreas intervenales verde-claro y cerca de las venas principales puede permanecer un verde oscuro; con deficiencias severas las hojas caen y puede ocurrir toxicidad por condiciones de reducción prolongadas (inundación) (Clarkson y Hanson, 1980; Havlin *et al.*, 1999).

Da Silva *et al.* (1986) evaluaron los síntomas de carencia de N, P, K, Ca, Mg, S y B en plantas de cinco y medio meses de edad; la deficiencia de estos nutrimentos en orden decreciente fue: Ca, B, N, Mg, S, P y K, además, los síntomas de la falta de N

fueron los primeros en aparecer (35 días), y los que se presentaron por falta de S, los últimos (110 días); en el Cuadro 1 se aprecian los niveles nutrimentales en hojas de guanábano obtenidos por varios autores.

Cuadro 1. Niveles nutrimentales presentes, en las hojas del guanábano en plantas de vivero y en árboles en producción.

Niveles	N (%)	P (%)	K (%)	Ca (%)	Mg (%)	S (%)	B (ppm)	Fuente
Normales [†]	1.76	0.29	2.60	1.70	0.20	NR	NR	Avilán, 1975
Deficientes	1.10	0.11	1.26	1.08	0.08	NR	NR	Cruz <i>et al.</i> , 2002
Normales [¶]	2.76	0.14	2.62	0.37	0.37	0.16	0.41	Cruz <i>et al.</i> , 2002
Deficientes	1.45	0.06	0.65	0.07	0.07	0.12	9	Elizondo, 1989
Normales [¶]	2.66	0.14	2.63	0.37	0.37	0.16	41	Cruz <i>et al.</i> , 2002
Deficientes	1.45	0.06	0.65	0.07	0.07	0.12	10	Elizondo, 1989
Normales [¶]	1.65	0.21	1.80	0.40	0.40	0.20	49	Da Silva <i>et al.</i> , 1986

[†] En vivero. [¶] En producción. NR = valor no reportado.

En otra investigación, Avilán *et al.* (1981) proporcionaron los primeros datos de extracción de nutrimentos por una cosecha de frutos de guanábana, encontrando que bajo una producción promedio de 6371 kg·ha⁻¹ (23 kg·árbol⁻¹) se extrajeron aproximadamente 19 kg de N, 8 kg de P₂O₅, 19 kg de K₂O, 6 kg de Ca y 0.90 kg de Mg. Esto da una relación aproximada de N-P-K-Ca-Mg de 6-3-1.5-3.2-0.3. También se estudió la absorción y exportación de macronutrimentos por plantas de guanábano en etapa de producción, y el K se cuantificó con una mayor concentración de pulpa. Las cantidades de macronutrimentos fueron estadísticamente diferenciadas en relación con las épocas de muestreo, con mayores concentraciones totales para N y K. Los contenidos de micronutrimentos en los frutos de diferentes edades no difirieron estadísticamente entre sí. El orden de exportación de macronutrimentos por los frutos fue: K-N-Ca-Mg-P y de micronutrimentos fue: Fe-Zn-B-Cu-Mn (De Lima *et al.*, 1998).

En términos de fertilización, las recomendaciones son muy variables de región a región. En el caso del guanábano se ha observado que fuertes fertilizaciones estimulan el vigor diferenciado del árbol, afectando negativamente la floración. En Brasil, Silva *et al.* (1984) realizaron trabajos sobre nutrición en anonáceas y los resultados de macro y micronutrientes en hojas se presentan en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Macro y micronutrientes en hojas de saramuyo y guanábano.

Hojas	<i>Annona squamosa</i> [†]	<i>Annona squamosa</i> [¶]	<i>Annona muricata</i> [¶]
N (%)	3.30	3.60	1.65
P (%)	0.17	0.18	0.21
K (%)	1.17	1.11	1.80
Ca (%)	2.12	2.09	1.60
Mg (%)	0.35	0.41	0.40
S (%)	0.26	0.23	0.20
Fe (ppm)	140	152	100
Cu (ppm)	5	6	10
Mn (ppm)	197	253	130
Zn (ppm)	20	22	16
B (ppm)	107	105	49

[†] Rama con hojas. [¶] Rama sin hojas.

En otro trabajo, se determinaron las diferencias en concentración de micronutrientes entre frutos de siete fenotipos diferentes de guanábano (Lisa, Morada, Blanca, Guanábana A, Guanábana B, FAO II y M-415). Entre los fenotipos no hubo diferencia significativa para los contenidos de Mn, Zn y Cu. El contenido de Fe fue más elevado para el genotipo Morada y la que menor concentración presentó fue Guanábana A. En orden decreciente, se encontró en los frutos la siguiente distribución cuantitativa media de los elementos: Fe, Mn, Zn y Cu (Gazel *et al.*, 1996).

De tal manera que se pueden generalizar los resultados obtenidos en diferentes investigaciones para todos los tipos o variedades manejadas agrónomicamente para este cultivo. En una plantación de atemoya (*Annona squamosa x Annona cherimolla*) en Queensland, Australia; Sanewski (1991) reportó, después de 10 años de observación en campo, que en la adecuada nutrición de esta especie, se requería cierto nivel nutrimental en sus hojas para no ver perjudicada su productividad (Cuadro 3).

Cuadro 3. Niveles nutrimentales requeridos en hojas de atemoya (*Annona squamosa x Annona cherimolla*) en Queensland, Australia.

Nutrimento	Rango aceptable
Nitrógeno	2.5 - 3.0 %
Fósforo	0.16 - 0.2 %
Potasio	1.0 - 1.5 %
Calcio	0.6 - 1.0 %
Magnesio	0.35 - 0.5 %
Sodio	< 0.02 %
Cloro	< 0.3 %
Manganeso	30 - 90 ppm
Cobre	10 - 20 ppm
Zinc	15 - 30 ppm
Hierro	50 - 70 ppm
Boro	15 - 40 ppm

♦ Manipulación del crecimiento. Debido a las diferencias entre el crecimiento vegetativo y el reproductivo; Batista *et al.* (1998) mencionaron que la distribución de carbohidratos no está dirigida hacia la formación de frutos, sino al crecimiento vegetativo (brotación), lo cual limita la producción frutícola.

♦ Fructificación y cosecha. Franco (2000) identificó varios estados de desarrollo de flor a fruto en guanábano: 1) antesis, 2) caída de anteras, 3) estado de reposo aparente, 4) crecimiento rápido y 5) fruto joven. Nakasone y Paull (1999) mencionaron que con lluvia y alta humedad relativa durante los días de floración se favorece la producción de frutos, previniendo la deshidratación de los estigmas, prolongando su receptividad e incrementando el amarre.

2.2. Germinación de semilla para el guanábano y otras anonáceas

La germinación es un proceso en el cual se reanuda el crecimiento del embrión después de la fase de latencia una vez madura la semilla. Este fenómeno no se desencadena sino hasta que la semilla ha sido transportada hasta un medio favorable por alguno de los agentes de dispersión. Las condiciones determinantes del medio son: aporte suficiente de agua, oxígeno, temperatura apropiada y en algunos casos exposición a la luz (Esau, 1977; Vidal y Marroquín, 2003).

La semilla madura indica el estado inicial de una nueva planta (esporofito), la cual se desarrollará después de que la semilla salga de su estado de latencia en el que se encuentra, cuando se lleve a cabo el proceso de germinación. En general, el suministro de agua es uno de los factores principales para que se realice este proceso porque la semilla mantiene una condición de humedad extremadamente baja (5 - 10 %) en relación con su peso seco. La germinación se puede dividir en tres fases. En la primera fase la semilla absorbe agua mediante el proceso de imbibición y ósmosis. En la segunda fase, la absorción de agua continúa, pero se inician e incrementan procesos metabólicos como la respiración. En la tercera fase, aparece la radícula y se incrementa el crecimiento debido a la división celular. En este momento se establece el continuo de agua entre el suelo, la planta y la atmósfera; este continuo es dinámico y sigue un patrón parecido al de “fuente y demanda”, en donde el suelo es la fuente principal y la atmósfera, la demanda de agua (Larqués-Saavedra y Trejo-López, 1990).

Durante la germinación, el agua se difunde a través de la cubierta de la semilla o de su región hilo-micropilar y llega hasta el embrión. El agua hace que la semilla se

hinche, a veces hasta el extremo de rasgar dicha cubierta. El oxígeno a través de la respiración, proporciona al embrión la energía necesaria para iniciar su crecimiento. Diversas enzimas descomponen los nutrimentos almacenados en el endospermo o en los cotiledones, en sustancias más sencillas que son transportadas por el interior del embrión hacia los centros de crecimiento. La radícula es el primer órgano embrionario en brotar a través de la envoltura de la semilla. Forma tricomas radicales que absorben agua y sujetan el embrión al suelo. A continuación, en la germinación epigea, empieza a alargarse el hipocótilo, que empuja la plúmula y los cotiledones, hacia la superficie del suelo. Los cotiledones que salen a la luz forman clorofila y llevan a cabo la fotosíntesis hasta que se desarrollan los nomófilos a partir de la plúmula. En algunos casos los cotiledones no alcanzan la superficie del suelo (germinación hipógea) y la fotosíntesis no comienza sino hasta que se desarrolla otro tipo de hoja laminada; mientras tanto, la planta subsiste de las reservas nutrimentales almacenadas en la semilla. Desde que comienza la germinación hasta que la planta logra su completa independencia de los nutrimentos almacenados, recibe el nombre de plántula (Esau, 1965; Esau, 1977; Vidal, 1994).

Vidal y Marroquín (2003) descubrieron que las semillas de ilama zorro (*Annona sp.*) no presentan inhibidores en su cubierta que puedan ser lixiviados con el tratamiento de lavado; indicando que la concentración y tiempo de remojo, así como la aplicación de ácido giberélico (AG₃) no favoreció la germinación; lo que sugiere la presencia de un letargo de tipo (morfológico-fisiológico) por el gran porcentaje de semillas sin germinar (54 %), y porque las pruebas de vigor sólo señalaron diferencias significativas a favor del testigo y sólo para longitud del tallo, siendo la longitud radical, peso fresco y seco de plántulas estadísticamente iguales.

González *et al.* (1999b) al estudiar el alcaloide liriodenina durante dos etapas de la germinación de anona amarilla (*Annona lutescens* Saff), en las condiciones ambientales de Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, encontraron que las semillas, germinadas por el método “entre papel” a temperatura y luz del ambiente; presentaron una germinación homogénea aproximadamente a los 10 días y que el alcaloide se

produce después de la imbibición, antes de los 10 días, detectándose únicamente en el endospermo; y en la planta adulta se encuentra únicamente en raíces y tallos.

En saramuyo (*Annona squamosa* L.) la latencia de la semilla es una dificultad para su germinación; por lo que en un experimento conducido por Ferreira *et al.* (1999) se encontró que mediante la aplicación de ácido giberélico a $500 \text{ mg}\cdot\text{litro}^{-1}$ durante un tiempo de imbibición de entre 16 y 24 horas se puede romper la latencia, aumentando la velocidad de germinación. Resultados similares fueron observados por Hernández *et al.* (1999) al encontrar la presencia de un tipo de letargo primario en semillas de chincuya (*Annona purpurea* Moc & Sesse), el cual puede ser resuelto con aplicaciones exógenas de giberelinas, lo que indica que la testa que protege la semilla es permeable y no es un impedimento mecánico para la germinación que fue mejor en el sustrato a base de arena de río más tierra (pasteurizados), que en toallas secantes de celulosa.

En la germinación, la radícula encuentra el suelo y penetra con geotropismo positivo; posterior al alargamiento, la raíz arraiga, se ramifica y aumenta en diámetro. Mientras que el sistema radical profundiza entre los estratos del suelo, se pueden presentar varios tipos de estrés que reducen el crecimiento. Presentándose una compensación debido a las condiciones heterogéneas del suelo. El alargamiento de la raíz y su ramificación pueden aumentar en un ambiente edáfico favorable (Waisel *et al.*, 1996).

2.3. Sistema radical del guanábano

El sistema radical está formado por un congregateo de varios componentes, que constituyen la mitad oculta de las plantas (Feldman, 1984). Este atributo es de especial importancia debido a que las raíces ocupan un ambiente espacial y temporal físicamente heterogéneo (Caldwell y Pearcy, 1994). El sistema radical de un árbol lo forma el conjunto de todas sus raíces y es uno de los responsables del comportamiento de la planta en un lugar determinado. El estudio de sus funciones resulta imprescindible para determinar la manera de favorecer su desarrollo integral (Waisel *et al.*, 1996).

Mucha de la discusión sobre la forma y función del sistema radical se centra en el concepto de optimización. El sistema radical es altamente heterogéneo, debido a las condiciones ambientales en el tiempo y el espacio en el que se desarrolla, mostrando una gran plasticidad fenotípica (Goss, 1977).

El sistema radical tiene un grupo de raíces que exploran horizontalmente las diferentes regiones del suelo y otro en el cual profundizan más en sus estratos. Tanto en árboles como en herbáceas, el primer grupo de raíces es más uniforme en longitud y diámetro, exhibiendo una alta resistencia a la tensión; mientras que las raíces profundas son más heterogéneas pero generalmente tienen una baja resistencia a la tensión (Kobayashi, 1977).

Las plantas provenientes de semilla, típicamente producen una raíz primaria y varias raíces principales secundarias o adventicias; y éstas producen varias raíces secundarias o laterales. Subsecuentemente, algunas de estas laterales iniciales pueden producir más laterales y entonces, pocos o muchos órdenes de ramificación (Rose, 1983). Es común, que el eje principal muera o cese su desarrollo y una raíz lateral o secundaria tome su lugar después del cambio de dirección y tipo de crecimiento. Las diferentes formas o regiones de ramificación de ramificación radical, para una especie en particular, no están bien definidas debido a la variación genotípica, a la edad y a las condiciones del suelo (Pomerleau y Lortie, 1962).

Las raíces secundarias surgen del periciclo de la raíz principal, en un sitio particular, probablemente en relación con la estructura vascular de la raíz principal. En muchas especies, surgen raíces en cada desarrollo o maduran del protoxilema y pueden surgir en posiciones diferentes del protoxilema o adyacentes al protofloema (Esau, 1965).

La raíz del guanábano se forma a partir de la radícula del embrión cuya semilla se ha colocado en un medio adecuado para germinar; ésta se puede ver afectada por varias condiciones, una de ellas es la salinidad tanto del agua de riego como del suelo mismo. Nobre *et al.* (2003) afirmaron que la germinación no se ve afectada por

la salinidad del suelo, pero la acumulación de materia seca radical disminuye con el incremento de la sal en el agua de riego; un indicador adecuado de sal en el agua de riego, para las plantas de guanábano, es por encima de 1.5 deciSiemens por metro (dS·m) de conductividad eléctrica.

Black *et al.* (1998) explicaron que la raíz del guanábano es extensiva y le permite soportar periodos largos de sequía, ya que explora y cubre una amplia franja de terreno. En suelos sin ningún obstáculo, las raíces llegan a penetrar más de 1 m de profundidad, por lo que, al seleccionar un sitio para establecer una plantación comercial, se deben buscar suelos con esa profundidad mínima efectiva preferentemente (Nakasone y Paull, 1999).

Bingham y Stevenson (1993) hallaron que en plantas de trigo, los diferentes componentes del sistema radical tienen diferentes tipos de consumo de energía y que se presenta una disminución de las ramificaciones laterales cuando el abastecimiento de carbono disminuye, siendo las raíces más longevas las de mayor consumo energético puesto que respiran más, en comparación con las raíces más jóvenes.

Hay una dificultad clara para observar *in situ* el sistema radical (Atkinson, 1983), aunque éste se desarrolla bajo condiciones de menos variación en temperatura que la parte aérea y son físicamente heterogéneas. Las raíces son con frecuencia vistas como oportunistas por su desarrollo (Lynch, 1995); sin embargo, en árboles tropicales se presenta una arquitectura en ambas (raíz y parte aérea) acorde con el desarrollo general de la especie (Atger y Edelin, 1994).

Para el estudio del sistema radical, se ha diseñado el minirrizotróf, el cual es un contenedor sintético que puede ser de policarbonato, en el que se colocan las plantas para su crecimiento en un medio adecuado o que bien, se insertan en el suelo a una profundidad considerable para observar el crecimiento radical de la planta durante cierto periodo de tiempo (Gijssman *et al.*, 1991). Hay diversos tipos de ellos, tanto en forma como en tamaño, pero su finalidad es la misma.

2.3.1. Funciones

♦ Absorción de agua y sustancias minerales. El transporte de agua desde la raíz a todas las partes de la planta se lleva a cabo principalmente a través del tejido vascular. El xilema está considerado en el apoplasto y es el encargado del transporte (en cantidad) de agua; está formado por un sistema de tubos capilares que recorren la planta (elementos del vaso). El floema está considerado dentro del simplasto y está formado también por un sistema de tubos capilares (elementos cribosos) a través de los cuales también se lleva a cabo el transporte de agua, pero en menor cantidad (Larqué-Saavedra y Trejo-López, 1990).

La presión de raíz es una de las teorías que se han propuesto para explicar el ascenso del agua en las plantas. Consiste en el movimiento osmótico del agua del suelo al xilema debido a que las células de la raíz excretan iones al xilema, hasta que la solución en éste llega a concentrarse más que la solución del suelo y se crea así una diferencia de potencial osmótico entre el suelo y la planta, y se produce una entrada de agua en este sentido, lo que provoca una presión hidrostática en los tubos del xilema formados de elementos de vaso (Larqué-Saavedra y Trejo-López, 1990).

El área absorbente de las raíces se correlaciona directamente con la longitud radical. Consecuentemente, la absorción de nutrientes es afectada por la longitud más que por cualquier otro parámetro del sistema suelo-raíz (Waisel *et al.*, 1996). La absorción pasiva de sustancias minerales es a favor de un gradiente de concentración (de mayor a menor concentración en la rizosfera). Los mecanismos de absorción activa suponen un gasto de energía metabólica y sólo tienen importancia cuantitativamente en la absorción de sustancias minerales (Esau, 1965; Waisel *et al.*, 1996).

♦ Otras funciones. Las raíces cumplen también otras funciones entre las que destacan las siguientes: anclaje de la planta al suelo; excreción, síntesis y transporte de sustancias orgánicas; almacenamiento de nutrientes; exploración de nuevos estratos del suelo; interacción con micorrizas, con microorganismos de la rizosfera y

la propagación del árbol por medios vegetativos (Esau, 1965; Atkinson, 1983; Waisel *et al.*, 1996). El mantenimiento de una posición erguida en las plantas, es una función mecánica de las raíces individuales que componen el sistema radical (Beck *et al.*, 1988).

2.3.2. Estructura

La raíz primaria que conforma un sistema radical pivotante se origina a partir del meristemo apical de la radícula del embrión y crece durante el proceso de germinación, tiende a desarrollarse verticalmente en profundidad hacia el interior del suelo, pero sucesivamente aparecen raíces secundarias muy vigorosas que acaban dominando a la primaria que se atrofia al disminuir su crecimiento. La estructura de la raíz es el resultado de la actividad de los meristemos primarios que aseguran el crecimiento en longitud y de los meristemos secundarios responsables del crecimiento en grosor. Los meristemos apicales primarios (tanto de la raíz primaria, como secundarias, terciarias y demás), están protegidos por grupos de células situadas en su extremo constituyendo la caliptra, estos meristemos se dividen continuamente y las nuevas células se organizan en diversos tejidos adultos en el cuerpo de la raíz (Esau, 1965; Feldman, 1984; Waisel *et al.*, 1996).

La actividad de los meristemos secundarios (cámbium y felógeno) da lugar a la estructura secundaria. El cámbium vascular es originado a partir del parénquima interfascicular y de restos de procámbium, produciendo hacia el exterior floema secundario y hacia el interior xilema secundario. El primer felógeno que se forma, tiene su origen en el periciclo y produce hacia el exterior súber o feloma formado por células muertas y hacia el interior felodermis (células vivas) (Esau, 1965).

La raíz tiene crecimiento indefinido, si los ejes se alargan indeterminadamente sin modificar su estructura; entonces no alcanzan su máximo desarrollo y éste se vuelve indeterminado (Atger y Edelin, 1994; Jourdan *et al.*, 2000). El sistema radical tiene en todas las especies un diámetro efectivo mínimo, que está determinado por la necesidad de una conducción central y tejido circundante (endodermis, cortex y

epidermis) para suministrar y transportar nutrimentos desde su ápice hasta su meristemo apical de la parte aérea (Fitter, 1987).

Muchas plantas producen raíces finas cuando crecen con un bajo abastecimiento de nutrimentos. Esto puede ser demostrado midiendo directamente el diámetro radical o por determinación específica de la longitud radical (longitud de la raíz por unidad de peso radical) (Fitter, 1985). La tendencia a producir raíces finas en tales condiciones puede ser explicada en términos de movilidad iónica y volumen de suelo explorado, aunque estas rápidamente se convierten en raíces gruesas. Las raíces gruesas son más persistentes, se ramifican y contribuyen al desarrollo en términos de longitud del sistema radical (Waisel *et al.*, 1996).

El grosor de las raíces mecánicamente impedidas se asocia sobre todo con células más cortas y más anchas y con una corteza más gruesa. El diámetro del cilindro central y la endodermis interna, aumentan con el diámetro de las raíces mecánicamente impedidas. Por lo tanto, la relación entre el cilindro central y el diámetro de la raíz son constantes, sobre todo en cultivos anuales como la cebada (Wilson *et al.*, 1977).

El diámetro de las raíces individuales varía ampliamente dentro de la misma especie; tanto en especies herbáceas como leñosas. El diámetro radical determina la longitud de la raíz que la planta puede producir por unidad de recursos disponibles para el sistema. Muchos árboles normalmente crecen en asociación con hongos ectomicorrízicos, estos presentan raíces gruesas y de menor longitud; por lo que existe una mayor tendencia con la asociación micorrízica cuando la especie presenta baja longitud radical por unidad de volumen de suelo y raíces finas (Peat y Fitter, 1993).

Factores ambientales como la cantidad de agua, la gravedad, la penetración de la lluvia en el suelo, la concentración de nutrientes y la compactación del suelo pueden ser la causa de un sistema de raíces superficial (Jourdan *et al.*, 2000; Pavlis y Jenik, 2000). Sin embargo, no se puede descartar la posibilidad de un mecanismo

endógeno, donde exista una determinación genética para la construcción de las raíces y el anclaje al suelo de los árboles (Jourdan *et al.*, 2000).

La iniciación y el desarrollo de las raíces laterales proveen un importante mecanismo para la construcción del sistema radical, incrementando el área de absorción y el volumen de suelo explorado. En varios casos, las raíces laterales aparentan ser un sustituto de los pelos radicales. Sin embargo, las raíces laterales, se definen como prolongaciones radicales del primordio endógeno lateral (periciclo), proporcionando una manera de incrementar el sistema radical (Charlton, 1991).

La aparición de raíces secundarias, se presenta partiendo del cuello, antes del ápice de la raíz en crecimiento; éstas se forman en hileras o categorías, emergiendo en secuencia acropétala; aunque bajo condiciones normales, las raíces de algunas plantas se inician en diferente secuencia. En plantas dicotiledóneas, las raíces laterales se pueden iniciar en zonas más lejanas y este proceso puede continuar por un largo periodo en raíces con crecimiento secundario (Barlow, 1986). Obviamente, una raíz que produce laterales de series acropétalas y adventicias laterales puede sencillamente aparecer para mostrar un crecimiento continuo de iniciación lateral (Esau, 1965). Otros aspectos de la iniciación de raíces laterales incluyen cambios progresivos que pueden ocurrir en tejidos diferentes a los sitios de iniciación (Hobbie y Estelle, 1994).

Se acepta generalmente que el desarrollo de las raíces secundarias determina la arquitectura del sistema radical. Los cambios adaptativos de la arquitectura de la raíz pueden ser importantes para que las plantas sobrevivan en sitios con metales pesados, donde se presenta una gran heterogeneidad con diversas características físicas y químicas (Waisel *et al.*, 1996).

Las diferencias entre los tipos de raíz, son resultado de las características de la planta y del medio que las rodea. Muy pocas de las numerosas raíces que constituyen el sistema radical se encuentran en condiciones ambientales uniformes. Usualmente numerosas raíces son expuestas a diferentes condiciones que

prevalecen, sobre todo, en los distintos horizontes del suelo. Por otra parte, las raíces mismas, incrementan la variabilidad ambiental por una reducción de los minerales y agua del suelo por la secreción de componentes orgánicos y por un cambio de pH en la rizosfera (Caldwell y Pearcy, 1994).

Las raíces basales son menos sensibles a la gravedad y provocan que el sistema radical se extienda horizontalmente, exploran la porción más fértil del suelo agrícola y pueden desempeñar un papel fisiológico altamente eficiente (Zobel, 1986).

Las raíces de los árboles tropicales, como el guanábano, son poco conocidas; su estructura y distribución en los horizontes del suelo no ha sido estudiada en detalle como consecuencia directa de la dificultad metodológica en la “rizología” (Atger y Edelin, 1994). Dado que se comportan como objetos geométricos complejos, dentro de los cuales la adquisición y la utilización de recursos no son uniformes debido a que interactúan dinámicamente con un ambiente edáfico, espacial y temporalmente heterogéneo (Wullschlegel *et al.*, 1994).

No obstante, las raíces pueden considerarse como entidades oportunistas, donde su construcción depende tanto de características hereditarias así como de las propiedades fisicoquímicas del suelo, de entre ellas, la disponibilidad de nutrientes es prioritaria (Atger, 1991; Pavlis y Jenik, 2000).

La raíz del guanábano está constituida por una raíz primaria y sus ramificaciones naturales (varios órdenes de ramificación). Cuando una planta se multiplica por vía asexual, la raíz primaria tiene su origen en el parénquima radial del tallo, en el punto que se cruza con el cámbium vascular (Cruz *et al.*, 2002). Presentan pelos radicales, que son prolongaciones celulares muy alargadas con pared celular primaria, muy fina y de estructura molecular discontinua y elástica, situadas sobre la región absorbente de las raíces jóvenes.

Las raíces se especializan en la absorción de agua o nutrientes. En efecto, su gran longitud relativa aumenta el volumen de exploración del suelo y la pared celular discontinua y flexible permite que los espacios interiores se llenen de agua y se dé el

crecimiento de las células. La densidad de pelos absorbentes radicales es mayor en la base de la raíz absorbente, dado que en las proximidades del ápice aún no se han formado (Rose, 1983; Feldman, 1984; Waisel *et al.*, 1996).

2.3.3. Desarrollo

El sistema radical puede entenderse como una población de meristemas con gran actividad y variación durante su desarrollo. Algunas raíces (sobre todo las más finas y cortas, pero con mayor actividad) sobreviven por solo unos pocos días o semanas. Dado que presentan ápices menos grandes que el principal, por lo que la diferencia entre una raíz de larga vida y una de corta vida está aparentemente relacionada con su diámetro (Feldman, 1984; Waisel *et al.*, 1996).

El crecimiento potencial de los meristemas y la longevidad de las raíces está dada por un aumento en diámetro relacionado con su edad. Garwood (1967) estimó la vida media de las raíces de un pasto en menos de 10 días, usando videocámaras y rizotrones, concluyendo que mediante su longevidad se puede entender el incremento en crecimiento total.

Una fuente de variación es la maduración gradual y el envejecimiento del tejido radical. En el desarrollo del sistema radical, las partes jóvenes terminan por madurar y eventualmente envejecen y mueren. Aunque en muchos casos, el meristemo de la raíz continúa generando células no diferenciadas jóvenes por un largo periodo (Stark, 1994).

La vida de las raíces muestra grandes diferencias; las raíces principales sobreviven por más tiempo a través del curso de la vida de plantas, mientras que las raíces laterales (especialmente órdenes de ramificación altos) presentan una corta duración. Algunas raíces sobreviven por períodos cortos, mientras que otras permanecen vivas por más de 12 años (Kolesnikov, 1971).

El crecimiento longitudinal de la raíz es dependiente de las células en su parte apical. Los estudios de simulación del crecimiento radical de McCoy y Boersma

(1986) y el análisis de los componentes del crecimiento de la raíz, acentúan la importancia del alargamiento celular en su crecimiento axial. La elongación radical es inversamente proporcional al diámetro y directamente proporcional a los impedimentos mecánicos (Greacen, 1986).

La elongación radical, la iniciación y el crecimiento de las raíces laterales de varios órdenes son considerados bajo los términos de biomasa radical o crecimiento radical. Aunque en cada una de estas etapas hay diferente reacción con respecto de las condiciones ambientales, afectando fisiológicamente las características de la planta entera (Waisel *et al.*, 1996).

Zobel (1983) sugirió que, en el cultivo de soya, el número de raíces laterales pueden estar bajo un control poligénico con algunas diferencias en la expresión de genes en su respuesta a los parámetros ambientales; concepto que más tarde se conoció como plasticidad fenotípica radical, que se basa en la habilidad de una especie, para modificar su estructura radical sobre las condiciones ambientales y es considerada como una importante característica adaptativa de las especies (Caldwell y Pearcy, 1994).

Las plantas para su crecimiento requieren de la disponibilidad de nutrimentos y su absorción dependerá fundamentalmente de la capacidad de efectuar este proceso a través de su sistema radical. Como estrategia evolutiva, la raíz de una planta produce, mediante la secreción de exudados, cambios de pH que regulan no sólo la capacidad de absorción nutrimental, sino también se afecta directamente la población y actividad microbiana que se establece en la zona adyacente a ella (rizosfera). A este se le denominó “efecto rizosfera”, refiriéndose a la zona alrededor de las raíces de las plantas donde se propicia un nicho favorable para el crecimiento y actividad de los microorganismos del suelo (Ferrera-Cerrato, 1995).

El efecto rizosfera sobre las poblaciones microbianas se debe a la presencia de diversos exudados de tipo orgánico como azúcares (glucosa, fructosa, sacarosa, oligosacáridos, etc), factores de crecimiento (biotina, tiamina, inositol, ácido para-

aminobenzoico, etc), ácidos orgánicos (tartárico, oxálico, cítrico, acético, etc), los cuales son utilizados como fuentes de carbono y energía, propiciando beneficios a la actividad microbiana. El efecto de la rizosfera no sólo se refleja en la composición de las poblaciones, sino que también, al propiciarse mayor abundancia de microorganismos benéficos, las plantas son favorecidas al incrementarse la disponibilidad de nutrimentos y así aumentar la tasa de crecimiento, por actividad de los microorganismos (Ferrera-Cerrato, 1995).

Según Kolesnikov (1971) las raíces se ven altamente afectadas por los siguientes factores del suelo:

◆ Humedad. El crecimiento activo de raíces se reduce cuando hay una disminución en la humedad del suelo; en cambio, un exceso de agua, debido a una lluvia abundante, irrigación excesiva o manto freático superficial, ocasiona mala aireación y se provocan graves daños a las raíces como: inhibición del crecimiento de las raíces absorbentes más que las otras, suspensión del crecimiento y en general, reducción en el rendimiento y finalmente la muerte de todas las raíces y de la planta. Además, la humedad puede reducir la disponibilidad de oxígeno, lo cual afecta considerablemente el crecimiento de las raíces de las plantas. El crecimiento radical es dependiente de la humedad, porque las raíces de las plantas poseen la habilidad de buscar la humedad en los diferentes estratos del suelo, con ello se tolera o evita la sequía en el corto y largo plazo (Cooper, 1973).

◆ Temperatura. Con bajas temperaturas en el suelo, hay una disminución en el crecimiento radical, habiendo un efecto negativo desde las primeras dos semanas. Ojeda *et al.* (2004) mencionaron que el guanábano y la atemoya sobre portainjertos de saramuyo son menos tolerantes a las bajas temperaturas del suelo que *Annona glabra*. El guanábano y el saramuyo prefieren temperaturas en el suelo de 25 - 35 °C y la *Annona glabra* a 20 - 25 °C. Una combinación de frío en la zona de raíces (5 - 10 °C) con anegamiento, provoca la muerte de las plantas de guanábano en un lapso de cuatro semanas; aunque la especie puede desarrollar estructuras morfológicas para tales condiciones. El crecimiento radical óptimo para guanábano ocurre de 25 -

35 °C sin anegamiento. La tendencia del crecimiento radical puede variar debido al material genético de la especie; aunque temperaturas diferentes a las que la especie requiere pueden afectar el crecimiento de las raíces (Waisel *et al.*, 1996).

♦ Nutrición. Kolesnikov (1971) mencionó que el nitrógeno, estimula primero el crecimiento de las raíces absorbentes y luego el de las laterales, pudiendo aumentar su peso hasta un 50 %, sólo que dosis excesivas, inhiben el crecimiento de ambos tipos de raíces. El fósforo tiende a promover la ramificación de las raíces observándose que pocas cantidades de este elemento restan crecimiento a la parte aérea. El potasio también estimula la ramificación de raíces y aumenta el peso de la raíz más eficientemente que el de la parte aérea. Con poco potasio se inhibe la ramificación. El calcio promueve la resistencia de raíces por formar compuestos con las pectinas; al haber deficiencias de calcio, se inhibe el crecimiento de las raíces y las laterales rápidamente mueren. En general se puede mencionar que el crecimiento de las raíces es ampliamente modificado por la fertilización y por el riego.

El crecimiento de raíces está supeditado a una baja competencia con el crecimiento vegetativo y reproductivo de la parte aérea; dependiendo además de la temperatura, humedad del suelo y prácticas de manejo (Atkinson, 1980). El crecimiento de raíces es un aumento irreversible de su biomasa y muy particularmente de su longitud (alargamiento axial). Las medidas del crecimiento se expresan mediante los valores medios obtenidos de un grupo de raíces tan homogéneas como sea posible. Tiene lugar antes y/o después de la ocurrencia de un evento fenológico aéreo, como por ejemplo: el caso de brotaciones vegetativas y la formación del fruto; afirmando que la raíz crece cuando hay un excedente de reservas, después de que ningún otro órgano las demanda (Crabbé y Barnola, 1996).

La disminución del crecimiento en extensión de la raíz, resulta en una reducción en su índice de alargamiento acompañado por una disminución en la producción celular. Lo cual puede ser resultado de la interferencia con la actividad meristemática o con el alargamiento de las células (Garland y Wilkins, 1981).

La inhibición del crecimiento radical debido a la salinidad reduce el volumen del suelo que se puede explorar y por lo tanto la absorción de agua y minerales esenciales. Los suelos con acumulación de sales imponen ante la raíz dos tipos de tensiones: (1) tensión osmótica, resultado del bajo potencial del agua en el medio del crecimiento de la raíz; y (2) tensión iónica, inducida por cambios en la concentración de iones específicos en el medio y en el interior del crecimiento radical (Bernstein *et al.*, 1993).

En plantas jóvenes de guanábano, la disminución en la producción de materia seca radical se puede presentar cuando hay un incremento en la salinidad del suelo; este estrés salino causa un incremento en los niveles de iones tóxicos para las plantas (Na^+ y Cl^-) los cuales se pueden hallar en las raíces y hojas. Los niveles de calcio combinado formando carbonatos y oxalatos, se presentan en hojas mientras que las concentraciones de ión magnesio en raíces. Así también, el contenido de potasio disminuye cuando se incrementan los niveles de sodio, particularmente en raíces (Távora *et al.*, 2004).

2.3.4. Distribución y extensión

La distribución y extensión del sistema radical en el suelo depende de factores genéticos (especie, variedad y portainjerto), de factores del medio, y su modificación por las prácticas de cultivo (Goss, 1977; Fitter, 1987). Una breve descripción de los mismos se presenta a continuación:

♦ Factores genéticos. La combinación portainjerto - injerto determina la extensión, profundidad y densidad del sistema radical en el suelo, dependiente mayoritariamente del portainjerto. No obstante, la relación del sistema radical con la parte aérea se mantiene relativamente constante por las distintas combinaciones dentro de la especie, debido a la existencia de mecanismos de regulación del crecimiento en ambas. Thaler y Pagès (1996) mencionaron que la elongación de la raíz, en plántulas de hule (*Hevea brasiliensis* L.) se ve suprimida durante los periodos de expansión de la lámina de la hoja, más no así la ramificación radical, misma que

aumenta. Esta interpretación es una señal de competencia por fotoasimilados entre la raíz y la parte aérea e indica el estrecho vínculo existente entre ambas.

♦ Factores del medio. Diferentes experiencias han puesto de manifiesto que la relación entre el sistema radical y la parte aérea, es mayor en suelos arcillosos que en suelos arenosos. También influye la estabilidad estructural que determina mayor colonización en los suelos mejor estructurados. El riesgo se presenta en suelos de estabilidad media, en los que la exploración de las raíces es aceptable, ya que en años poco lluviosos, no obstante la asfixia radical afecta el crecimiento del árbol (Kozlowski, 1971).

La resistencia mecánica del suelo a la penetración de las raíces puede ser una causa que limite la distribución de las mismas. La resistencia del suelo reduce el alargamiento de la raíz; en suelos compactos, las raíces no pueden penetrar los poros más pequeños que el diámetro de su raíz, por eso es necesario labrar el suelo (Russell y Goss, 1974). Kolesnikov (1971) señaló como limitante de la distribución, las resistencias mecánicas por encima de $60 \text{ kg}\cdot\text{cm}^2$ y que sólo por debajo de $30 \text{ kg}\cdot\text{cm}^2$ la difusión es libre.

Los horizontes calizos, las rocas inalteradas o los horizontes con arcillas particulares que no presentan el fenómeno de contracción, resultan ser obstáculos infranqueables para las raíces, lo que provoca una gran ramificación por encima del horizonte. En cuanto a la distribución de las raíces en profundidad, el tipo de suelo tiene una gran importancia, puesto que la mayor densidad de raíces se encuentra en los horizontes "A" donde ocurre la acumulación de humus (Kozlowski, 1971).

♦ Prácticas de cultivo. El riego, el mantenimiento del suelo, los tratamientos fitosanitarios, los abonos y otras prácticas de cultivo, en la medida que modifican los factores anteriormente mencionados, determinan el desarrollo del sistema radical. La profundidad de la plantación debe ser tal que respete la localización de la planta en el vivero. Las plantaciones profundas ralentizan el desarrollo del sistema radical y pueden originar crecimientos remontantes de las raíces que parten de la base del

patrón a explorar estratos más superficiales; en estos casos aumenta la sensibilidad de la planta a los factores desfavorables. En las plantaciones profundas ocurre la emisión de raíces procedentes de la parte de la variedad enterrada (franqueamiento). En estas circunstancias se origina un sistema radical diferente al previsto con la modificación del comportamiento del árbol (Cruz y Torres, 1988; Pinto *et al.*, 2005).

La distribución de raíces en el perfil del suelo se da en gran parte por la profundidad y por la resistencia mecánica de sus estratos; mismas que retardarán el crecimiento en profundidad de la raíz, que finalmente dará lugar a una profundidad de arraigue más baja (Bennie y Botha, 1986).

2.4. Parte aérea del guanábano

La parte aérea del árbol es toda su estructura visible sobre el terreno (Popenoe, 1974) y según Kramer *et al.* (1984) consta de las siguientes partes:

♦ Tallos: tronco y ramas. Es el conjunto de elementos leñosos y lignificados del árbol; aquí podemos distinguir:

- Cuello. Región de transición entre el tallo y la raíz primaria o viceversa.
- Tronco. Parte baja del tallo comprendida entre el cuello (generalmente a nivel del suelo) y la primera ramificación principal.
- Ramas primarias. Ramificaciones de primer orden que parten del tronco.
- Ramas secundarias y terciarias. Ramificaciones de orden superior que forman parte de la copa y son de carácter permanente en el árbol.
- Eje central. Prolongación del tronco desde la primera ramificación principal hasta la base apical de brotación del año más apical.

♦ Copa. Es la parte superior del árbol con excepción del tronco y las ramificaciones principales; está constituida de las siguientes partes:

- Guía. Brote del año en prolongación del eje central.
- Ramas de orden superior de ramificación.
- Ramos. Formaciones vegetativas y fructíferas sobre las que se insertan las yemas axilares visibles, hojas (nomófilos), brotes, flores y frutos.

2.4.1. Funciones importantes

El tallo y los elementos lignificados de la copa cumplen funciones fisiológicas como: transporte (nutrimentos, vitaminas y fitohormonas), respiración, crecimiento en grosor, almacenamiento de compuestos nitrogenados e hidratos de carbono y las mecánicas como: soporte (de las hojas, flores y frutos) y resistencia a las adversidades climatológicas en el árbol (Esau, 1965).

Las hojas cumplen diversas funciones, de entre las más importantes se encuentra la fotosíntesis que posibilita la elaboración de toda la materia hidrocarbonada del árbol, la respiración y transpiración que de acuerdo con Popenoe (1974) están determinadas por una combinación de factores ambientales (radiación, temperatura y velocidad del viento) y de manejo como la estructura de la copa o dosel y por los intrínsecos de la especie como: área foliar y conductancia estomática; jugando un papel importante en la absorción de agua y nutrimentos por la raíz.

2.4.2. Anatomía y morfología

Toda la parte aérea del árbol se origina a partir del hipocótilo y la plúmula del embrión en el proceso de germinación de la semilla o a partir del desarrollo de las yemas (apicales y laterales) en la reproducción vegetativa. Ambos procesos son similares ya que tanto la plúmula de la planta como la yema apical vegetativa del tallo contienen meristemos primarios análogos (Esau, 1965; Hayat y Canrigh, 1968); sus características son:

♦ Estructura de la yema apical. Las yemas vegetativas están constituidas por el meristemo apical vegetativo y las envolturas protectoras (escamas con tricomas). Puede ser de alguno de los siguientes tipos: según el tipo de órganos que formarán (vegetativo, reproductivo o mixto); según su posición (apicales o axilares); según su tiempo de desarrollo (normales o anticipadas); según su origen (normales o adventicias); según su número (solitarias, gemelas, triples o múltiples) (Esau, 1965; Kramer *et al.*, 1984).

♦ Formaciones vegetativas y reproductivas. Las yemas vegetativas normales se forman y diferencian durante el periodo vegetativo (primavera-verano) en frutales caducifolios, y en la primavera siguiente ocurre la brotación (Kramer *et al.*, 1984).

En forma natural las plantas de guanábano desarrollan una estructura característica que puede resumirse en aspectos como presentar un tipo de crecimiento acrotónico (lo más joven está hacia el ápice), influenciado por el fenómeno de dominancia apical que desarrollan los meristemas apicales de cada eje en crecimiento que posee la planta (Wareing y Phillips, 1981). Debido a este comportamiento, las plantas desarrollan una gran envergadura, con copa tipo globosa, semielíptica y con diámetro muy amplio. Ubicándose en los sectores apicales de cada crecimiento, la ramificación que puede derivarse muchas veces, perdiendo vigor en cada derivación y constituyendo parte de la madera de fructificación (Nakasone y Paull, 1999).

2.4.3. Factores de crecimiento

El desarrollo de la parte aérea hasta constituir el conjunto del esqueleto y la copa del árbol es consecuencia de la actividad de los meristemas apicales responsables del crecimiento en longitud y del cámbium vascular responsable del incremento en grosor.

La forma y crecimiento de los árboles son determinados por factores del medio (luz, temperatura, gravedad y nutrimentos), factores internos de la planta (edad, reguladores del crecimiento endógenos y la relación entre la parte aérea y el sistema radical), y por las técnicas de cultivo.

Desde el punto de vista de la fisiología de las especies productoras de fruta, interesan los factores del medio y los internos de la planta siguientes: luz, agua, temperatura, gravedad, nutrimentos, fitohormonas y edad (Kramer *et al.*, 1984; Távora *et al.*, 2004).

En condiciones favorables para el crecimiento (primavera y verano) las plantas perennes tienen periodos de rápido alargamiento de brotes, alternados con periodos de poco o nulo alargamiento; fenómeno conocido como “flujo de crecimiento” (Crabbé y Barnola, 1996).

El crecimiento vegetativo tiene influencia sobre otras fases fenológicas (crecimiento de la raíz, floración y fructificación) en particular sobre la acumulación de carbohidratos. El crecimiento de nuevos brotes es necesario para la producción y desarrollo de hojas jóvenes fotosintéticamente activas, mientras que el letargo (ecoletargo) provee un periodo para la acumulación de reservas (Cull, 1986).

El crecimiento de entrenudos (alargamiento) depende del suministro adicional de agua y nutrimentos, así como de la intervención de auxinas y giberelinas en diferentes etapas del proceso. Por otro lado, la formación de yemas implica no sólo una restricción en elongación, sino también una compleja secuencia de eventos correlativos provenientes de la hoja y del primordio foliar, que ocurren en el ápice (Crabbé y Barnola, 1996).

Según George y Nissen (1987) la temperatura es un parámetro que tiene un marcado efecto sobre el crecimiento vegetativo de atemoya (*Annona cherimola* x *Annona squamosa*), regímenes de temperatura entre el día y la noche de 22 y 17 °C, respectivamente provocan fuertes flujos de crecimiento vegetativo, incrementando así la producción de materia seca. Así, el ambiente ejerce una fuerte influencia en el crecimiento vegetativo y reproductivo (parte aérea) de las anonáceas (Otero, 2005).

2.5. Relación de crecimiento entre el sistema radical y la parte aérea

El desarrollo de la planta está regido por dos componentes básicos: 1) la parte aérea que se encarga de realizar principalmente la fotosíntesis y 2) el sistema radical que absorbe agua y nutrimentos del suelo. Thornley (1998) indicó que hay una relación directa, en casi cualquier especie, entre la capacidad de absorción y el tamaño de la raíz. Mientras mayor sea el sistema radical, se podrán obtener cosechas más abundantes, con menor riesgo, ya que la planta explorará estratos

más profundos y extensos del suelo. Esto mejorará su resistencia a periodos difíciles como podría ser la sequía o cualquier otro factor adverso que se presente durante la vida de la planta (Goss, 1977; Black *et al.*, 1998).

Trabajos recientes en guanábano han demostrado que la falta de agua en los primeros años de vida, por periodos prolongados, disminuye la expansión celular, la actividad fotosintética y el transporte xilemático. Consecuentemente se reduce el crecimiento, pues la planta invierte más recursos en el crecimiento de la raíz para poder obtener más agua, desarrollando menos su parte aérea, lo que a futuro traerá consigo frutos de menor talla (Azevedo *et al.*, 2004). Algunos factores influyen en la capacidad que tiene la raíz de proveer a la parte aérea los nutrimentos necesarios son: la temperatura del aire, la longitud del día, los insectos plaga, el daño por granizo, la intensidad luminosa, el CO₂ y las fitohormonas (Cooper, 1973).

Negreiros *et al.* (2004) mencionaron que el suelo influye en el crecimiento radical, distinguiéndose por la presencia del material orgánico e inorgánico que le constituye y la disponibilidad de los nutrimentos para ser absorbidos por la raíz. Los sustratos como el "peat moss", son excelentes para el desarrollo radical de la mayoría de los cultivos (hasta un estado avanzado de plántula en cultivos hortícolas) por encontrarse libre de patógenos, además de contener cantidades adecuadas de nutrimentos y materia orgánica mineralizada; a diferencia de los suelos agrícolas (arcillosos, limosos, calcáreos o sus combinaciones) donde sus cualidades se han modificado a favor de los monocultivos (Souza *et al.*, 2003).

Para el caso de un material clonal de propagación vegetativa (varetas, estaquillas, acodos y otros) en un medio determinado, la relación entre la parte aérea y el sistema radical es estrecha, como puede deducirse de las siguientes observaciones realizadas por Bourque (1976) y Manica (1997) en frutales. Tras una defoliación intensa, la planta emite nuevos brotes y hojas hasta restaurar dicha relación. Una de las causas de esta respuesta, parece ser la citocinina sintetizada en la raíz, que se reparte entre menos parte aérea. La estimulación en el crecimiento de brotes debida a una defoliación puede ser contrarrestada por una poda simultánea de raíces.

Diversos estudios han demostrado la existencia de alternancia en el crecimiento entre la raíz y la parte aérea; lo cual ha sido interpretado como el resultado de una competencia por fotoasimilados entre ambas. Aunque por otra parte, la ramificación radical es promovida por el desarrollo foliar (Aguirrezabal *et al.*, 1993).

Otro término que se emplea en el análisis arquitectónico y que influye en la relación entre la raíz y la parte aérea, es el crecimiento rítmico (que es cuando el eje pasa por una alternancia regular entre períodos de elongación y de reposo), o continuo cuando no hay períodos de latencia, mostrando sincronización entre la organogénesis y la elongación (Hallé *et al.*, 1978; Barthélémy, 1991; Vester, 1997). El crecimiento rítmico de las raíces responde a una alternancia regular de períodos de reposo y alargamiento que no dejan ninguna traza morfológica sobre el eje. Si los ejes de la raíz se alargan indefinidamente, entonces su crecimiento es indeterminado (Jenik, 1978; Atger y Edelin, 1994; Jourdan *et al.*, 2000).

Otero (2005) mencionó que en el caso de la ilama (*Annona diversifolia* L.), el estrés hídrico provoca un incremento en la biomasa de la raíz, en detrimento de la biomasa aérea. Así, la relación entre la parte aérea y la raíz se ve afectada por el estrés hídrico, misma que se incrementa con una mayor restricción de agua. Esto confirma que para las anonáceas una mayor proporción del sistema radical, es un mecanismo de aclimatación al estrés hídrico.

2.6. Propagación del guanábano en vivero

En México se reconoce la existencia de al menos 15 especies de anonas, las cuales en su mayoría sólo son conocidas localmente. Las anonáceas generalmente, se propagan por semillas, con algunas excepciones en las cuales se ha recurrido a la propagación vegetativa para conservar las características distintivas del cultivar o selección; sin embargo, el conocimiento de la mejor manera de propagar este recurso y como conservarlo sigue siendo escaso (Vidal y Marroquín, 2003).

En general, en el país se conoce poco sobre la propagación del guanábano, en las localidades productoras de Quintana Roo, de los frutos consumidos se obtienen

las semillas, mismas que se siembran en las tierras de cultivo o en traspatio, donde nacen las plantas de pie franco, iniciando su producción a los cuatro o cinco años. Lo anterior ha propiciado una alta variabilidad genética y asimismo, ha permitido la conservación del germoplasma. La diversidad genética existente en anonáceas obedece a que se han propagado por vía sexual, favorecida por la dicogamia protogínica, donde el gameto femenino madura primero que el masculino, fenómeno característico en estas especies. La propagación asexual permite perpetuar los caracteres de la planta de origen y los árboles resultan más precoces (Vidal, 1997).

Para establecer una huerta a nivel comercial de guanábano es necesario propagar plantas mediante injertación con material selecto o inclusive con variedades registradas para obtener frutos uniformes y de alta calidad; para ello, es necesario propagar portainjertos de semilla criolla, obtenida de árboles sanos, productivos, resistentes al ataque de enfermedades de la raíz y resistentes a la sequía. El portainjerto puede influir en la fisiología del injerto en varias formas; entre ellas: incrementando el número de frutos amarrados, controlando el crecimiento vegetativo, aumentando el peso de los frutos (Cruz, 1995), resistiendo patógenos y tolerando condiciones adversas de clima y suelo (Cruz *et al.*, 2002). Asimismo se debe contar con una selección de árboles que produzcan fruta de buena calidad para obtener el material (injerto) que se ha de utilizar.

De igual manera, en etapa de vivero se debe verificar el uso de los sustratos, dado que son considerados como uno de los factores limitantes en la obtención de plantas de calidad, los cuales afectan la velocidad de crecimiento de la planta, así como su nutrición (Barea, 1999; Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2000).

♦ Propagación sexual. La manera tradicional de propagar el guanábano es mediante semillas provenientes de árboles saludables; éstas se extraen de los mejores frutos, se lavan, limpian y se ponen a secar. Germinan de 25 a 50 días después de la siembra (Cabanelas y Ledo da Silva, 1996; Fernández, 2004). Se ha determinado que son necesarios de 30 a 40 kg de fruta para proporcionar 1 kg de semilla, el cual contiene un promedio de 2800 semillas (Vidal, 1982). Pueden

almacenarse por más de un año reteniendo el 70 % de germinación (López *et al.*, 1982). Sin embargo, existen publicaciones donde se indica que la germinación es tardía y heterogénea, mientras que con la escarificación, utilizando agua caliente y H₂SO₄ se alcanzan germinaciones de 95 y 97 % respectivamente (Cruz *et al.*, 2002).

En otros trabajos, se ha evaluado la escarificación de las semillas con agua a diferentes temperaturas, inmersión en vinagre, escarificación con lija número 80 durante 10 minutos (alcanzando hasta un 91 % de germinación) y en licuadora durante cinco segundos intermitentes; se encontró que este último fue el mejor tratamiento con 84 % de germinación, y el peor (7 %) utilizando agua a temperatura ambiente por 24 horas (Cabanelas y Ledo da Silva, 1996).

♦ Propagación asexual. El guanábano también puede propagarse mediante injerto, utilizando como patrón la misma especie, logrando así el mayor porcentaje de prendimiento y supervivencia (Vidal, 1997). Aparentemente existe compatibilidad con *Annona montana*, *Annona glabra* y un menor grado con *Annona reticulata*, *Annona cherimola* y *Annona purpurea* (Iglesias y Sánchez, 1985; Vidal, 1997; Vidal y Nieto, 1997). Para el caso de *Annona squamosa*, mientras Iglesias y Sánchez (1985) indicaron compatibilidad, Vidal (1997) mencionó que los injertos no sobrevivieron más allá de los 120 días de injertados. El injerto de púa de costado ha tenido éxito en Venezuela (Araque, 1967), México (Ponce, 1977), Florida (Ogden *et al.*, 1981) y los de yema de escudete y parche en Colombia y Brasil (Iglesias y Sánchez, 1985).

Las púas o varetas se recomienda que sean de ramas nuevas, de la región subterminal, semileñosas y de crecimiento del año (Bourque, 1976); además Quirós y Barahona (1988) afirmaron que el anillado de la vareta diez días antes de la injertación, incrementa el porcentaje de prendimiento y supervivencia del injerto. Vidal (1982) encontró que 120 días después de realizado el injerto, la planta se encuentra lista para ser llevada a la huerta; lo cual también dependerá del tipo de injerto realizado, selección del material vegetativo, época de injertación, factores ambientales y los cuidados posteriores (Vidal, 1997).

Morton (1987) informó que el guanábano puede propagarse mediante la técnica del esqueje y Araque (1967) realzó su importancia mediante esta técnica. En este sentido, Leal (1970) mencionó que la propagación de las anonas por esquejes es posible utilizando ácido indolbutírico (AIB) a 2000 ppm y un propagador con neblina intermitente. Se han enraizado esquejes de guanábano a 2000 ppm de AIB bajo neblina intermitente en un ciclo de cinco segundos cada cinco minutos. También, utilizando un sistema de niebla ultrasónica, se encontró que todas las estacas que conservaron sus hojas originales produjeron raíces independientemente de la concentración de AIB utilizada, pero la aplicación de 2000 ppm de AIB promovió el mayor número y longitud de raíces (Siqueira *et al.*, 1997). Además, es conveniente disminuir a un 40 % el paso de la luz para mayor éxito (Morton, 1987).

La técnica del acodado consiste en realizar un anillado de 1 cm de ancho sobre una rama de la parte media del árbol, el cual se cubre con musgo esterilizado y húmedo, sellado con polietileno negro y regado frecuentemente. En Puerto Rico, se realizaron acodos cada seis semanas durante un año; el anillado fue de 1 cm de ancho cubierto por musgo esterilizado y húmedo. El acodo se selló con polietileno negro; sin embargo, no se obtuvieron enraizamientos con esta técnica. Por el contrario, en Jamaica, se ha acodado exitosamente al guanábano. En Costa Rica se tuvo un enraizamiento del 60 % de los acodos y éstos estuvieron listos para el trasplante a los 105 días; el éxito de esta técnica es relativo y parece ser que una humedad alta, tanto en el suelo como en el aire, favorecen el enraizamiento (Barahona y Sancho, 1992).

La propagación *in vitro* se utiliza para la multiplicación rápida de nuevos genotipos y para la obtención de plantas libres de virus y otras infecciones. Los explantes del hipocótilo de guanábano han mostrado ser convenientes para la propagación *in vitro* (Rasai *et al.*, 1995). Sierralta *et al.* (1999) sugirieron que el uso de bajas intensidades de luz es eficaz para evitar el oscurecimiento de los explantes; asimismo, el uso de antioxidantes en el medio de cultivo proporciona resultados satisfactorios. Lemos (1996) indicó que la formación de raíces en los vástagos puede ser estimulada con galactosa y el empleo de un medio para plantas leñosas.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Localización de experimentos

♦ Experimento I. Se realizó del 02/V/06 al 05/VIII/06 (duró 95 días, porque éste fue el periodo aproximado en el que la mayoría de los sistemas radicales de las plántulas de guanábano llegaron al fondo del minirrizotróton) en un predio de la localidad Noh-Bec, Municipio Felipe Carrillo Puerto, Quintana Roo, México (19° 12' de LN, 88° 13' de LO y 60 msnm) (Figura 2). El clima predominante en la región es AW₁, que corresponde a cálido subhúmedo con régimen de lluvias en verano, con 1260 mm de precipitación anual, mismos que se distribuyen en alrededor de 85 % entre mayo y octubre y el resto de noviembre a abril, la temperatura media anual es de 26.8 °C, con la máxima de 38.2 °C en el mes más cálido (mayo) y la mínima de 15.1 °C en el mes más frío (enero) (Cuanalo de la Cerda *et al.*, 1989; Ku *et al.*, 2005).

♦ Experimento II. Se realizó posteriormente del 24/I/07 al 29/IV/07 (duró 95 días), para comparar periodos similares de desarrollo con respecto del primer experimento. En el número 10 de los invernaderos generales “Dr. Josué Kohashi Shibata”, de la orientación en Fruticultura dentro de las instalaciones del Colegio de Postgraduados, ubicado en Montecillo, Texcoco, Estado de México (19° 21' de LN, 98° 55' de LO y 2240 msnm) (Figura 2). El clima es templado sub-húmedo (Cb(wo)(w)(i')), con verano fresco y largo, con un régimen de lluvias en verano y con una precipitación anual de 645 mm. La temperatura media anual es de 15 °C, con un porcentaje de lluvia invernal menor al 5 %; con temperatura media del mes más caliente mayor de 10 °C, con poca oscilación térmica (García, 1988). Dentro del invernadero se registraron fluctuaciones diarias de temperatura y humedad relativa mínima-máxima de 10.5 a 30.2 °C y de 29 a 75 %, respectivamente (de enero a abril).

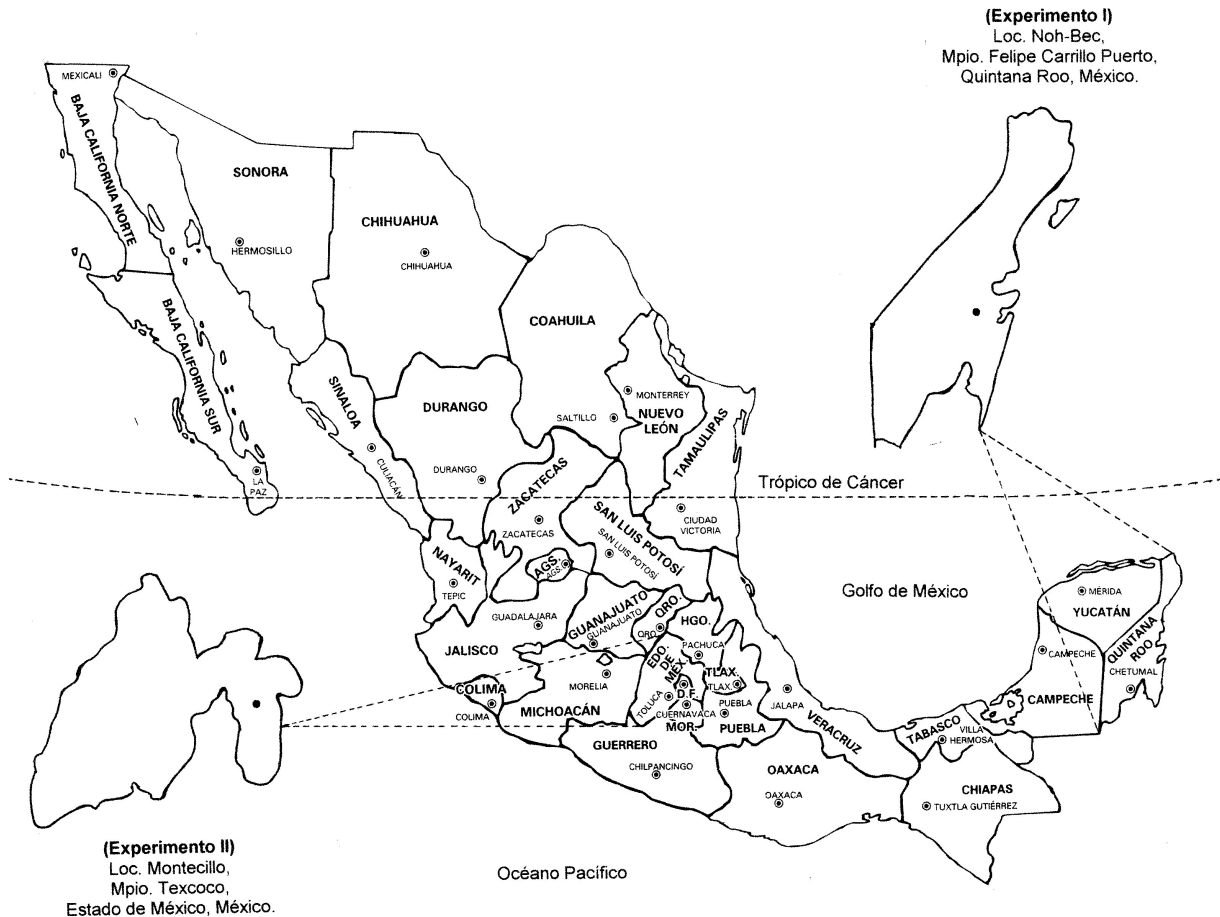


Figura 2. Ubicación de los experimentos realizados en campo (E₁: Quintana Roo) e invernadero (E₂: Estado de México), con plantas de guanábano en minirrizotrones.

3.2. Material vegetal

Se trabajó con plántulas de guanábano, procedentes de semillas colectadas de árboles en producción, seleccionados por su vigor y sanidad dentro de los sistemas agroforestales de Noh-Bec. Se escogieron, para la obtención de semilla, tres a cuatro árboles con frutos de tipo semiácido de más de 2 kg de peso, debido a que localmente son los frutos más demandados en el mercado. Se utilizaron 49 plántulas recién emergidas para cada experimento que al momento de llevarlas al trasplante dentro de cada minirrizotrón presentaban en promedio de 6 - 8 cm de longitud en tallo principal y 4 - 6 cm de longitud en raíz principal.

3.3. Descripción de experimentos

♦ Experimento I. Se inició el 18 de marzo del 2006 con la germinación de las semillas (epígea) en una cámara plástica. Se utilizó un sustrato estéril compuesto de "peat moss" más tierra de monte (1:1), manteniendo la temperatura óptima de germinación de la especie (22 a 24 °C). Se pusieron a germinar 100 semillas, verificando su porcentaje de germinación (80 % aproximadamente); obteniendo 45 días después, las 49 plántulas necesarias para el experimento (con medidas de 6 - 8 cm de longitud en tallo principal y 4 - 6 cm de longitud en raíz principal).

Las plántulas fueron seleccionadas para iniciar el experimento por su buena condición sanitaria y homogeneidad de desarrollo. Cada una fue colocada en un minirrizotrón (11 cm de diámetro y 35 cm de profundidad) que fue fabricado con recipientes cilíndricos de polipropileno, basados en el diseño utilizado por Neufeld *et al.* (1989); para detalles ver al Anexo A-1. El minirrizotrón fue recubierto en su parte interna con una malla fina, en doble capa, hecha a base de gasa de nylon color claro para evitar el contacto directo entre la raíz y el suelo, facilitando de esta manera la observación del sistema radical al compactarlo contra la pared del minirrizotrón.

La plántula fue colocada entre el recipiente y la malla, permitiendo el paso de los nutrimentos hacia la raíz por difusión, mediante el agua de riego; el cuello de la plántula coincidió con el borde del minirrizotrón. Cada uno se llenó con 3 kg de suelo. La plántula siguió su desarrollo normal (Figura 3), rengándola con agua del pozo de la zona cada tercer día.

Se emplearon cinco diferentes tipos de suelo calcáreo para esta investigación, porque en los terrenos de Noh-Bec son fáciles de localizar, a simple vista se diferencian entre ellos por su color, se encuentran asociados a diferentes actividades (forestal y agrícola), hay tales diferencias entre ellos que la gente de la localidad fácilmente puede interpretar, principalmente considerando su fertilidad, profundidad y uso potencial. Son calcáreos porque derivan de una roca sedimentaria (caliza) que forma una planicie coralina muy rica en calcio y abunda en la entidad.

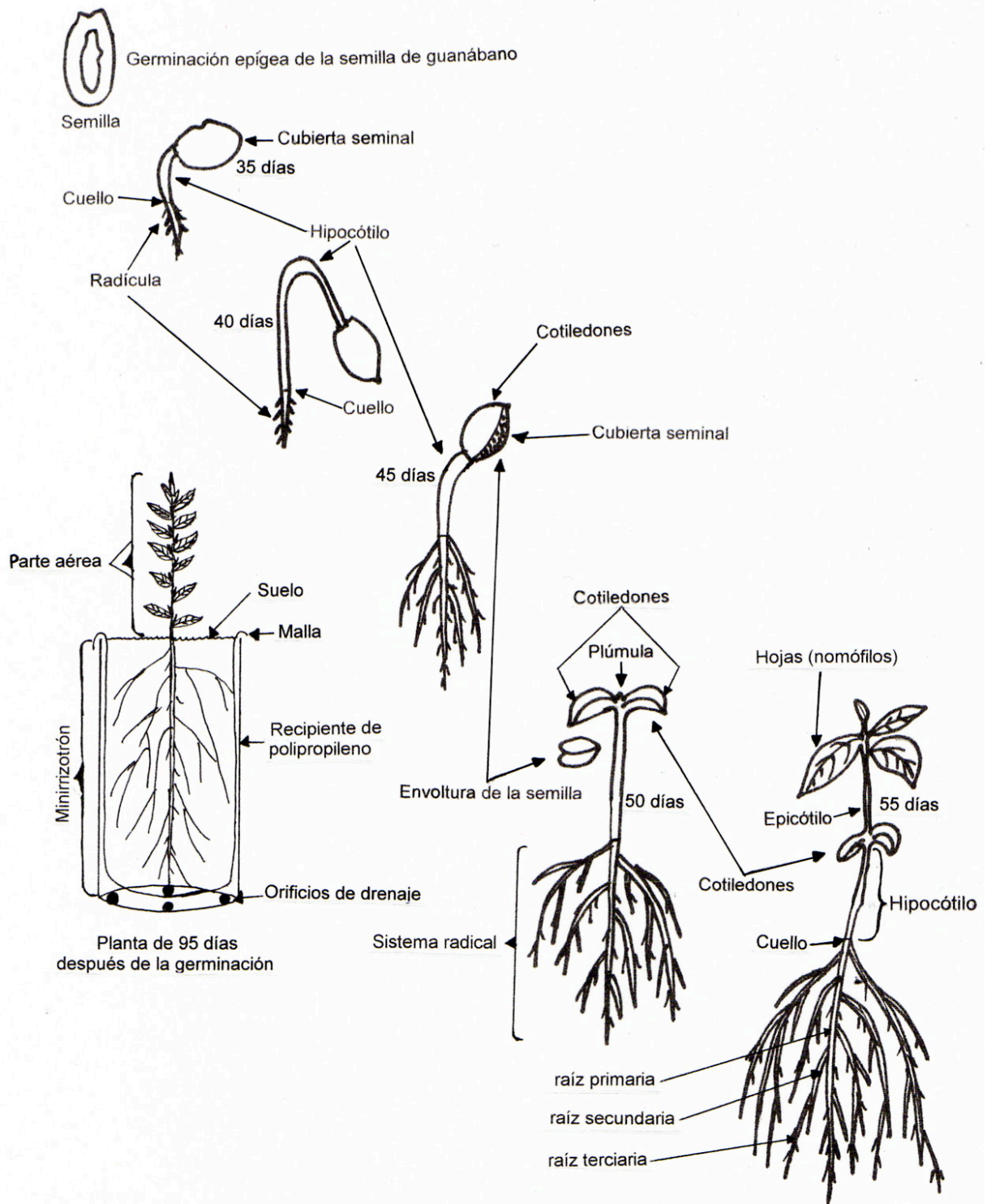


Figura 3. Germinación de la semilla, desarrollo de la planta de guanábano y su crecimiento en el minirrizotróton.

Además, también se incluyó el suelo fluvisol eútrico (franco limoso), porque diversos autores lo mencionan como el más adecuado para el cultivo con el guanábano; y el sustrato premier pro-mix VTF[®] (turba) que es muy empleado para la propagación de plantas en vivero, tanto sólo como en combinación con otro tipo de sustratos, por sus cualidades es excelente en el manejo de diversos frutales, hortalizas y otros cultivos (Cuadro A-2). En ambos se tuvo facilidad para adquirirlos, lo cual propicio aún más el incorporarlos para hacer las comparaciones respecto a los suelos calcáreos.

Los suelos calcáreos utilizados en ambos experimentos, fueron colectados en los terrenos ejidales de Noh-Bec a las afueras del núcleo de población y dentro de los primeros 5 km. El suelo gleysol (saskab) fue obtenido de un banco de suelo a pie de camino, el suelo luvisol (yaaxhom) se obtuvo del monte alto (dominado por selva mediana y alta), el suelo vertisol crómico (k'áanKab) se colectó de un huamil maduro (selva mediana), el suelo cambisol lítico (ka' Kab) se obtuvo de una parcela agrícola en la cual se practica la roza-tumba-quema (sembrada con maíz y frijol), y el suelo rendzina (áak'alché) se obtuvo de un suelo bajo inundable a orillas de la laguna Noh-Bec donde predomina el tintal (*Haematoxylum campechianum*).

Un problema importante en este experimento fue la salinidad del agua de riego (Cuadro A-13), que se manifestó con pequeños depósitos de sal en las hojas maduras de las plántulas de guanábano, sobre todo en los días más secos. Mientras que en el suelo la salinidad se manifestó con pequeñas costras o depósitos de un polvillo blanquecino en la superficie del mismo después de un periodo caluroso, mismo que desaparecía después de aplicar el riego.

El sistema radical se observó cada siete días y se dibujó (con plumones de tinta indeleble) poniendo un acetato transparente sobre el minirrizotró;n; el crecimiento radical se registró con un color diferente para cada fecha de observación, durante 95 días, registrando además el crecimiento aéreo al mismo tiempo. Se diseñó un experimento con un arreglo completamente al azar con siete tratamientos y siete repeticiones para tener en total 49 unidades experimentales.

Para proporcionarle a la raíz las condiciones de oscuridad más adecuadas, los minirrizotrones fueron cubiertos con polietileno negro. Se mantuvieron en las condiciones locales de campo (60 a 90 % de humedad relativa, 15.1 a 38.2 °C de temperatura, luminosidad variable, 3 - 5 km·hr en vientos, presencia de bacterias y hormigas en hojas). La medición de la parte aérea y los registros del crecimiento radical se realizaron semanalmente durante 95 días (del 02/V/06 al 05/VIII/06).

♦ Experimento II. Se inició el 10 de diciembre del 2006 con la germinación de las semillas y se procedió de manera similar al primer experimento hasta la obtención de las plántulas listas para su trasplante a los minirrizotrones. En este experimento, dada la experiencia del primer experimento, los riegos se hicieron con agua purificada de garrafón una vez por semana. Según los parámetros del Manual de Aplicación del Análisis de Riesgos, Identificación y Control de los Puntos Críticos en la Industria de Agua Purificada elaborado por Zárate y González (1999), los resultados del análisis químico practicado indicaron la presencia de elevadas cantidades de sales minerales (carbonatos, bicarbonatos, cloruros y sodio) en el agua de pozo usada en el experimento en campo (Cuadro A-13); que de acuerdo con Ebert (1998) y con Pinto *et al.* (2005) son perjudiciales para el desarrollo del guanábano, pues disminuyen su capacidad fotosintética, transpiratoria y absorción nutrimental.

El sistema radical se observó y dibujó de la misma manera que en el primer experimento durante el mismo periodo de tiempo (del 24/I/07 al 29/IV/07) cada siete días. El diseño experimental que se ocupó fue el mismo (Figuras 4 y 5). Los minirrizotrones se mantuvieron en condiciones controladas de invernadero (29 a 75 % de humedad relativa, 10.5 a 30.2 °C de temperatura y 75 % de luminosidad).

Se utilizaron costales de rafia, etiquetas, bolsas de plástico negro, cámara digital, bitácora de campo y plumones indelebles. Los suelos fueron colectados de los 0 - 30 cm de profundidad, tal como se encontró, eliminando restos grandes de tallos, raíces y piedras.

Los suelos calcáreos son importantes porque en ellos se cultivan diversas especies agrícolas localmente, entre ellas el guanábano. Pero debido a la variación fisicoquímica de los mismos, el manejo y los rendimientos son variables; entonces al relacionarlos con una especie en particular, se podrá saber cuál de ellos presenta las mejores condiciones para esta especie, independientemente del manejo agronómico, lo cual puede resultar útil entre los campesinos que manejan este cultivo. El suelo fluvisol eútrico (franco limoso) es un suelo de color negro y bien mullido, que se compró en Xochimilco, D. F. y proviene de la región de Zacatepec, Morelos. El sustrato premier pro-mix VFT® (turba) fue proporcionado por la orientación en Fruticultura, del Colegio de Postgraduados.

En ambos experimentos (campo e invernadero), el volumen de suelo que los minirrizotrones contenían, fueron los adecuados para esta etapa del desarrollo de las plántulas puesto que no mostraron un comportamiento anormalmente bajo en la velocidad de su crecimiento; considerando que en vivero otras anonáceas han sido cultivadas en contenedores de similar volumen (Hernández *et al.*, 1999).

3.4. Tratamientos y diseño experimental

- Tratamiento 1 = Suelo gleysol (saskab)
- Tratamiento 2 = Suelo luvisol (yaaxhom)
- Tratamiento 3 = Suelo vertisol crómico (k'áanKab)
- Tratamiento 4 = Suelo cambisol lítico (ka' Kab)
- Tratamiento 5 = Suelo rendzina (áak'alché)
- Tratamiento 6 = Suelo fluvisol eútrico (franco limoso)
- Tratamiento 7 = Sustrato premier pro-mix VFT® (turba)

El conocimiento tradicional de los suelos que aún persiste entre los campesinos mayas de la Península de Yucatán, constituye un saber empírico derivado de su práctica agrícola milenaria. Se trata de un acervo que forma parte de un amplio legado cultural que hoy se expresa en el habla cotidiana de las comunidades rurales, y en el que hay que destacar que la terminología edáfica maya sigue siendo un

referente empírico básico para la toma de decisiones acerca del uso y manejo agrícola de los suelos (Duch, 2005).

En la práctica cotidiana, la nomenclatura maya es la más utilizada por campesinos y técnicos, debido a que se aplica a pequeñas áreas, y sobre todo porque sirve para entender y manejar la heterogeneidad espacial de los suelos de Quintana Roo. No obstante, son escasos los reportes que describen con detalle las propiedades distintivas de los suelos, así como sus propiedades químicas relacionadas con su fertilidad (Duch, 2005).

Al respecto, Duch (2005) afirmó que el uso generalizado de la nomenclatura maya no es suficiente para identificar a los distintos tipos de suelo; si se encuentran organizados en un sistema de clasificación o si conforman un sistema de nomenclatura no jerárquico. Esta nomenclatura no sólo refleja la fertilidad, sino también el uso agrícola que se le da, con todo y sus consecuencias sociales, agronómicas, ecológicas y políticas, a los suelos de Quintana Roo. En el Cuadro 4, se presentan las principales características fisicoquímicas de los tratamientos (tipos de suelo) utilizados en los experimentos con plántulas de guanábano.

El diseño experimental empleado en ambos experimentos fue un completamente al azar balanceado y completo, con siete tratamientos: 1) gleysol (saskab), 2) luvisol (yaaxhom), 3) vertisol crómico (k'áanKab), 4) cambisol lítico (ka' Kab), 5) rendzina (áak'alché), 6) fluvisol eútrico (franco limoso) y 7) premier pro-mix VFT® [turba (Cuadro A-2)]; con siete repeticiones (49 unidades experimentales). Utilizando una planta por minirrizotrófon, el arreglo de tratamientos aparece en las Figuras 4 y 5.

Cuadro 4. Características fisicoquímicas de los suelos utilizados en los experimentos con plantas de guanábano.

Determinación	T ₁	T ₂	T ₃	T ₄	T ₅	T ₆	T ₇
FAO-UNESCO	gleysol	luvisol	vertisol crómico	cambisol lítico	rendzina	fluvisol eútrico	premier pro-mix VTF®
Clasificación maya	saskab	yaaxhom	k'áanKab	ka' Kab	áak'alché	tierra negra	turba
Fertilidad	baja	alta	media	alta	alta	alta	alta
Color	blanco	pardo rojizo	rojo	pardo oscuro	gris	negro	café
Textura	arcillo arenoso	arcillo arenoso	arcillo limoso	arcillo arenoso	arcillo arenoso	franco limoso	-----
Materia orgánica (%)	0.5	1.6	3	2.2	3.6	1.84	9
pH en H ₂ O (1:2)	7.2	6.4	6.9	7.8	6.5	6.7	6.5
Densidad real (g·cm ³)	2.45	2.45	2.56	2.45	2.45	2.07	0.80
Densidad aparente (g·cm ³)	1.05	0.89	0.96	0.89	0.89	1.45	0.13
Ca intercambiable (cmol _c ·Kg ⁻¹)	940	11	12	17	5	0.87	DS ^{††}
Mg intercambiable (cmol _c ·Kg ⁻¹)	6.0	5.21	2.30	6.23	5.18	5.0	DS
K intercambiable (cmol _c ·Kg ⁻¹)	0.38	0.61	0.30	0.49	0.14	1.20	DS
Na intercambiable (mg·Kg ⁻¹)	0.035	0.029	0.030	0.033	0.011	0.010	DS
NO ₃ disponible (mg·Kg ⁻¹)	40	61	16	57	15	80	DS
P disponible (mg·Kg ⁻¹)	1.55	22	6	46	29	75	DS
S disponible (mg·Kg ⁻¹)	50	106.8	155.8	271.2	59.3	300	DS
Fe extractable (mg·Kg ⁻¹)	8	26	10	32	37	12	DS
Cu extractable (mg·Kg ⁻¹)	0.5	0.5	0.5	0.6	0.3	1.6	DS
Mn extractable (mg·Kg ⁻¹)	3	12	11	9	4	11	DS
Referencias [†]	1, 2, 7, 8, 9.	1, 3, 4, 5, 7, 9.	1, 2, 5, 6, 7, 9.	1, 2, 3, 4, 5, 7, 9.	1, 2, 3, 4, 5, 7, 9.	9, 10.	10.

[†] (1) Cuanalo de la Cerda, 1964. (2) FAO, 1970. (3) Milford, 1997. (4) Soil Survey Staff, 1999. (5) Pacheco-Martínez y Alonzo-Salomón, 2003. (6) Turrent-Fernández *et al.*, 2004. (7) Bautista *et al.*, 2005. (8) Duch, 2005. (9) Ku *et al.*, 2005. (10) Laboratorio de suelos de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán-UNAM, 2007.

^{††} Disponibilidad en suficiencia para los cultivos agrícolas.

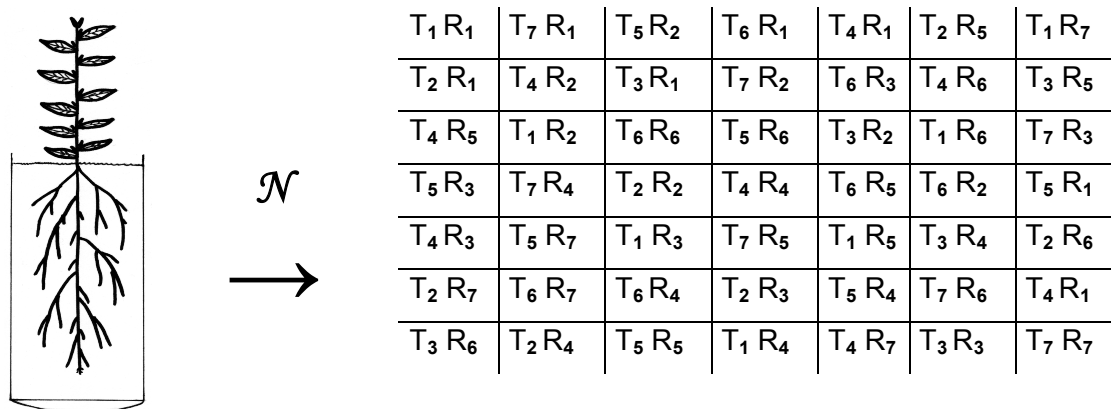


Figura 4. Arreglo de tratamientos del experimento realizado en campo (E₁: Quintana Roo) con un diseño completamente al azar; con plantas de guanábano en minirrizotrones (T_n = tratamiento y R_n = repetición).

Se acomodaron los minirrizotrones en el experimento en campo, según la Figura 4. La asignación de tratamientos y repeticiones a las 49 unidades experimentales se realizó mediante un proceso de sorteo, utilizando papeles numerados primeramente para los tratamientos y posteriormente para las repeticiones.

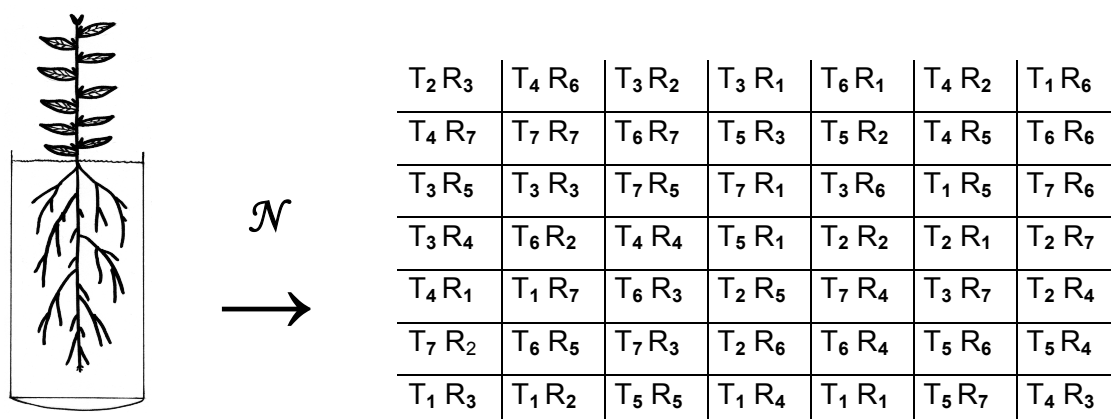


Figura 5. Arreglo de tratamientos del experimento realizado en invernadero (E₂: Estado de México) con un diseño completamente al azar; con plantas de guanábano en minirrizotrones (T_n = tratamiento y R_n = repetición).

Se acomodaron los minirrizotrones en el experimento en invernadero, según la Figura 5. La asignación de tratamientos y repeticiones a las 49 unidades experimentales se realizó mediante un proceso de aleatorización, con la ayuda de una tabla de números al azar (Little y Hills, 1979), siguiendo el método descrito en ella.

3.5. Variables respuesta

♦ Longitud radical (LR). Permite conocer la profundidad de suelo explorada, proporcionando anclaje a la planta; a mayor profundidad mayor anclaje. Lo cual se presenta en los sistemas radicales típicos contra sistemas radicales fibrosos o adventicios que son más superficiales y por tanto presentan menos anclaje. La región radical más apical es la funcionalmente absorbente y su longitud está relacionada, casi siempre, con el vigor de la parte aérea. Se registró el crecimiento radical semanalmente durante el transcurso del experimento, en las 49 unidades experimentales de cada experimento; para ello fue necesario anteponer un acetato transparente, previamente rotulado, a la pared del minirrizotrófon para registrar el crecimiento radical y trazar en él, líneas que representaron el crecimiento de la raíz principal y cada una de sus ramificaciones, utilizando plumones de tinta indeleble de diferentes colores (un color en cada toma de datos); posteriormente se utilizó una cinta métrica para medir en el acetato la longitud alcanzada y registrar el resultado.

♦ Diámetro radical (DR). Permite conocer si la raíz presenta o no crecimiento secundario; los diámetros mayores indican la presencia de crecimiento secundario y con ello disminuye la absorción de agua y sales, porque ya no presentan pelos absorbentes (Esau, 1965; Azcón-Bieto y Talón, 2000). Se registró el diámetro para conocer el grosor en la parte media de la raíz y con ello caracterizar las raíces primarias, secundarias y terciarias en las 49 unidades experimentales; esta medida fue tomada al final del experimento porque para realizarla se tuvieron que sacar las plántulas de los minirrizotrones.

♦ Número de raíces (NR). Con una mayor cantidad de raíces, hay mayor exploración del suelo, se absorben más nutrientes, hay mayor anclaje, hay equilibrio entre la biomasa radical y la aérea. En general, para mantener una biomasa aérea dada, se necesita su equivalente en biomasa radical. Se presenta además una interdependencia fisiológica de la parte aérea hacia el sistema radical, hay transporte de fotosintatos, así como de agua y sales minerales en contraflujo. Se contaron al final del experimento, tanto la raíz principal como las adventicias y las ramificaciones de 1er, 2do y 3er orden en cada una de las 49 unidades

experimentales, para calcular el número total de raíces emitidas, por las plántulas de guanábano, durante el transcurso del experimento.

♦ Longitud del tallo (LT). También es el eje principal y refleja la mayor parte del crecimiento aéreo indeterminado de la especie; a mayor longitud del tallo hay más nudos y mayor número de hojas consecuentemente. Fue la distancia medida desde el cuello (región de constricción entre el tallo y la raíz principal) que en general coincidió con el borde del minirrizotróf, hasta el nudo de la última hoja con lámina expandida (ápice del tallo principal); se realizó semanalmente durante el desarrollo del experimento, utilizando una cinta métrica.

♦ Diámetro del tallo (DT). Representa al crecimiento secundario del tallo principal, en el cual hay acumulación principalmente de celulosa lignificada, lo cual está estrechamente relacionado con la actividad fotosintética y el metabolismo secundario. Se midió en el tallo principal el diámetro máximo hacia el cuello de la plántula, al final del experimento y utilizando un vernier digital.

♦ Longitud del hipocótilo (LH). Es la plasticidad que presenta el hipocótilo, para una germinación epigea, que puede ser corto o largo si se estimula su máximo potencial de crecimiento según la profundidad de siembra o de germinación. Si la semilla se siembra a mayor profundidad el hipocótilo se alarga más porque los cotiledones tienen que salir a la superficie debido a que son fotosintéticos; pero si se siembra a menor profundidad se alarga menos. Considerando como primer nudo el eje aéreo, que corresponde a los cotiledones. Se midió desde el cuello hasta los cotiledones, utilizando una cinta métrica.

♦ Número de entrenudos (NE). El entrenudo es la porción comprendida entre dos nudos adyacentes; lo más importante es su longitud, dado que entre más largo sea se obtendrán plantas de mayor talla. Entrenudos cortos indican la presencia de un mayor número de yemas por unidad de longitud; es importante porque de ahí surgirán las ramificaciones posteriores de la parte aérea. Se contaron al final del experimento, considerando las cicatrices dejadas por las hojas desprendidas.

◆ Yemas axilares brotadas (YB). Permiten una mayor posibilidad de ramificación, con lo cual habría más hojas, más fotosíntesis y más frutos. El indicador morfológico que se tomó en cuenta fueron los primordios foliares axilares verdes a simple vista. Fueron contadas semanalmente durante el desarrollo del experimento.

◆ Hojas con lámina expandida (HE). Las hojas con lámina expandida funcionan como fuente de fotosíntesis y las hojas no expandidas funcionan como demanda. Se contó el número de hojas fotosintéticamente activas y permanentes, cada semana durante el desarrollo del experimento.

◆ Área foliar (AF). La determinación del área foliar de las plantas tiene gran importancia en los estudios relacionados con su crecimiento y desarrollo dado que en las hojas se sintetizan los carbohidratos que van a repartirse en los diferentes órganos. La capacidad de fotosíntesis de las plantas está directamente relacionada con la superficie foliar expresada como índice de área foliar (Kozlowski *et al.*, 1991). Se realizó un muestreo en cada uno de los experimentos (campo e invernadero) seleccionando 14 de las 49 unidades experimentales (dos plantas por tratamiento). Se colectaron cuatro hojas con lámina expandida (maduras), al azar por unidad experimental. El área foliar se calculó al final del experimento mediante el método de largo por ancho (Meza y Bautista, 1999), así como mediante el método electrónico utilizando un integrador de área foliar marca LI-COR modelo 3000A-01.

3.6. Análisis estadístico

Se realizó un análisis de varianza por separado para cada experimento, según el diseño experimental completamente al azar, en todas las variables para detectar diferencias entre tratamientos. Además, se obtuvo la media aritmética, la cual es una medida descriptiva que tiene la ventaja de calcularse fácilmente y poseer propiedades teóricas excelentes desde el punto de vista de la estadística inductiva (Infante y Zárate, 1990). Cuando se detectaron las diferencias entre tratamientos, la comparación de medias se hizo mediante la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Los datos se analizaron utilizando el programa SAS (Statistical Analysis System, 2002).

4. RESULTADOS

4.1. Desarrollo del sistema radical

La importancia del sistema radical para las plantas de guanábano se debió principalmente a la absorción de agua, nutrimentos, anclaje y soporte; siendo más relevante en condiciones fisicoquímicas de suelo limitantes, pues las plantas tuvieron que desarrollar más su sistema radical para poder compensar esa limitante natural del suelo. Para describir el sistema radical se debe conocer la longitud y el diámetro de las raíces principales, las cuales indican el volumen de exploración en el suelo, la distribución de la superficie radical en relación con la profundidad y la capacidad de absorción nutrimental (Fitter, 1985).

♦ Longitud radical (LR). Rasgos morfológicos como la longitud, son especialmente importantes para la adquisición de nutrimentos que se difunden lentamente en el suelo, como el fósforo y otros microelementos; porque algunos son poco móviles, otros se depositan en el piso de arado debido a la compactación y algunos más son liberados por la roca madre en los horizontes más profundos del suelo. Estos rasgos morfológicos varían tanto a nivel de planta (relación sistema radical / parte aérea) como a nivel celular (densidad de pelos radicales). Así, un sistema con corta LR, se verá compensado con más ramificaciones (Russell y Goss, 1974); cuestión que en los suelos calcáreos de Quintana Roo, ofreció variaciones que pueden explicarse mediante el análisis fisicoquímico de los mismos (Cuadro 4).

En campo (Experimento 1: Quintana Roo), las mayores LR de las plantas de guanábano, fueron observadas en el sustrato premier pro-mix VFT[®], y en los suelos vertisol crómico y cambisol lítico (32.25, 30.10 y 29.50 cm, respectivamente) sin presentar diferencia estadística significativa entre ellos. Seguidos por longitudes intermedias en: rendzina, fluvisol eútrico y luvisol (27.68, 23.35 y 21.07 cm) que resultaron estadísticamente similares entre ellos (Cuadro A-3). Se esperaba que fueran los suelos con mayor fertilidad, en los que se observarían los mayores valores en esta variable, tal como ocurrió en premier pro-mix VFT[®] y cambisol lítico; sin embargo, vertisol crómico produjo LR estadísticamente similares y los demás

tratamientos con fertilidad alta produjeron LR intermedias (Cuadro A-3). Vertisol crómico y cambisol lítico, a pesar de su fertilidad media a alta, produjeron mayores LR que otros suelos con alta fertilidad; probablemente por la preferencia del sistema radical, a la composición fisicoquímica de estos suelos, al proveerle las condiciones edáficas más próximas a las óptimas para su desarrollo. Por ejemplo, el contenido de materia orgánica fue de medio a alto (2.2 - 3 %), medios contenidos en Na y Ca, y bajos en K, Mg y Fe; aunque el vertisol crómico fue de los más bajos en el contenido de NO_3 ($16 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) y P ($6 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) (Cuadro 4). La falta de N y P fue aportada por la materia orgánica del suelo, que se descompuso apropiadamente para abastecer de éstos y otros elementos a la solución del suelo, para provocar una mayor LR. En gleysol se observó la menor LR debido a su baja fertilidad y muy alto contenido de Ca, lo que pudo ocasionar, según Havlin *et al.* (1999), una reducción en la disponibilidad de P y micronutrientes tales como el Fe, Zn, Mn y B, aumentando al mismo tiempo la disponibilidad de molibdeno (Mo), lo cual se manifestó en una clorosis en las hojas que provocó la muerte de todas las plantas entre los 21 y los 42 días después del trasplante.

En invernadero (Experimento 2: Estado de México), la mayor LR de las plantas de guanábano, fue observada en fluvisol eútrico (24.50 cm); seguido por LR intermedias (de 10.75 a 21.28 cm) en los suelos rendzina, vertisol crómico, cambisol lítico y luvisol, así como en el sustrato premier pro-mix VFT®. El fluvisol eútrico no produjo efectos similares en la LR en ambos experimentos, su densidad real ($2.07 \text{ g}\cdot\text{cm}^3$) junto con su textura (franco limoso) y muy bajo contenido en Na ($0.010 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) resultaron ser propiedades importantes para lograr un mayor crecimiento en LR en las plantas, porque el agua utilizada que contenía mínimas cantidades de sales disueltas (Cuadro A-13), favoreció que las reservas nutrimentales de este suelo fueran mejor absorbidas por el sistema radical, lo cual tuvo un mayor impacto en el incremento de esta variable (Cuadro A-3), lo que coincide con lo reportado por Pinto *et al.* (2005) afirmando que este suelo es el idóneo para el cultivo del guanábano. En gleysol, se obtuvo al igual que en el experimento en campo, la LR más corta (Cuadro A-3), debido a su baja fertilidad y muy alto contenido de Ca ($940 \text{ cmol}_c\cdot\text{Kg}^{-1}$), se

presentaron deficiencias de N, P y K que ocasionaron una clorosis a nivel de hoja, que se manifestó en una coloración verde amarillenta, la cual estuvo asociada a los altos contenidos de Ca en suelo, provocando una disminución en el crecimiento y la muerte de algunas plantas desde el inicio del experimento.

En la Figura 6, se apreció que la LR fue superior en la mayoría de los tratamientos del experimento en campo con respecto del realizado en invernadero; mismo que indica un comportamiento diferente para la LR al establecer las plantas en ambientes diferentes.

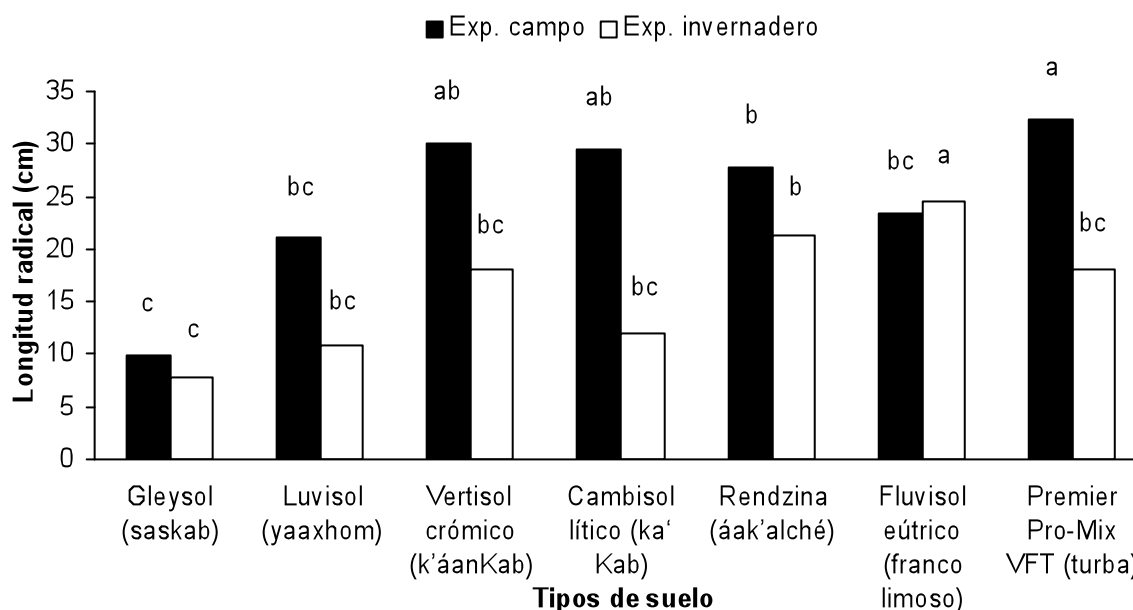


Figura 6. Efecto del tipo de suelo sobre la longitud radical (LR) de la raíz principal del guanábano, creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son estadísticamente iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

♦ Diámetro radical (DR). En campo, los mayores DR en la raíz principal se presentaron en: cambisol lítico, luvisol, premier pro-mix VFT®, vertisol crómico y rendzina (de 1.67 a 2.34 mm); seguidos por DR intermedios en: gleysol y fluvisol eútrico, estadísticamente similares entre ellos (Cuadro A-4).

En invernadero, no hubo diferencias significativas en el DR de las raíces en todos los tratamientos, con valores entre 0.76 y 1.29 mm; excepto en gleysol en el que se observó el menor valor, al igual que en el experimento en campo (Cuadro A-4). Lo anterior indica que en este caso todos los suelos presentaron las características fisicoquímicas adecuadas para que la raíz principal creciera en diámetro y sólo en gleysol, no se presentó tal situación debido a su baja fertilidad natural, bajo porcentaje de materia orgánica, elevada cantidad de Ca y bajos niveles de macro y micronutrientes (Cuadro 4). El DR fue mayor en todos los tratamientos del experimento en campo con respecto del realizado en invernadero; debido a que en campo, se tuvieron condiciones de humedad relativa (60 a 90 %), temperatura (15.1 a 38.2 °C) y luminosidad variable (dependiendo si el día estuvo soleado o nublado) óptimos para esta variable, de acuerdo con lo reportado por Morton (1987) y Moreno (2005); ya que a mayor luminosidad hay mayor fotosíntesis, síntesis de azúcares y celulosa para la formación de nuevas paredes y para su engrosamiento (Figura 7).

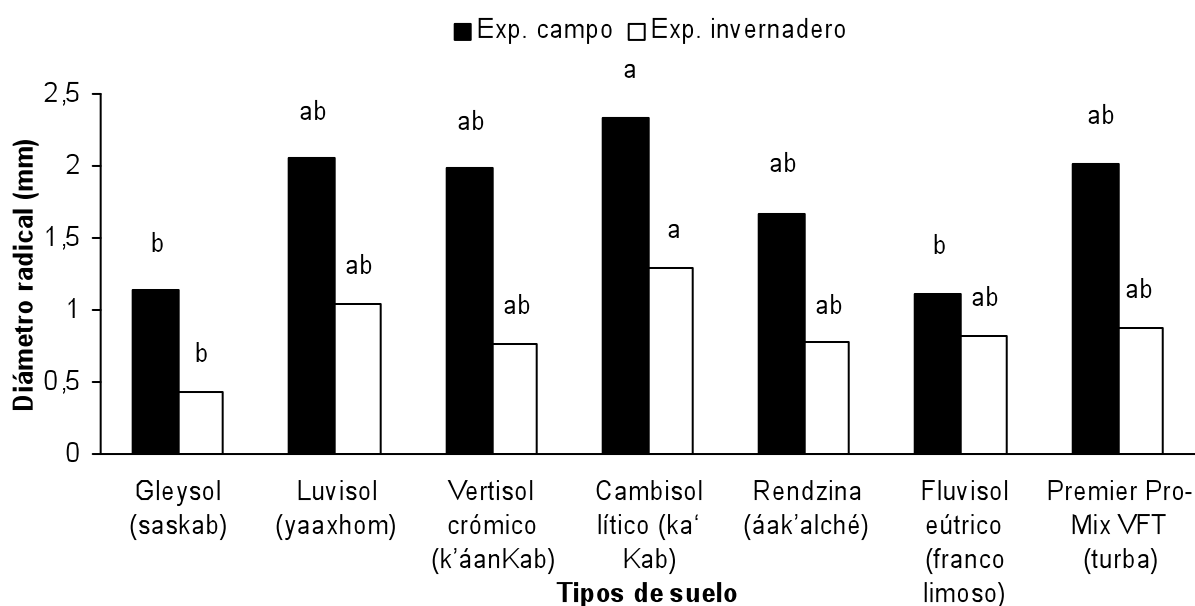


Figura 7. Efecto del tipo de suelo sobre el diámetro radical (DR) de la raíz principal del guanábano, creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

♦ Número de raíces (NR). El desarrollo de la raíz principal y sus ramificaciones más las adventicias, presentó diferencias ligadas al tipo de suelo y al ambiente en el cual se desarrolló el guanábano. La naturaleza del suelo tuvo un efecto directo en el número de raíces, debido a que los atributos físicos del suelo, tales como su textura arcillo arenosa, su densidad aparente de 0.89 a 1.45, su densidad real de 2.07 a 2.56, su porosidad del 50 al 60 % y la fertilidad de media a alta, influenciaron una mayor producción de raíces a través de sus efectos sobre: la humedad, la aireación y absorción nutrimental del suelo principalmente (Cuadro 4).

En campo, el mayor NR desarrolladas en plantas de guanábano, se presentó en los suelos: cambisol lítico y vertisol crómico (44.84 y 42.84 raíces totales respectivamente); seguidos por NR intermedio en: premier pro-mix VFT[®], rendzina, fluvisol eútrico y luvisol que resultaron estadísticamente similares entre sí (Cuadro A-5). Retomando los trabajos realizados por Avilán (1975) y Da Silva *et al.* (1986) se considera que los mayores NR observados en el cambisol lítico y en el vertisol crómico se debieron a que el sistema radical del guanábano tuvo preferencia por la composición fisicoquímica de estos suelos al proveerle las condiciones edáficas adecuadas que demanda esta planta, como el porcentaje de materia orgánica que fue de medio a alto (2.2 - 3 %) y los contenidos de K, Ca, Mg y Fe que fueron medios durante los 95 días de experimentación. Aunque vertisol crómico es de los más bajos en el contenido de NO₃ (16 mg·kg⁻¹) y P (6 mg·kg⁻¹), la descomposición de su materia orgánica seguramente suministró el N y P necesarios para provocar un mayor NR (Cuadro 4).

En invernadero, el mayor NR sólo se presentó en fluvisol eútrico (14.27 raíces), seguido por NR intermedias en premier pro-mix VFT[®], vertisol crómico, cambisol lítico y rendzina, estadísticamente similares entre sí (Cuadro A-5). La densidad real (2.07 g·cm³) junto con su textura (franco limoso) y muy bajo contenido en Na (0.010 mg·kg⁻¹) del fluvisol eútrico (Cuadro 4) resultaron ser propiedades importantes para lograr un mayor NR, lo que coincide con lo reportado por Pinto *et al.* (2005) afirmando que este suelo es el idóneo para el cultivo del guanábano. En gleysol y luvisol, se observó el menor NR desarrolladas.

En la Figura 8, se mostró un NR desarrolladas mayores en todos los tratamientos del experimento en campo con respecto del realizado en invernadero. Cruz *et al.* (2002) afirmaron que la dinámica de absorción nutrimental en guanábano se ve afectada en lugares y regiones distintos a su zona de cultivo por lo que se pudo esperar una disminución del crecimiento y una concentración nutrimental distinta de la normal en los diferentes órganos de las plántulas. Por ello seguramente se tuvo un menor NR desarrolladas en invernadero, donde principalmente la altitud fue muy distinta a la recomendada para la especie que va de los 0 a 1000 msnm; siendo que en invernadero la altitud fue de 2240 m. Además de la influencia de otros factores principalmente edáficos como la temperatura, la humedad, la actividad de los microorganismos y la mineralización de la materia orgánica.

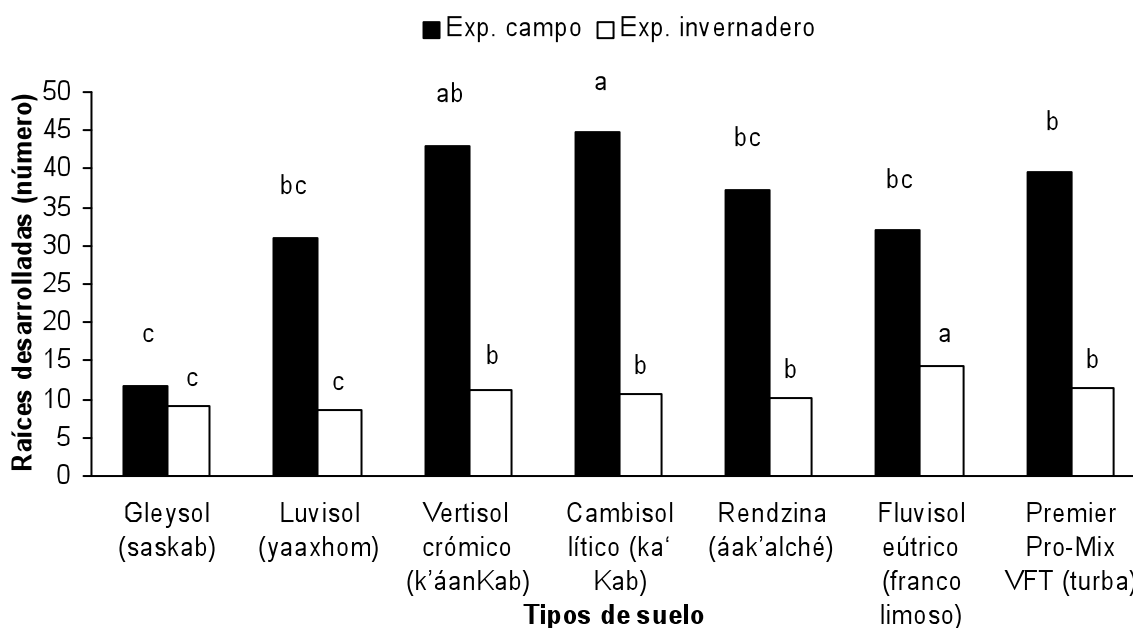


Figura 8. Efecto del tipo de suelo sobre el número total de raíces desarrolladas (NR) en el guanábano, creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

4.2. Desarrollo del sistema aéreo

La importancia de la parte aérea en el guanábano radica principalmente en la producción de fotosintatos, para transportarlos a sus regiones de demanda. El crecimiento aéreo fue entendido como un aumento en tamaño, volumen, peso y cantidad de células; y que se originó de los meristemos. El crecimiento demanda recursos del ambiente y puede ser medido (no destructivamente) mediante la longitud, el diámetro, el número de yemas, el número de hojas, el número de entrenudos y el área foliar (Salisbury y Ross, 1994). Los cotiledones a partir de su emergencia sobre el suelo, quedaron perpendiculares al eje epicotilar e iniciaron funciones como órganos fotosintetizadores, contribuyendo a independizar a la planta de las reservas que contenían. Persistiendo en el experimento en campo hasta la aparición del cuarto nomófilo (90 días después de la emergencia) y en el experimento en invernadero hasta la aparición del segundo nomófilo (65 días después de la emergencia) misma que contribuyó al aporte nutrimental para la germinación y el desarrollo posterior a la emergencia, lo cual estuvo en relación con el crecimiento heterótrofo de toda la planta y especialmente del sistema radical. Presentaron pecíolo muy corto y no aumentaron su tamaño inicial; fueron alargados, elipsoidales y redondeados; presentaron limbos uniformemente planos, gruesos y coriáceos, con nervadura central y ramificaciones. Se manifestaron mediante cambios de color en su cuerpo, del verde al amarillento y luego al marrón, después de lo cual cayeron. Esto ocurrió cuando ya se habían formado de dos a cuatro hojas fotosintéticamente activas (nomófilos) en las plantas de guanábano, lo que concuerda con lo descrito por Morton (1987) y Pinto *et al.* (2005).

4.2.1. Tallo

♦ Longitud del tallo (LT). El desarrollo del tallo principal desde la germinación hasta el final de los experimentos (95 días después de la emergencia), se caracterizó por ser monopódico, ortotrópico y continuo. Esta etapa forma parte del período juvenil de la especie, que puede prolongarse hasta los 48 meses aproximadamente. Durante este periodo hubo formación de yemas vegetativas axilares, hojas fotosintéticamente activas, nudos y entrenudos.

En campo, la mayor LT medida desde el cuello hasta el nudo de la última hoja con lámina expandida en guanábano, fue observada en las plantas desarrolladas en tres suelos: vertisol crómico, fluvisol eútrico y cambisol lítico (16.85, 15.90 y 15.81 cm respectivamente); seguidos por LT intermedias en: rendzina, premier pro-mix VTF[®] y luvisol que resultaron estadísticamente similares entre ellos (Cuadro A-6). La mayor LT observada se debió a que los suelos respectivos presentaron los valores más altos en S (155.8 - 300 mg·kg⁻¹) y Cu (0.5 - 1.6 mg·kg⁻¹) que fueron benéficos para el desarrollo de esta variable (Cuadro 4).

En invernadero, la mayor LT fue observada en cuatro suelos: fluvisol eútrico, rendzina, cambisol lítico y premier pro-mix VTF[®] (11.61, 10.52, 10.32 y 9.95 cm, respectivamente); seguidos por LT intermedias en: vertisol crómico y luvisol (Cuadro A-6). La mayor LT en fluvisol eútrico, rendzina, cambisol lítico y premier pro-mix VTF[®] se debió a que todos ellos presentaron fertilidad alta, más altos valores de P (22 - 75 mg·kg⁻¹), Fe (12 - 37 mg·kg⁻¹) y de medios a altos niveles de Cu (0.3 - 0.5 mg·kg⁻¹) (Cuadro 4). En el gleysol, tanto en campo como en invernadero, el guanábano presentó la más corta LT (12.95 y 5.75 cm respectivamente), lo cual se atribuyó a su baja fertilidad natural, bajo porcentaje de materia orgánica (0.5 %), altos contenidos de Ca (940 cmol_c:Kg⁻¹), Mg (6 cmol_c:Kg⁻¹) y bajos niveles de P (1.55 mg·kg⁻¹), S (50 mg·kg⁻¹), Fe (8 mg·kg⁻¹) y Mn (3 mg·kg⁻¹) (Cuadro 4).

En la Figura 9, se observó que la LT fue notablemente mayor en todos los tratamientos del experimento en campo con respecto del realizado en invernadero, porque principalmente la temperatura fue un factor decisivo. Teniendo en campo de 15.1 a 38.2 °C, mientras que en invernadero fue de 10.5 a 30.2 °C. La temperatura mínima en invernadero ocasionó las menores LT en las plantas porque según De Aguilar *et al.* (1982) esta longitud se puede modificar por la incidencia de condiciones ambientales no favorables. Puesto que se trata de una especie de clima tropical en la cual temperaturas por debajo de los 10 °C ocasionan desde una disminución del crecimiento hasta daño por frío en células y tejidos, el guanábano es la anonácea con los requerimientos de clima más cálidos y húmedos (Hackett y Carolane, 1982).

La LT fue una de las variables más importantes, porque a simple vista permitió saber en cuál tipo de suelo las plantas de guanábano crecieron más.

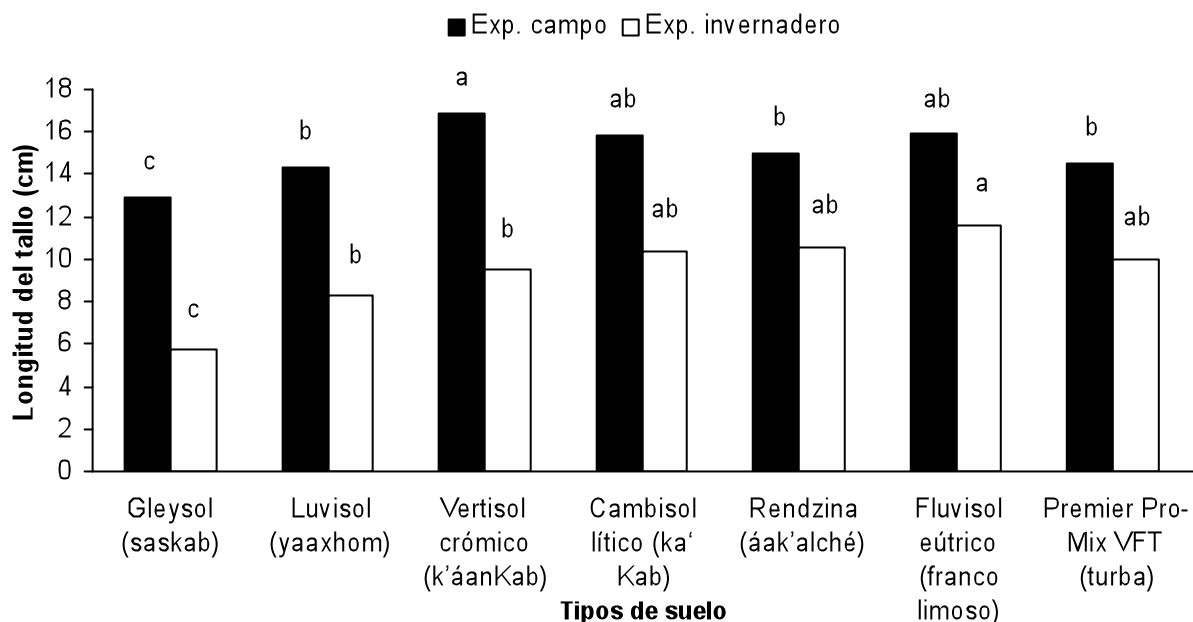


Figura 9. Efecto del tipo de suelo sobre la longitud del tallo principal (LT) del guanábano, creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

♦ Diámetro del tallo (DT). El diámetro máximo del tallo o crecimiento en grosor es el resultado principalmente de las divisiones celulares que ocurren en el cámbium vascular (Esau, 1965).

En campo, el mayor DT fue observado en cinco suelos estadísticamente similares: luvisol, vertisol crómico, cambisol lítico, premier pro-mix VFT® y rendzina (3.41, 3.24, 3.05, 3.04 y 2.57 mm, respectivamente); seguidos por DT intermedios que se presentaron en fluvisol eútrico y gleysol (Cuadro A-7). La mayoría de los tratamientos tuvieron buen incremento en DT debido a su fertilidad alta y a sus cantidades de Ca ($5 - 17 \text{ cmol}_c \text{ Kg}^{-1}$), el cual es un elemento importante en la estructura de la pared celular y no se observaron síntomas de deficiencia en hojas. De igual manera el contenido de Na se encontró dentro de un intervalo adecuado

porque no mostró en las plantas algún efecto de toxicidad o interferencia con la absorción de otros nutrimentos. En fluvisol eútrico y gleysol puede explicarse un menor DT debido a que ambos presentaron las mayores densidades aparentes (1.45 y $1.05 \text{ g}\cdot\text{cm}^3$, respectivamente) y valores altos en Na ($0.035 \text{ cmol}_c\cdot\text{Kg}^{-1}$) en el gleysol, P ($75 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) y S disponible ($300 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) en el fluvisol eútrico (Cuadro 4). Condiciones que hasta cierto punto fueron inapropiadas por el grado de interacción negativa presentado con otros nutrimentos (Havlin *et al.*, 1999).

En invernadero, el mayor DT se observó en cinco suelos estadísticamente similares entre sí: rendzina, fluvisol eútrico, cambisol lítico, luvisol y premier pro-mix VFT® (3.13 , 2.97 , 2.88 , 2.62 y 2.30 mm, respectivamente); seguidos por DT intermedios que se presentaron en vertisol crómico y gleysol (Cuadro A-7). El mayor DT en los cinco suelos antes mencionados se debió a que todos ellos presentaron fertilidad alta, más altos valores de P ($22 - 75 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) y Fe ($12 - 37 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) y de medios a altos niveles de Cu ($0.3 - 0.5 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$). Esto reflejó que hubo fotosíntesis adecuada para acumular carbohidratos en las paredes celulares y para formar nuevas paredes en los procesos de división celular del cámbium vascular. El vertisol crómico y el gleysol presentaron menores DT en comparación con el resto de los tratamientos, porque tuvieron bajos niveles de P y Fe (Cuadro 4), lo cual no fue apropiado para obtener buenos resultados finales principalmente en la formación de ATP (energía) por el escaso suministro de P y Fe.

En la Figura 10, se aprecia que los mayores DT fueron logrados en las plantas establecidas en el experimento en campo, con respecto de aquellas establecidas en invernadero, en donde sólo fueron superiores los suelos rendzina y fluvisol eútrico. Las plantas de guanábano tuvieron una respuesta favorable en la mayoría de los suelos, independientemente de las condiciones de sitio; presentando en promedio buen crecimiento en grosor hacia su parte basal (2.99 mm en campo y 2.71 mm en invernadero), debido a la buena fertilidad; la excepción fue en el gleysol, en el que siempre se observaron diámetros menores (Cuadro A-7). Por lo cual, se cumplió con el índice de vigor señalado por Kolesnikov (1971) el cual indica que a mayor volumen

de suelo explorado hay un mayor DT, mismo que se manifestó con altos valores para esta variable en cinco de los siete diferentes tipos de suelo en ambos experimentos.

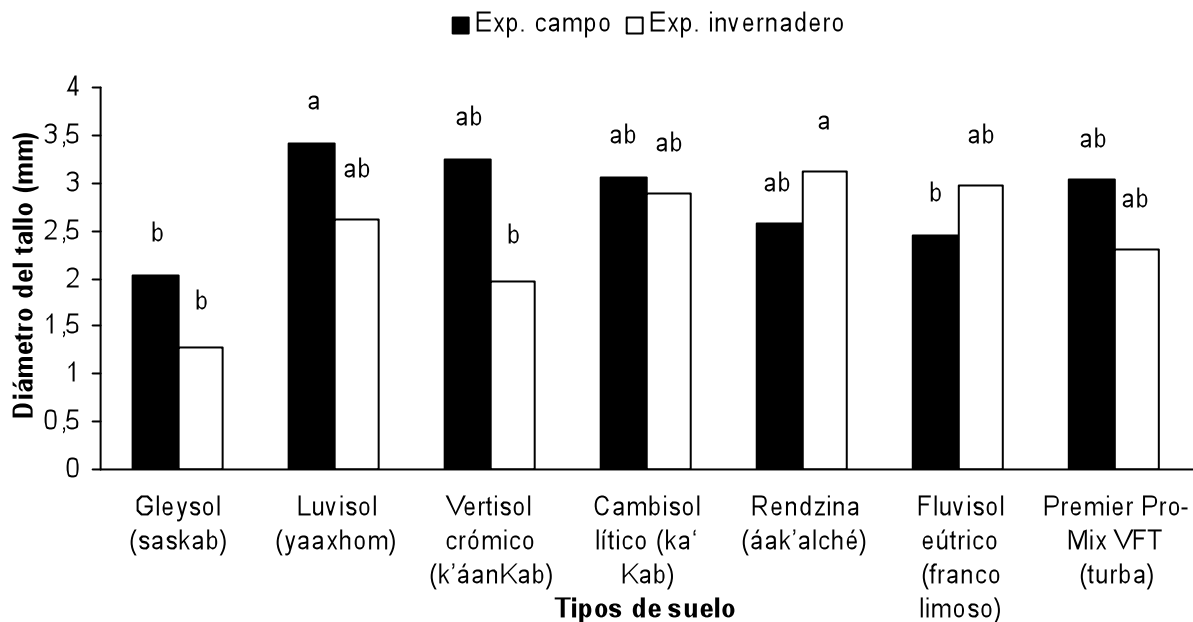


Figura 10. Efecto del tipo de suelo sobre el diámetro del tallo principal (DT) del guanábano, creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

♦ Longitud del hipocótilo (LH). Al erguirse las plantas con motivo de la emergencia, pusieron al descubierto de abajo hacia arriba, la zona de transición radícula-hipocótilo (cuello), hipocótilo, nudo cotiledonar, cotiledones y epicótilo. El alargamiento del hipocótilo es un carácter varietal influenciado por las condiciones edáfico-ambientales (Mazzani *et al.*, 1971), mismo que en esta investigación fue relativamente largo de 5 a 7 cm en ambos experimentos, debido en parte al tamaño de semilla y a la profundidad de siembra-transplante.

En campo, la mayor LH fue observada sin diferencias significativas en las plantas desarrolladas en los suelos luvisol, vertisol crómico, cambisol lítico y premier pro-mix VTF[®] (7.44, 7.12, 6.77 y 6.72 cm, respectivamente); seguidos por LH intermedias observadas en rendzina y fluvisol eútrico, estadísticamente similares entre sí (Cuadro A-8).

El buen crecimiento del hipocótilo en los cuatro tratamientos se debió primeramente a las cantidades adecuadas de reservas para la germinación, contenidas en los cotiledones y en segundo lugar a las cantidades adecuadas de Ca ($5 - 17 \text{ cmol}_c\cdot\text{Kg}^{-1}$) sin ser tan altas como en gleysol ($940 \text{ cmol}_c\cdot\text{Kg}^{-1}$) o tan bajas como en fluvisol eútrico ($0.87 \text{ cmol}_c\cdot\text{Kg}^{-1}$), de igual manera la cantidad de Na se encontró dentro de un intervalo no perjudicial para la especie y no fue alta como en gleysol ($0.035 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) o baja como en fluvisol eútrico ($0.010 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$), la cantidad de S fue alta ($106.8 - 271.2 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) así como el Mn ($9 - 12 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) (Cuadro 4). Los nutrimentos antes mencionados junto con las auxinas, permitieron el crecimiento del hipocótilo, confiriéndole un mayor alargamiento y vigor estructural.

En invernadero, la mayor LH se observó en las plantas desarrolladas en cinco tratamientos estadísticamente similares: fluvisol eútrico, rendzina, cambisol lítico, luvisol y premier pro-mix VTF[®] (6.42, 5.95, 5.88, 5.27 y 5.05 cm, respectivamente); todos ellos presentaron fertilidad alta, más altos valores de P ($22 - 75 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) y Fe ($12 - 37 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) y de medios a altos niveles de Cu ($0.3 - 0.5 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) (Cuadro 4). Las LH más cortas fueron en vertisol crómico y gleysol (Cuadro A-8).

La fertilidad del suelo fue importante sobre todo después de que los cotiledones terminaron de abastecer de reservas a la planta y ésta se volvió autótrofa. En el suelo gleysol, tanto en campo como en invernadero, las plantas de guanábano presentaron la más corta LH (3.82 y 2.64 cm, respectivamente), lo cual se atribuyó a su baja fertilidad natural, bajo porcentaje de materia orgánica (0.5 %), altos contenidos de Ca ($940 \text{ cmol}_c\cdot\text{Kg}^{-1}$), Mg ($6 \text{ cmol}_c\cdot\text{Kg}^{-1}$) y bajos niveles de P ($1.55 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$), S ($50 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$), Fe ($8 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) y Mn ($3 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) (Cuadro 4).

En la Figura 11, no se observó una diferencia clara de la LH entre ambos experimentos; aunque sigue habiendo una tendencia de mayor LH en las plantas del experimento en campo con respecto a las del experimento en invernadero. Esto indica que el hipocótilo recibió poca influencia ambiental tanto del suelo como de la atmósfera, sus características fueron poco influenciadas y seguramente estuvieron reguladas de manera genética. Además, las reservas que aportaron los cotiledones

tuvieron más influencia en su crecimiento, que la actividad fotosintética posterior de los nomófilos, por esto el crecimiento fue tan similar entre ellos, excepto en las plantas desarrolladas en gleysol donde es muy probable que su escaso crecimiento se haya debido a la interacción negativa del Ca con los demás elementos del suelo (P, Fe, Zn, Mn y B) (Clarkson y Hanson, 1980; Garland y Wilkins, 1981).

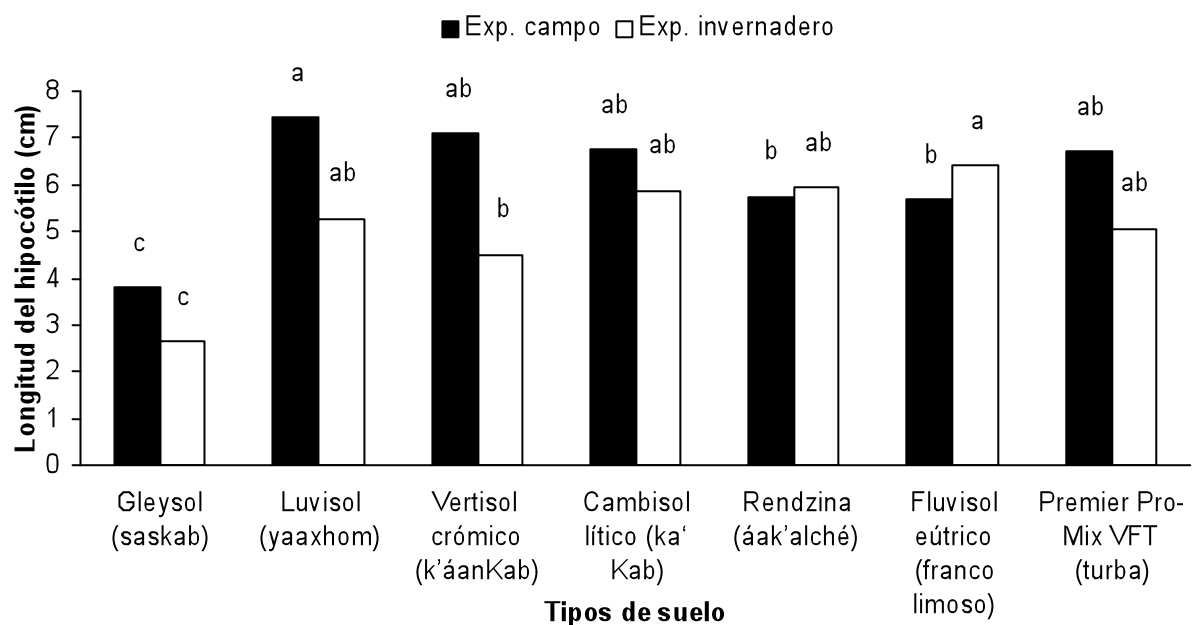


Figura 11. Efecto del tipo de suelo sobre la longitud del hipocótilo (LH) del guanábano (del cuello de la planta al primer nudo), creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

◆ Número de entrenudos (NE). El número de entrenudos se debe a la actividad del meristemo apical y corresponde a la actividad mitótica que ocurre en el meristemo, entre dos eventos de levantamiento de primordios foliares en esta especie, ya que presentó una filotaxia alterna (Esau, 1965). Luego ocurrió el alargamiento del entrenudo que dependió del suministro adicional de agua y nutrimentos, así como de la intervención de auxinas y giberelinas en el alargamiento celular (Azcón-Bieto, y Talón, 2000).

En campo, el mayor NE se observó en las plantas desarrolladas en el cambisol lítico y el vertisol crómico (11.42 y 11.00 entrenudos, respectivamente); seguidos por NE intermedios en fluvisol eútrico, premier pro-mix VTF[®], rendzina y luvisol, estadísticamente similares entre ellos (con valores entre 7.42 y 9.71) (Cuadro A-9). En gleysol el NE fue de 4.14, estadísticamente inferior a la mayoría y casi sólo un tercio del NE logrado en el cambisol lítico.

En invernadero, el mayor NE fue observado en las plantas desarrolladas en: fluvisol eútrico, cambisol lítico, rendzina, vertisol crómico y premier pro-mix VTF[®] (7.28, 6.85, 6.42, 5.85 y 5.71 entrenudos, respectivamente); seguidos por NE menores en: luvisol y gleysol (Cuadro A-9). El no encontrar a los suelos luvisol y gleysol junto con los mejores suelos para esta variable, responde a que ambos presentaron los porcentajes más bajos de materia orgánica (1.6 y 0.5 %) y valores altos en Na (0.029 y 0.035 mg·Kg⁻¹) lo cual influyó negativamente en el desarrollo de esta variable (Cuadro 4). Como en campo, nuevamente el NE en gleysol fue estadísticamente y significativamente inferior a todos los demás suelos.

En la Figura 12, se observó que el NE fue mayor en todos los tratamientos del experimento en campo con respecto del realizado en invernadero; dado que, en campo, se tuvieron las condiciones de humedad relativa (60 a 90 %), de temperatura (15.1 a 38.2 °C), de luminosidad variable (dependiendo de lo nublado o soleado del día) y de altitud (60 msnm) más próximas a las óptimas para el guanábano, de acuerdo con lo reportado por Cruz *et al.* (2002) y Moreno (2005). En cambio, en invernadero (Estado de México) las condiciones de humedad relativa (29 a 75 %), de temperatura (10.5 a 30.2 °C), de luminosidad (75 %) y de altitud (2240 msnm) se vieron reflejadas en una menor actividad meristemática en el ápice del tallo, por no corresponder a las que la especie requiere.

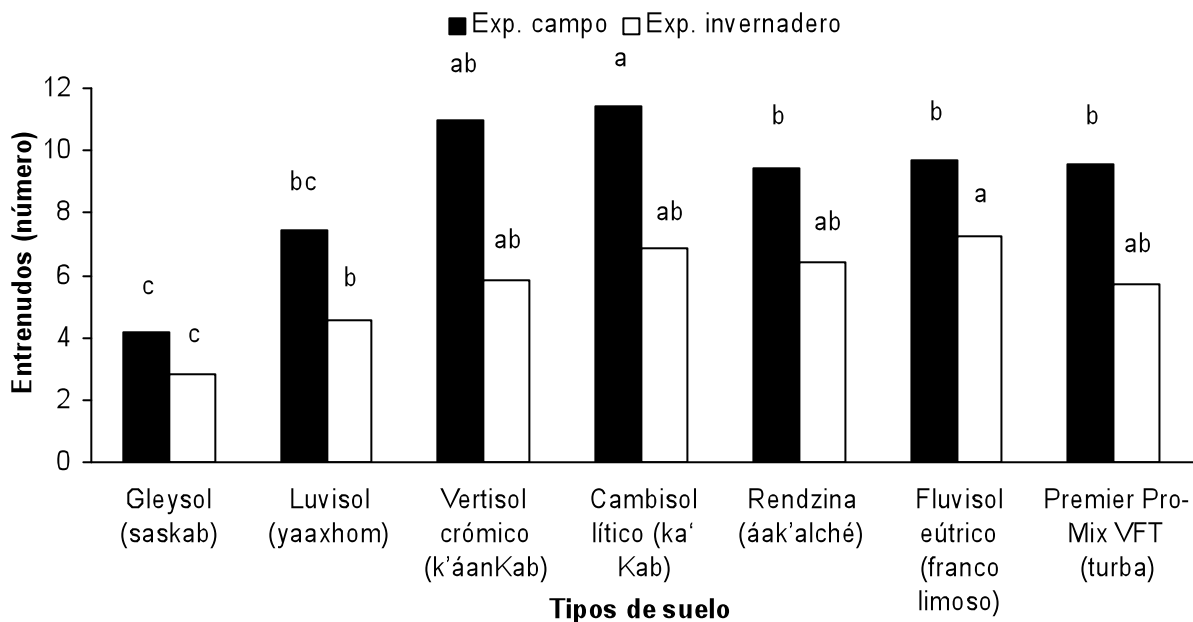


Figura 12. Efecto del tipo de suelo sobre el número de entrenudos (NE) emitidos en el guanábano, creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

4.2.2. Hoja

♦ Yemas axilares brotadas (YB). El crecimiento primario de la parte aérea es consecuencia de la actividad del meristemo apical del tallo, responsable del crecimiento en longitud (Salisbury y Ross, 1994). El crecimiento de ápices (en dicotiledóneas) es necesario para la producción y desarrollo de hojas fotosintéticamente activas con sus respectivas yemas axilares que quedan laterales en el tallo cuando la hoja cae (Cull, 1986). La formación de yemas axilares no sólo implica una restricción en elongación, sino también una compleja secuencia de eventos correlativos provenientes de la hoja o del primordio foliar, que ocurren en el ápice (Crabbé y Barnola, 1996). La evolución morfológica fue estudiada mediante la observación macroscópica y continua de la aparición de estructuras y órganos sobre el eje epicotilar durante su ontogenia (yemas axilares, hojas, nudos y entrenudos) acordes con los conceptos básicos de arquitectura aérea establecidos por Hallé *et al.* (1978).

En campo, el mayor número de YB se observó con igualdad de respuesta en las plantas desarrolladas en seis tipos de suelo: luvisol, vertisol crómico, cambisol lítico, premier pro-mix VFT®, rendzina y fluvisol eútrico (1.13, 1.10, 1.10, 1.07, 0.79 y 0.76 yemas brotadas, respectivamente) y al final el gleysol, donde se observó un menor número de YB (Cuadro A-10). En cada tratamiento se observó al menos una yema axilar brotada en todas las unidades experimentales.

En invernadero, el mayor número de YB se observó con igualdad en las plantas de todos los tratamientos (excepto en luvisol y gleysol) (Cuadro A-10). Lo cual indica que en invernadero, estos suelos provocaron una brotación similar de yemas axilares laterales (Figura 13). En la Figura 13, se observa un mayor número de YB en las plantas del experimento en invernadero respecto del experimento en campo, pues en cuatro tratamientos (gleysol, cambisol lítico, rendzina y fluvisol eútrico) las plantas de guanábano mostraron una mayor emisión de yemas en comparación con los tratamientos del experimento en campo donde sólo luvisol, vertisol crómico y el sustrato premier pro-mix VTF® fueron superiores que en invernadero.

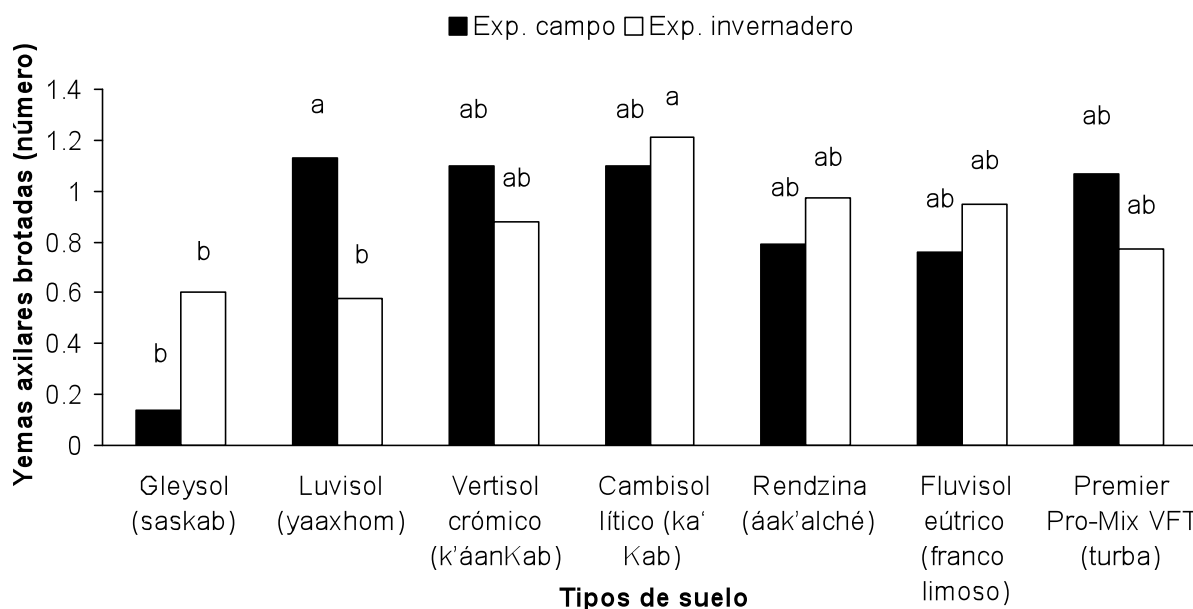


Figura 13. Efecto del tipo de suelo sobre el número de yemas axilares brotadas (YB) en el guanábano, creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

♦ Hojas con lámina expandida (HE). El número de HE desarrolladas, tienen que ver con la capacidad de producción de biomasa (materia seca), la cual resulta de la asimilación del CO₂ que no se gasta en la respiración y puede ser utilizado para el crecimiento y como reserva. La importancia de esta variable radica en considerar a las hojas que funcionan como fuente de carbohidratos y no como demanda (hojas en crecimiento). Condiciones de estrés como: sequía, anegamiento, deficiencia nutrimental, salinidad o compactación del suelo pudieron ocasionar que las hojas disminuyeran su expansión foliar, apertura, cierre estomático y senescencia, provocando una insuficiencia de recursos para mantener una tasa de crecimiento máxima (Salisbury y Ross, 1994). La primera hoja (nomófilo) se presentó por encima de los cotiledones y su lámina quedó completamente expandida de 15 a 20 días después de emergida la plántula. Estas hojas presentaron filotaxia alterna, fueron simples, elípticas, con ápice acuminado y de base redondeada (Figura 1). Presentaron pecíolo corto, ligeramente acanalado con un par de estípulas tempranamente caedizas, las cuales se localizaron a nivel de la inserción con el tallo (Pinto *et al.*, 2005).

En campo, el mayor número de HE se observó en las plantas desarrolladas en los suelos cambisol lítico y vertisol crómico (11.42 y 11.00, respectivamente); seguidos por un número intermedio de HE en fluvisol eútrico, premier pro-mix VTF[®], rendzina y luvisol, estadísticamente similares entre sí (Cuadro A-11).

En invernadero, las plantas que presentaron el mayor número de HE se desarrollaron en cinco suelos estadísticamente similares: fluvisol eútrico, cambisol lítico, rendzina, vertisol crómico y premier pro-mix VTF[®] (7.28, 6.85, 6.42, 5.85 y 5.71 hojas con lámina expandida, respectivamente); seguidos por un número menor de HE en luvisol y gleysol (Cuadro A-11). El no encontrar a los suelos luvisol y gleysol junto con los mejores suelos para esta variable, responde a que ambos presentaron los porcentajes más bajos de materia orgánica (1.6 y 0.5 %) y valores altos en Na (0.029 y 0.035 mg·Kg⁻¹) (Cuadro 4). En el suelo gleysol, tanto en campo como en invernadero, las plantas presentaron el menor número de HE (4.14 y 2.85 hojas, respectivamente), lo cual se atribuyó a su baja fertilidad natural, bajo porcentaje de

materia orgánica (0.5 %), altos contenidos de Ca ($940 \text{ cmol}_c\text{:Kg}^{-1}$), Mg ($6 \text{ cmol}_c\text{:Kg}^{-1}$) y bajos niveles de P ($1.55 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$), S ($50 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$), Fe ($8 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) y Mn ($3 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) con respecto de los otros tipos de suelo (Cuadro 4).

La variación en el número de HE en esta investigación, no fue grande entre tratamientos ni entre experimentos (± 7 hojas en campo y ± 4 hojas en invernadero) con longitudes entre 2.5 - 8 cm y con mayor número de HE en el experimento en campo (Figura 14).

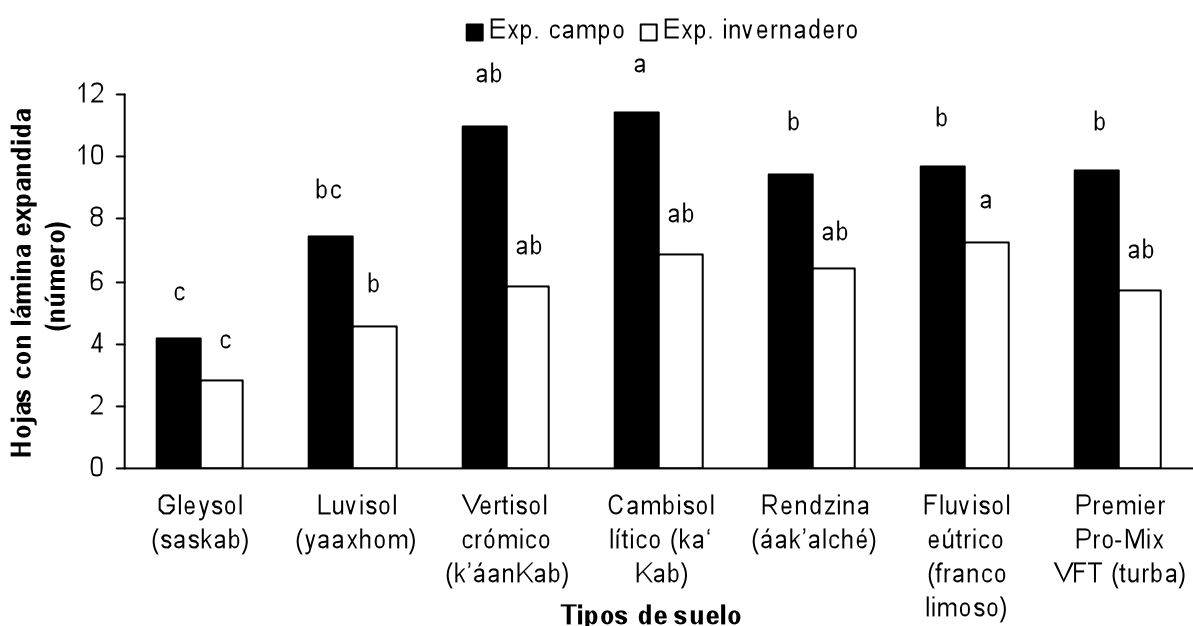


Figura 14. Efecto del tipo de suelo sobre número de hojas con lámina expandida (HE) en el guanábano, creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

♦ Área foliar (AF). La determinación del AF es esencial en los análisis de crecimiento; es un índice importante en estudios de nutrición y crecimiento vegetal, a la vez que determina la acumulación de materia seca, el metabolismo de los carbohidratos, el rendimiento y la calidad de la cosecha (Meza y Bautista, 1999).

El empleo de mediciones lineales, como el método de largo por ancho o el método electrónico en las hojas de guanábano para estimar el AF, demostró ser útil

debido a que su forma geométrica (Figura 1) permitió observar una relación positiva en esta variable, siendo un complemento principal de las variables de estudio de la parte aérea. La longitud de la hoja varía con la etapa fenológica, con los factores genéticos y ambientales, alcanzando en guanábano una longitud de 10 a 15 cm en etapa madura según Kennard y Winsters (1960).

En campo, el mayor valor de AF total fue observado en vertisol crómico (106.70 cm²) y con valores de medios a bajos en el resto de los tratamientos (Cuadro A-12). No se esperaba que el vertisol crómico tuviera la mejor respuesta de AF, debido a que presentó una fertilidad media y su contenido nutrimental se encontró dentro del promedio para los suelos calcáreos, aunque su porcentaje de materia orgánica fue de los más altos (3 %) (Cuadro 4). Lo cual indica que este resultado no sólo dependió de las condiciones edáficas sino también de la alta radiación solar; mayores AF se relacionan con menores radiaciones solares o intensidades luminosas.

En invernadero, el mayor valor de AF total fue observado en las plantas desarrolladas en el sustrato premier pro-mix VFT® (87.14 cm²) y con valores de medios a bajos en el resto de los tratamientos (Cuadro A-12). El sustrato a base de turba, presentó una fertilidad alta, el mayor porcentaje de materia orgánica (9 %), la menor densidad real (0.80 g·cm³), la menor densidad aparente (0.13 g·cm³), un alto porcentaje de porosidad (84 %) y regular retención de humedad (43 %) (Cuadro A-2).

En la Figura 15, se apreció un desarrollo más homogéneo en cinco de los siete suelos en invernadero y heterogéneo en los suelos del experimento en campo. Lo que indica que las condiciones de invernadero propiciaron en las plantas un mayor desarrollo de la lámina que a simple vista fue observado con hojas más grandes y más delgadas, en comparación con las hojas del experimento en campo que fueron más cortas y más gruesas.

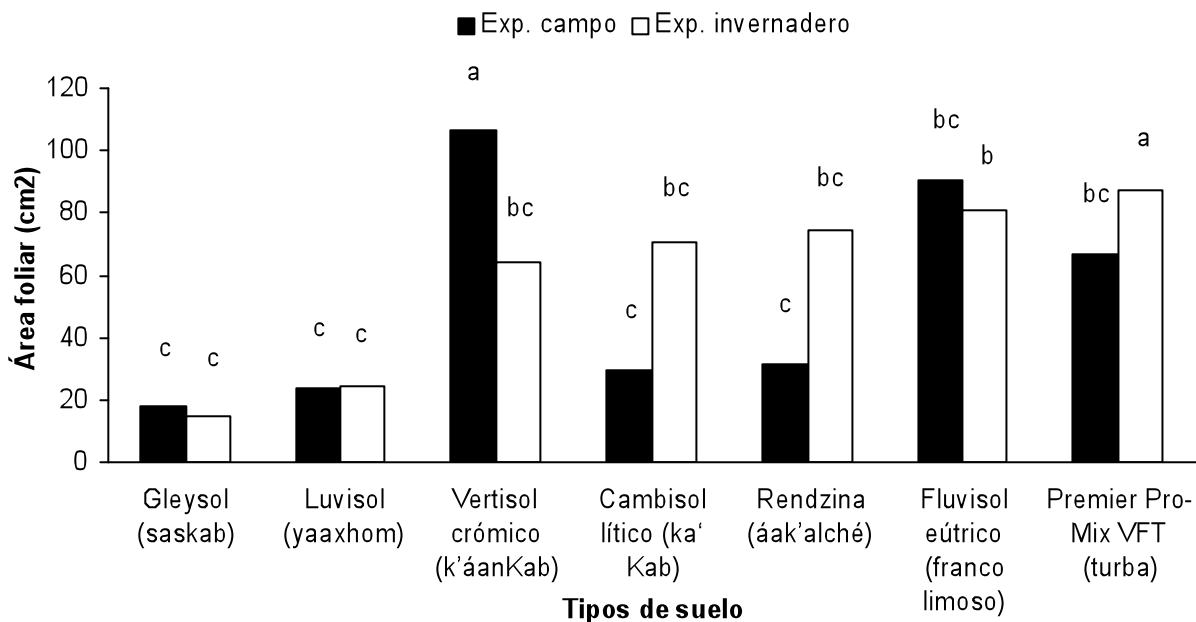


Figura 15. Efecto del tipo de suelo sobre el área foliar total (AF) del guanábano, creciendo en minirrizotrones bajo dos condiciones ambientales. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

4.3. Relación de crecimiento entre el sistema radical y la parte aérea

El crecimiento de la raíz dependió del suministro de carbohidratos y de reguladores del crecimiento sintetizados tanto en la parte aérea como en el sistema radical. Así, se asume que todos los factores que afectaron la fotosíntesis y la translocación de productos de los brotes a las raíces (temperatura, intensidad luminosa, disminución del área foliar y otros) incidieron en el crecimiento de la raíz (Atkinson, 1983; Bingham y Stevenson, 1993). Por ello, el sistema radical y la parte aérea guardan siempre un cierto equilibrio y no se comportan como entidades autónomas e independientes (Atkinson, 1983).

En el experimento en campo, el incremento en el crecimiento total observado del sistema radical durante el experimento fue el siguiente: en gleysol (1.8 cm), en luvisol (23.6 cm), en vertisol crómico (27.1 cm), en cambisol lítico (31 cm), en rendzina (35.4 cm), en fluvisol eútrico (33 cm) y en premier pro-mix VTF® (33.6 cm) (Cuadro A-14). Mientras que el crecimiento de la parte aérea fue el siguiente: en gleysol (6 cm), en

luvisol (6.8 cm), en vertisol crómico (10.6 cm), en cambisol lítico (10.3 cm), en rendzina (6.4 cm), en fluvisol eútrico (6.8 cm) y en premier pro-mix VTF[®] (6.1 cm) (Cuadro A-15).

En el experimento en invernadero, el crecimiento del sistema radical fue el siguiente: en gleysol (1.8 cm), en luvisol (10 cm), en vertisol crómico (24.5 cm), en cambisol lítico (7.9 cm), en rendzina (20 cm), en fluvisol eútrico (26.2 cm) y en premier pro-mix VTF[®] (20 cm) (Cuadro A-16). Mientras que el crecimiento de la parte aérea fue el siguiente: en gleysol (0.1 cm), en luvisol (5.3 cm), en vertisol crómico (8.2 cm), en cambisol lítico (5.4 cm), en rendzina (7.3 cm), en fluvisol eútrico (10.5 cm) y en premier pro-mix VTF[®] (6.4 cm) (Cuadro A-17).

Al final de la toma de datos (140 días después de la germinación y 95 días después del trasplante) se detectaron diferencias en el crecimiento acumulado en el sistema radical y la parte aérea. Que mostraron al final de los 95 días de observación la respuesta de las plantas en condiciones fisicoquímicas de suelo diferentes. El crecimiento acumulado del sistema radical, en campo, fue superior en rendzina, fluvisol eútrico y premier pro-mix VTF[®] (Cuadro A-14); mientras que en invernadero fue en fluvisol eútrico y vertisol crómico (Cuadro A-16).

El crecimiento acumulado de la parte aérea, en campo, fue superior en cambisol lítico y vertisol crómico (Cuadro A-15); mientras que en invernadero fue en fluvisol eútrico (Cuadro A-17). Lo cual indica que la variabilidad nutricional de los suelos se vió influenciada por las condiciones ambientales en las que se desarrollaron las plantas.

En general, el crecimiento acumulado del sistema radical y de la parte aérea tendió a ser lineal después de los 25 días de observación; siendo mayor el crecimiento radical en casi tres veces, en todos los tratamientos (excepto en gleysol) para el experimento en campo (Figura 16) y en más de dos veces en el experimento en invernadero (Figura 17), con respecto a la parte aérea.

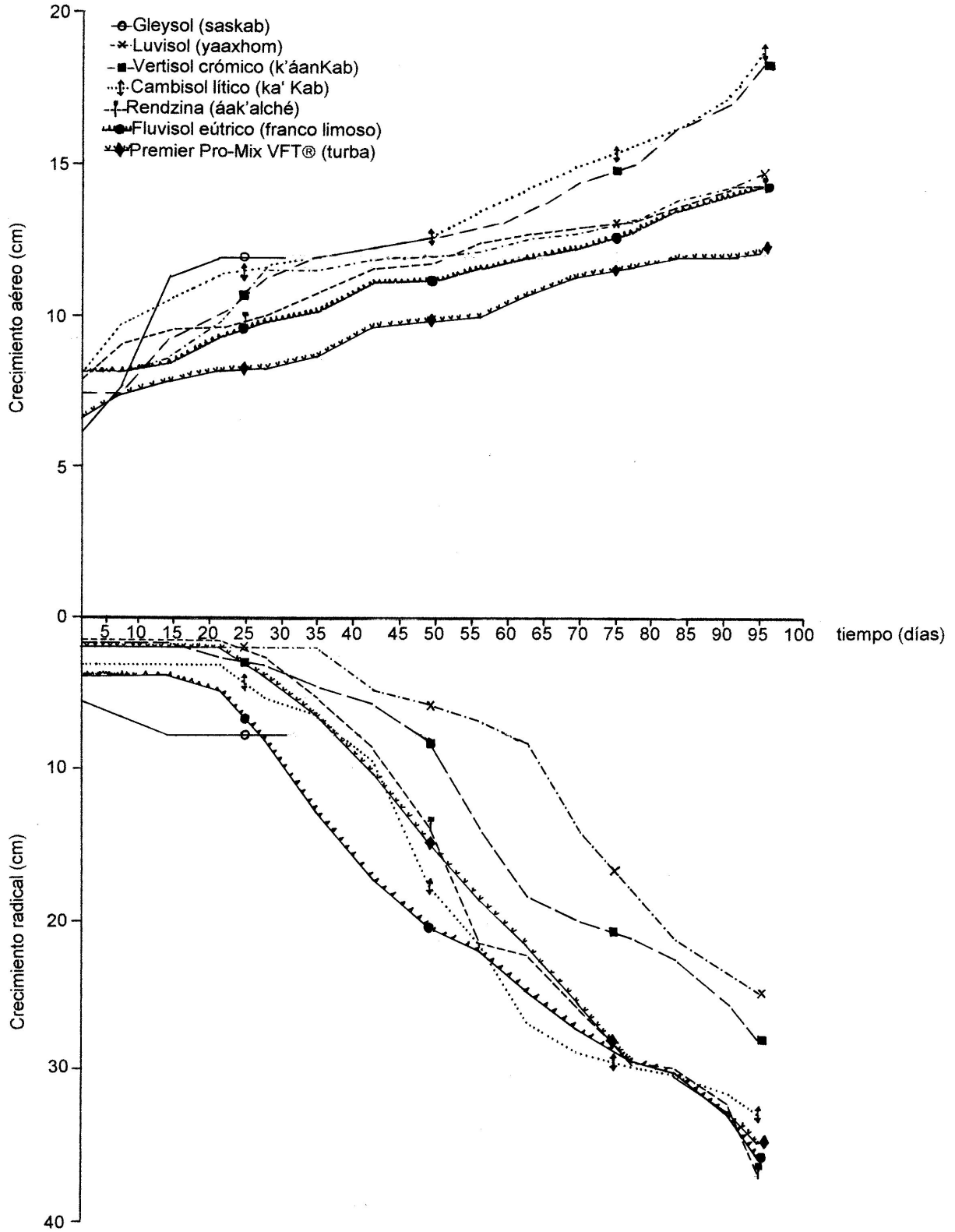


Figura 16. Curvas de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea del guanábano, desarrolladas en siete tipos de suelo, en campo (Experimento 1: Quintana Roo).

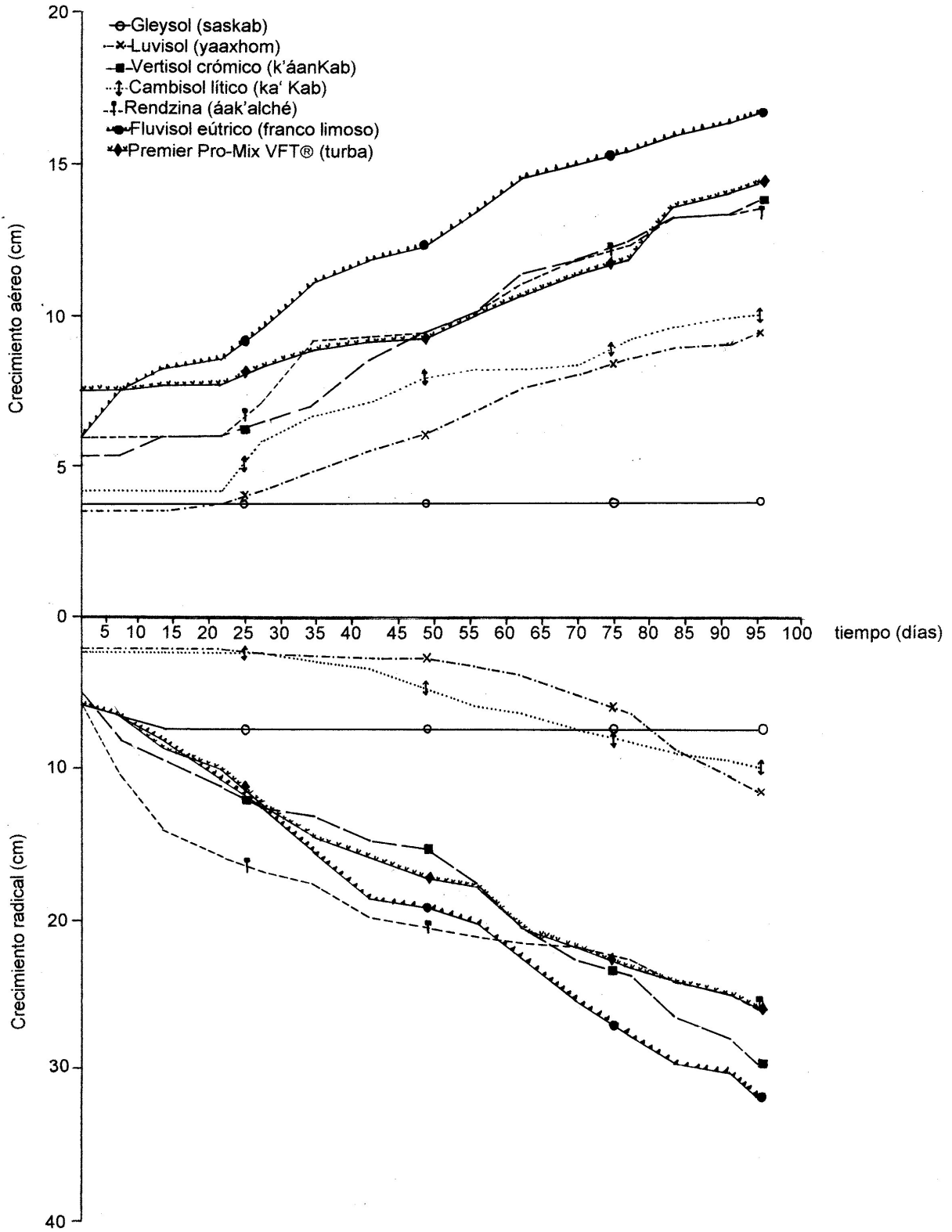


Figura 17. Curvas de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea del guanábano, desarrolladas en siete tipos de suelo, en invernadero (Experimento 2: Estado de México).

En la Figura 18, se entiende como el guanábano durante su etapa inicial de crecimiento (plántula), primero desarrolló un abundante sistema radical para brindar a su parte aérea la función de sostén y absorción nutrimental. Inicialmente se presentó una desaceleración de la velocidad de crecimiento en ambos sistemas, pero en un momento que fue variable entre los 28 días (fluvisol eútrico) y los 70 días (luvisol) las velocidades entre el sistema radical y la parte aérea se invirtieron, siendo la radical superior a la aérea; sólo en el gleysol nunca se observó este comportamiento invertido en las velocidades, debido a que en éste las plantas murieron durante el primer mes. Esto indica que la raíz se encontraba en crecimiento activo, mientras la parte aérea se mantenía en reposo, o sea que primero crece un sistema y después el otro (Crabbé y Barnola, 1996).

En una primera etapa, hubo disminución de las velocidades de crecimiento hasta los 21 - 28 días; la velocidad de crecimiento aéreo siempre superó al radical en todos los tratamientos. Se inició un crecimiento rítmico en el que mientras se desarrollaba intensamente la raíz, la parte aérea disminuía su crecimiento; tal vez el tiempo de observación (95 días) no fue suficiente para observar un ciclo de alternancia completo en el que la velocidad de crecimiento de la parte aérea volviera a superar a la del sistema radical. En esta etapa el crecimiento del sistema radical estuvo supeditado a una baja competencia con el crecimiento vegetativo de la parte aérea y dependió principalmente de la temperatura y la humedad del suelo (Atkinson, 1980).

En una segunda etapa, las velocidades de crecimiento fueron bajas (cerca de $0.4 \text{ cm}\cdot\text{día}^{-1}$) y se registró una alternancia, es decir, la velocidad de crecimiento de la raíz superó a la de la parte aérea (excepto en el gleysol). Se observó una alternancia asincrónica en los crecimientos, en la que cuando el crecimiento del tallo fue menor que el radical, los fotosintatos se estuvieron translocando al meristemo apical de la raíz donde hubo división celular y alargamiento; por lo tanto disminuyó la actividad celular en el meristemo apical del tallo. Complementariamente cuando la velocidad de crecimiento del tallo fue mayor que en la raíz, la parte aérea estuvo en crecimiento intenso por lo cual el sistema radical disminuyó su crecimiento y demanda de fotosintatos (Pagès *et al.*, 1993).

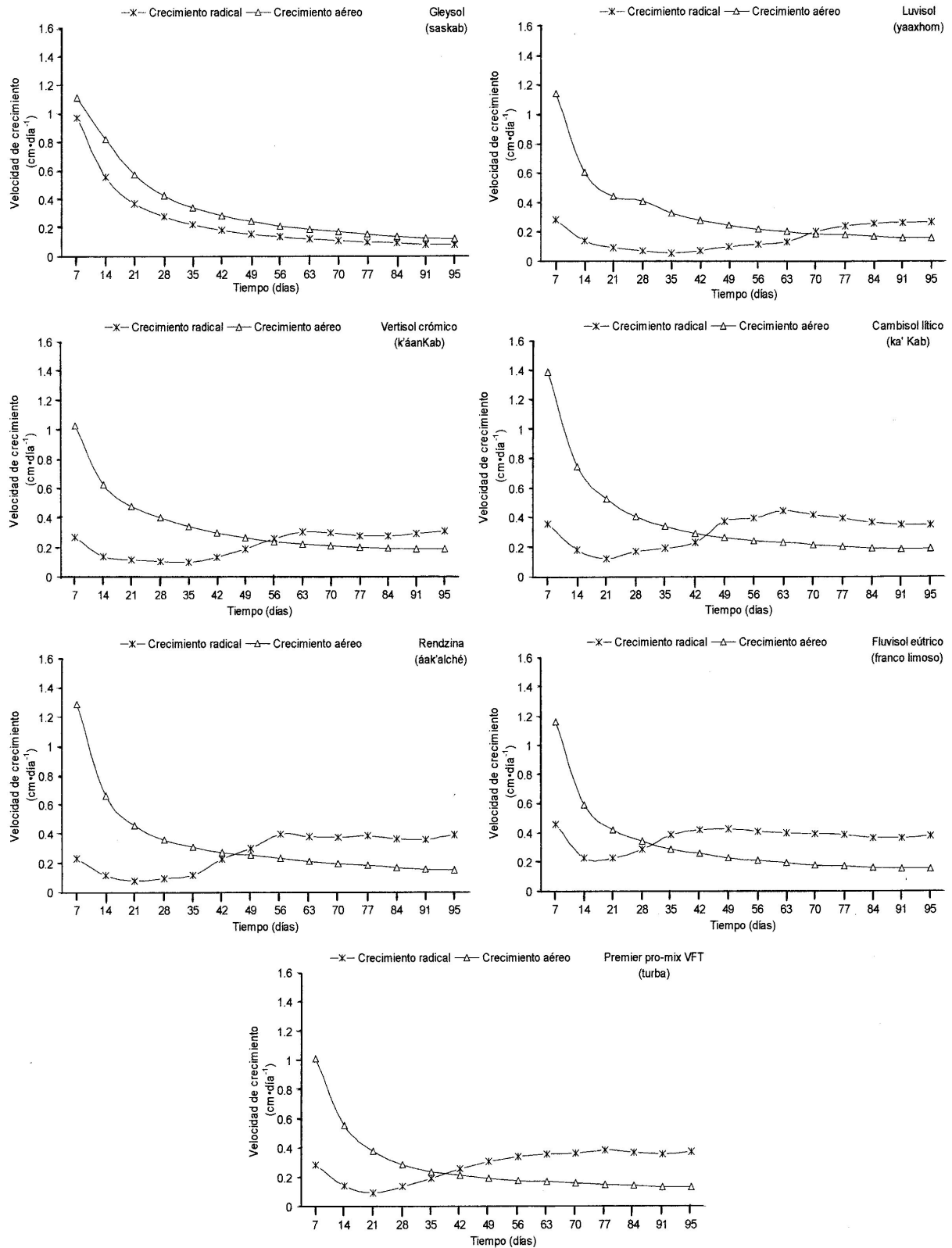


Figura 18. Velocidades de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea en el guanábano, en siete tipos de suelo, en campo (Experimento 1: Quintana Roo).

En la Figura 19, se aprecia en una primera etapa una disminución paulatina en la velocidad de crecimiento en ambos sistemas (radical y aéreo), en esta primera etapa (hasta los primeros 28 días aproximadamente en todos los tratamientos), la velocidad del crecimiento radical siempre fue superior a la de la parte aérea excepto en dos tratamientos: luvisol y cambisol lítico; ambos son arcillo arenosos, de fertilidad alta y elevados niveles de Mg, NO₃, P y Fe con respecto de los otros suelos.

Posteriormente, se observó una segunda etapa, donde la velocidad de crecimiento fue baja y disminuyó muy poco y paulatinamente; pero siempre manteniendo velocidades superiores en el sistema radical excepto en los dos tratamientos mencionados donde la velocidad de crecimiento radical comenzó a superar a aquella del crecimiento aéreo (después de los 77 días) iniciando una etapa de crecimiento rítmico alternante entre ambos sistemas. El crecimiento, fue paralelo en la mayoría de los casos (gleysol, vertisol crómico, rendzina, fluvisol eútrico y premier pro-mix VTF[®]), aunque menor en comparación con el experimento en campo (E₁: Quintana Roo). Aquí, el periodo de observación no fue suficiente para observar un ciclo alternante; es decir, el cruce de las líneas en el cual ambas tendrían la misma velocidad de crecimiento.

Las velocidades de crecimiento (Figuras 18 y 19) tanto del sistema radical como de la parte aérea en cada tipo de suelo, calculadas a partir del crecimiento acumulado entre el tiempo transcurrido, mostraron una velocidad de crecimiento mayor en el sistema radical que en la parte aérea (Cuadros A-18 al A-24). Esto es lógico al considerar que las plantas de guanábano, después de la germinación, necesitan desarrollar en el menor tiempo posible su sistema radical, que le permitiera absorber agua y sales minerales de la solución del suelo para que la planta fuera autónoma e independiente después de que se agotaran sus reservas contenidas en los cotiledones. Como lo afirmaron Crabbé y Barnola (1996) al indicar que la raíz crece cuando hay un excedente de reservas y después de que ningún otro órgano las necesita, o sea que la raíz es la demanda menos fuerte de la planta.

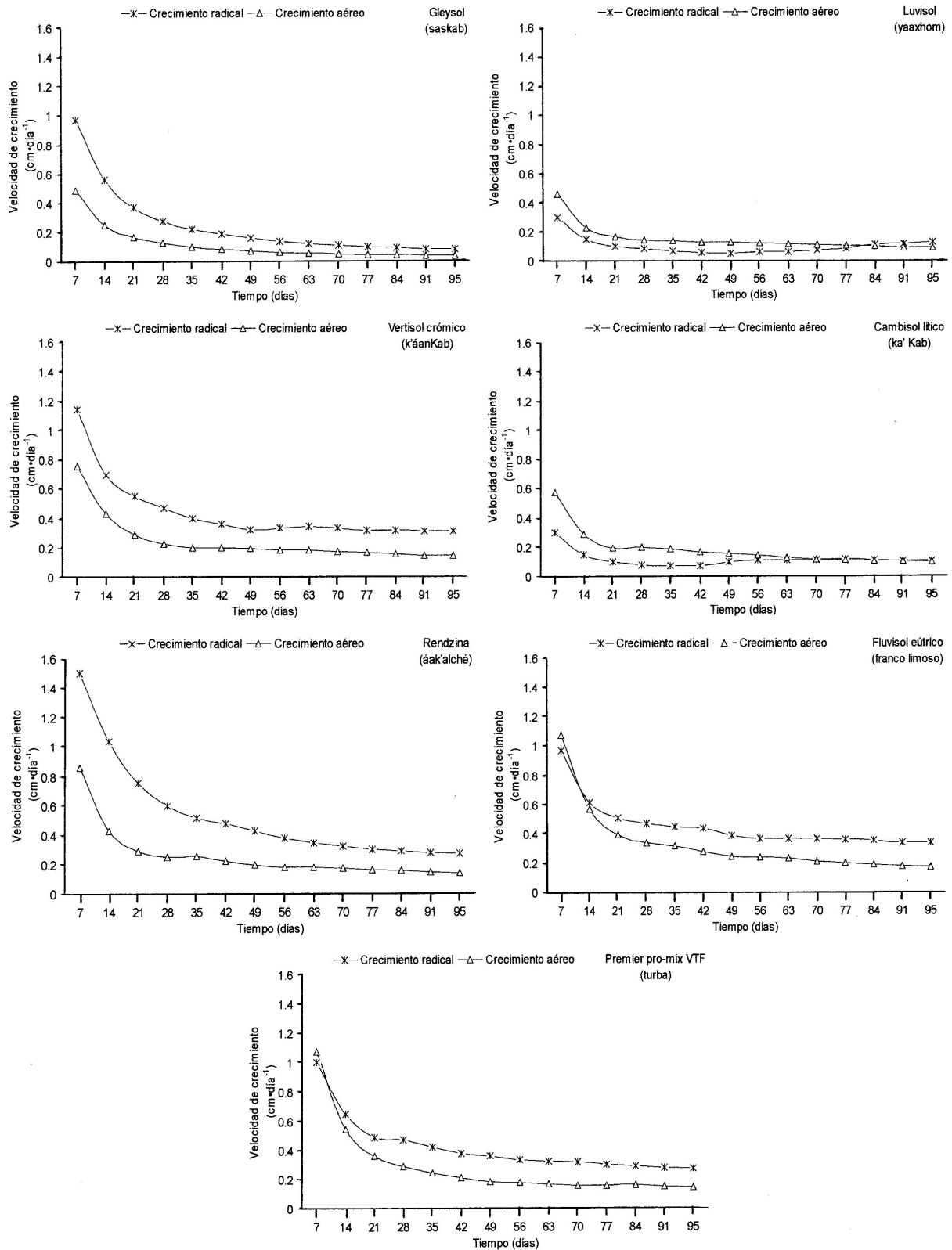


Figura 19. Velocidades de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea en el guanábano, en siete tipos de suelo, en invernadero (Experimento 2: Estado de México).

5. DISCUSIÓN

5.1. Sistema radical

La estructura del sistema radical es geoméricamente compleja, dentro de la cual, la adquisición y utilización de recursos no es uniforme debido a su interacción dinámica con un ambiente edáfico, físicamente heterogéneo (Wullschleger *et al.*, 1994). En campo, se ha observado que la estructura del suelo puede provocar que la raíz de los árboles detenga su crecimiento al no observar un incremento en longitud, grado de ramificación o diámetro, alcanzando su estructura y máximo desarrollo en los individuos más maduros (Atger y Edelin, 1994). En ambos experimentos desarrollados en la presente investigación, se observó que cuando la raíz disminuyó o detuvo su crecimiento en longitud, incrementó su crecimiento en grosor (diámetro) o se ramificó según Jenik (1978).

En el experimento en campo, se registraron temperaturas ambientales entre 15.1 y 38.2 °C y en el del invernadero entre 10.5 y 30.2 °C, las cuales están dentro de los requerimientos máximos para el crecimiento de las plantas de guanábano según Ojeda *et al.* (2004) quienes mencionaron que deben de estar entre los 25 y 35 °C; sin embargo, los extremos mínimos caen fuera del intervalo óptimo que éstos autores señalaron por lo que se esperaría algún retraso o disminución del crecimiento radical y aéreo sobre todo en las plantas desarrolladas en invernadero, donde el extremo inferior de temperaturas fue más bajo (Figuras 16 y 17).

Por otra parte, es importante indicar que en ambos experimentos, los minirrizotrones se mantuvieron siempre con agua suficiente (a capacidad de campo), por lo que ésta no constituyó una limitante en el desarrollo. Precisamente fue en el experimento realizado en el invernadero donde se observaron las longitudes radicales menores con respecto del realizado en campo (Figura 6); además, de acuerdo con lo reportado por Ojeda *et al.* (2004), el guanábano es sensible a las bajas temperaturas y una combinación de frío en el suelo (5 - 10 °C) con anegamiento, provoca desde la detención del crecimiento radical hasta la muerte de las plantas en un lapso de cuatro semanas. En Costa Rica se han observado árboles

inundados por más de 28 días sin presentar mayor daño (Elizondo, 1989). En Tabasco se han visto guanábanos inundados por más de 20 días que sobreviven a pesar de presentar severas defoliaciones (Cruz *et al.*, 2002); pero no se tienen reportes cuando se presenta la combinación de inundación más frío en la zona de raíz, porque generalmente las plantaciones con esta especie se encuentran en zonas tropicales bajas donde no hay temperaturas frías.

Las temperaturas ambientales registradas en condiciones de invernadero, según Hackett y Carolane (1982), no fueron adecuadas para esta especie, ya que para las etapas tempranas de su desarrollo, temperaturas por debajo de 10 °C causan daño por frío en células y tejidos, al ser el guanábano la anonácea cuyos requerimientos de climas son los más cálidos y húmedos.

En suelos con diámetro de poro pequeño (arcillosos), las raíces laterales crecieron más y cuando se impide el crecimiento de la raíz principal, el crecimiento de las raíces laterales puede ser hasta cuatro veces más largo de lo normal. Comparando las características del sustrato premier pro-mix VFT® a base de turba (textura gruesa y macroporos $r > 15 \mu\text{m}$), con las características de los suelos calcáreos (textura arcillosa y microporos $r < 15 \mu\text{m}$) en la emisión de raíces secundarias y terciarias, se obtuvo en campo un mayor número de raíces en los suelos calcáreos que en el sustrato, lo que coincide con lo observado por Feldman (1984); mientras que en invernadero no hubo diferencias entre el sustrato y los suelos calcáreos (Cuadro A-5). Igualmente se encontró una relación positiva en la que a mayor número de raíces desarrolladas, también hubo un mayor número de hojas con lámina expandida (Cuadro A-25).

Kolesnikov (1971) señaló la existencia de un índice de vigor en relación con el rendimiento; indicando que hay una relación directa entre el volumen de suelo explorado por las raíces y el diámetro del tallo. A mayor volumen, corresponde un mayor diámetro, que generalmente ofrece un mayor rendimiento, dado que hay consecuentemente un mayor aporte nutrimental de macroelementos (nitrógeno, fósforo y potasio) así como de microelementos (calcio, magnesio, azufre, cloro,

molibdeno, manganeso y otros). De igual manera, se esperaría que a mayor volumen de suelo explorado se presentara una mayor longitud radical y un mayor número de ramificaciones; aunque aquí intervienen otro tipo de factores físicos en el suelo como la compactación, la aireación, los impedimentos mecánicos y otros, que afectan el crecimiento.

El crecimiento de la raíz depende del suministro de carbohidratos y reguladores de crecimiento sintetizados en la parte aérea. Así, todos los factores que afectan a la fotosíntesis y a la translocación de productos de los brotes a las raíces (temperatura, intensidad luminosa, área foliar y estado hídrico de la planta), inciden en el crecimiento de la raíz. Durante el primer año de desarrollo del árbol, el crecimiento radical depende primeramente de las reservas almacenadas en las semillas y luego de los productos fotosintetizados (Rose, 1983). Se asume que en esta investigación las plántulas de guanábano no acumularon reservas en ningún tejido, debido a su crecimiento constante, tanto del sistema radical como de la parte aérea. Cuando fueron agotadas las reservas contenidas en los cotiledones, las plantas pasaron de un estado heterótrofo, al inicio de la germinación y principio de su juvenilidad, a ser autótrofo con la entrada a la función fotosintética de sus nomófilos. En el experimento en campo los cotiledones cayeron a los 90 días después de la germinación y en invernadero a los 45 días; esta diferencia estuvo más relacionada con el alargamiento del hipocótilo según lo descrito por Mazzani *et al.* (1971), que con la longitud y diámetro radical que están más relacionadas con las condiciones edáfico-ambientales y porque en esta investigación todas las plantas fueron colocadas a una misma profundidad en el minirrizotróf. Aunque el guanábano adulto, sí acumula reservas en tallos y raíces, sobre todo cuando se comporta como caducifolio (Sturrock, 1959; Vidal y Nieto, 1997).

En los Cuadros 1 y 2, se abordan algunos nutrimentos requeridos por plantas de guanábano en vivero y campo, que sirvieron de orientación para verificar el estado nutrimental de los suelos en relación con las necesidades de las plantas, resaltando el cuadro sintomatológico de las deficiencias y las características de hojas sanas y hojas deficientes según los resultados obtenidos por Avilán (1975).

Son escasos los trabajos que describen con detalle las propiedades distintivas de los suelos calcáreos, principalmente las químicas relacionadas con su fertilidad (Bautista *et al.*, 2005). En general, por el análisis reportado y realizado a los suelos utilizados en esta investigación, se afirma que todos ellos, excepto el gleysol, reúnen las condiciones físicas para la germinación y fisicoquímicas para el desarrollo de las plantas de guanábano, principalmente porque no se observaron síntomas de deficiencia, de alguno de ellos, en hojas, considerando como parámetro los resultados obtenidos en otras anonas (Cuadros 2 y 3).

5.2. Sistema aéreo

El estado de plántula comprende el periodo desde la emergencia de la radícula, el alargamiento del hipocótilo hasta la caída de los cotiledones del eje embrionario. Éste es el concepto que se ha empleado en el presente trabajo y resultó ser adecuado debido a que la caída de los cotiledones constituyó un indicador morfológico que estableció el fin del desarrollo de la plántula y el inicio de su etapa juvenil al convertirse sus nomófilos siguientes en fotosintéticamente activos (Figuras 16 y 17).

La planta pasó entonces de ser heterotrófica, dependiente del aporte nutrimental de los cotiledones, a autotrófica dependiente de la actividad fotosintética de su parte aérea. Puesto que en esta investigación, se evidenciaron ciertos fenómenos de forma sistemática y coordinada en las plantas como la elongación y ramificación radical, la emergencia y elongación del hipocótilo, y la aparición de hojas con sus respectivas yemas axilares, se detectó este momento importante en el que la plántula dejó de serlo.

El agua de pozo contribuyó con el aporte de macro y micronutrientes, en pequeñas cantidades que fueron favorables para el desarrollo de las plantas de guanábano para todos los tratamientos del experimento en campo (Cuadro A-13). Aunque el suelo vertisol crómico, con un contenido nutrimental medio con respecto del resto de los suelos, mostró ser superior en todas las variables (tanto radicales como aéreas) del experimento en campo.

La lluvia aporta nitrógeno al suelo, más no así el agua de pozo usada en el experimento en campo (porque el nitrógeno es un elemento que fácilmente se pierde por volatilización o lixiviación), ni la de garrafón usada en el experimento en invernadero (porque ha llevado un proceso de purificación que le permite contener una mínima cantidad de sales disueltas) (Cuadro A-13). El experimento en campo se realizó en el exterior y todos los tratamientos recibieron el mismo aporte de nitrógeno pluvial.

Avilán (1975) al estudiar el efecto de la omisión de macronutrientes en plántulas de guanábano, encontró que la deficiencia de nitrógeno ocasionó poco crecimiento en altura; la deficiencia de fósforo ocasionó una reducción del crecimiento aéreo en un 50 %; la deficiencia de potasio poco afectó el desarrollo y se presentó un incremento en altura semejante al tratamiento completo, la deficiencia de magnesio poco afectó el desarrollo de las plántulas; la deficiencia de calcio ocasionó después de los cuatro meses una producción acentuada de ramas laterales y un incremento en altura; la deficiencia de azufre ocasionó un crecimiento medio, con un ligero incremento en altura.

En ambos experimentos realizados, no se presentaron deficiencias nutrimentales, lo que coincide con parte de lo reportado por Avilán (1975) al verificar que la omisión de nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, magnesio y azufre en plántulas de guanábano, no manifestaron deficiencias en hojas, durante el primer mes de observación, tales como: clorosis, enrollamiento de bordes o ápices de las laminas, ni alargamientos anormales en los entrenudos. Lo que indica que las reservas contenidas en los cotiledones fueron suficientes durante este periodo. Sólo en el gleysol, las plantas de guanábano finalmente murieron después de mostrar algunos síntomas de toxicidad como: clorosis y necrosis en hojas y tallo.

Se ha observado que el 28 % de sodio intercambiable es tóxico para las plántulas de naranjo y mandarina, provocando su muerte en semillero (Minessy *et al.*, 1971). Por esto no es recomendable el uso de sustratos o suelos con altos contenidos de sodio (como el gleysol, luvisol, vertisol crómico y cambisol lítico). Se pueden usar

suelos con contenidos bajos en sodio como el fluvisol eútrico y rendzina; o sustratos como el premier pro-mix VTF[®]. El trasplante se puede hacer a suelos que tengan altos contenidos de sodio al momento del establecimiento en el huerto ya que los individuos adultos son más tolerantes, según lo observado por Minessy *et al.* (1971) en cítricos.

El azufre asimilado en hojas como aminoácidos esenciales, principalmente se exporta vía floema a las zonas de síntesis proteica (frutos, ápices de yemas y raíces); además interviene junto con las auxinas en el crecimiento de tallos, confiriéndole un mayor alargamiento y vigor estructural (Havlin *et al.*, 1999). Entonces, este elemento pudo ser detectado a través del registro de la longitud radical (Cuadro A-3), longitud del tallo (Cuadro A-6) y el número de hojas (Cuadro A-11) en las plantas estudiadas. Fluvisol eútrico y cambisol lítico tuvieron los valores más altos en azufre disponible (300 y 271.2 mg·Kg⁻¹) respecto del resto de los suelos; en ambos suelos la longitud del tallo y el número de hojas fue mayor en ambos experimentos, y en la longitud radical cambisol lítico sólo fue superior en campo y fluvisol eútrico sólo fue mayor en invernadero; por lo que un mayor contenido de azufre favoreció el mayor desarrollo de estas variables.

Por su parte, el cobre evita deformaciones en el tallo al contribuir a la lignificación de las paredes celulares secundarias y también evita la necrosis del meristemo apical (Havlin *et al.*, 1999), interviene en procesos de transporte de electrones en enzimas que participan en reacciones de óxido-reducción principalmente en la respiración, por lo que es considerado como un elemento menor pero esencial. Tanto el sustrato como los suelos utilizados en esta investigación (excepto gleysol) tuvieron las cantidades necesarias de cobre para el desarrollo de las plantas, lo cual se puede notar en la Figura 9, con longitudes de tallo homogéneas entre tratamientos y en la Figura 10, con un grosor adecuado (2.99 mm en campo y 2.71 mm en invernadero) para conferir el vigor estructural.

Távora *et al.* (2004) estudiaron la respuesta de plantas jóvenes de guanábano a diferentes concentraciones de cloruro de sodio en invernadero, encontrando que a

mayor salinidad, la materia seca de la parte aérea y de la raíz disminuían; había acumulación de la sal en las raíces, seguido por las hojas, aumentando los niveles de calcio en hojas, magnesio en raíces y disminución de potasio en raíces. Como el cloruro de sodio se ioniza en la solución del suelo, sus efectos pueden tratarse por separado, lo cual señala la relación existente entre el trabajo de Távora *et al.* (2004) y el presente trabajo, lo cual se pudo observar principalmente en las longitudes tanto de raíz como del tallo (Cuadro A-25) mismas que sólo mostraron el menor crecimiento en el suelo gleysol mismo que tuvo los valores más altos en sodio (Cuadro 4) sin reportar el cloro en suelo.

Sin duda, en el experimento en campo las plantas de guanábano se encontraron en una situación similar, porque en el análisis químico practicado al agua de riego (Cuadro A-13), se tuvieron elevadas cantidades de sales minerales (carbonatos, bicarbonatos, cloruros y sodio), según los parámetros del Manual de Aplicación del Análisis de Riesgos, Identificación y Control de los Puntos Críticos en la Industria de Agua Purificada elaborado por Zárate y González (1999), que en condiciones de más calcio contenido en los suelos calcáreos provocaron una interacción negativa para la asimilación de otros nutrimentos (fósforo, potasio, azufre, manganeso, boro y otros) y en el caso del suelo gleysol (con más del 90 % de carbonato de calcio) las plantas murieron durante el primer mes de observación. En invernadero, se trabajó con los mismos suelos, pero se ocupó agua purificada de garrafón la cual presentó menores cantidades de sales disueltas (potasio, calcio, magnesio, sodio, bicarbonatos y cloruros) (Cuadro A-13), por lo que no se presentó dicha interacción negativa en la absorción nutrimental. Por ello, al final del experimento en invernadero se observó una mayor área foliar con respecto al experimento en campo, en el que se ocupó agua de pozo con mayor cantidad de sales disueltas y en condiciones de mayor luminosidad.

Las diferencias tan pequeñas en diámetro del tallo fueron importantes porque se trata de una especie perenne leñosa y la investigación sólo se llevó a cabo durante un lapso corto (95 días) de su etapa juvenil y no fue suficiente para observar incrementos importantes en la actividad cambial del tallo. El efecto de los suelos

calcáreos para esta variable del crecimiento aéreo mostró poca diferencia entre ellos (Figura 10).

En la Figura 11, se observa una similitud varietal en cuanto a la longitud del hipocótilo alcanzada por las plantas tanto entre tratamientos como entre experimentos (± 3 cm); excepto en el gleysol en el que sí se observaron menores longitudes, seguramente debido a que su alto contenido de carbonato de calcio tuvo una interacción negativa con otros nutrimentos, provocando una detención temprana del crecimiento en las plantas de guanábano. La longitud del hipocótilo es un carácter importante ya que hace referencia al espesor del estrato de suelo que cubre a la semilla y que el hipocótilo tiene que atravesar para que el ápice de la planta emerja del suelo y continúe su desarrollo aéreo (Mazzani *et al.*, 1971); además, puede indicar la profundidad de siembra máxima a emplear en semillero durante la propagación sexual. También señala una relación con la altura a la que quedan los primeros nomófilos de la plántula para realizar la fotosíntesis lejos de un sombreado excesivo tanto en su ambiente natural como en un vivero. Las plantas observadas en el vertisol crómico y en el gleysol presentaron la longitud del hipocótilo más corta en comparación con el resto de los tratamientos; en ello influyeron seguramente los bajos niveles de fósforo así como del hierro contenidos en dichos suelos (Cuadro 4), pues la deficiencia de fósforo disminuye la división celular, el desarrollo de tejidos meristemáticos y las reservas de carbohidratos acumulados en tallo. La deficiencia de hierro, en la etapa de plántula en la que el hipocótilo es de color verde y por tanto fotosintéticamente activo, puede ocasionar clorosis y raquitismo afectando su crecimiento (Clarkson y Hanson, 1980). Además, la deficiencia de fósforo, que es el segundo elemento en importancia para las plantas, está relacionada con la formación de tallos finos y cortos, así como con la disminución del alargamiento celular (Clarkson y Hanson, 1980; Havlin *et al.*, 1999).

Se detectaron menores niveles de hierro en los suelos gleysol, vertisol crómico y fluvisol eútrico, que para el resto de los suelos. Lo cual indicó que en el gleysol se presentó una interferencia negativa entre sus altos contenidos de carbonato de calcio y la disponibilidad de hierro para las plantas, razón por la cual las hojas manifestaron

una clorosis férrica (incapacidad de las hojas jóvenes para sintetizar clorofila y en algunas ocasiones necrosis apical, raquitismo general en la planta y necrosamiento en diferentes áreas antes de morir) (Clarkson y Hanson, 1980). En el caso del vertisol crómico y fluvisol eútrico a pesar de presentar menores cantidades de hierro, estas fueron suficientes durante el periodo de observación y no se presentó antagonismo con otros nutrimentos; y como consecuencia, no se manifestaron en hojas síntomas visibles de alteración o malformación en su desarrollo.

La formación de entrenudos observada fue continua, no hubo períodos de reducción del crecimiento, mostrando sincronización entre la organogénesis y la elongación de acuerdo con lo señalado por Barthélémy (1991) y Vester (1997) en árboles de un bosque secundario en Colombia. Esto se presentó en ambos experimentos (campo e invernadero), al notar que entre mayor era la longitud del tallo, mayor era el número de entrenudos emitidos (excepto en gleysol) (Cuadro A-25). Con un promedio entre los tratamientos de cada experimento de ± 7 entrenudos en campo y ± 4 entrenudos en invernadero (Figura 12), lo cual es aceptable respecto al tamaño de su pare aérea.

El mayor número de entrenudos en cambisol lítico y vertisol crómico se debió a que ambos presentaron cantidades de macro y micronutrimentos cercanas a las requeridas por plantas jóvenes de guanábano según los experimentos realizados por Avilán (1975), Silva *et al.* (1984) y Da Silva *et al.* (1986) (Cuadros 1, 2 y 3). Los macro y micronutrimentos tienen una influencia directa en la actividad del meristemo primario del tallo provocando el crecimiento, es decir, la neoformación del tallo y hojas mediante la división y diferenciación celular. Además, el nitrógeno, el carbono y el azufre intervienen en la síntesis de auxinas y citocininas; lo cual también favoreció el alargamiento celular y la actividad meristemática (Azcón-Bieto y Talón, 2000). Esta actividad es la responsable de la ontogenia tanto de nudos y entrenudos como de hojas, y las fitohormonas ejercen su influencia en la zona de alargamiento, fuera del meristemo apical. En el suelo gleysol, tanto en campo como en invernadero, las plantas de guanábano presentaron el menor número de entrenudos (4.14 y 2.85 respectivamente), lo cual se atribuye a su baja fertilidad natural, bajo porcentaje de

materia orgánica (0.5 %), altos contenidos de calcio ($940 \text{ cmol}_c \cdot \text{Kg}^{-1}$), magnesio ($6 \text{ cmol}_c \cdot \text{Kg}^{-1}$) y bajos niveles de fósforo ($1.55 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$), azufre ($50 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$), hierro ($8 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$) y manganeso ($3 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$) (Cuadro 4). Lo que coincide con algunos valores reportados para este tipo de suelo por Cuanalo de la Cerda (1964), Bautista *et al.* (2005), Duch (2005) y Ku *et al.* (2005).

En ambos experimentos (campo e invernadero) se observaron las yemas axilares brotadas pero el crecimiento de estos brotes fue muy lento e imperceptible durante el tiempo de observación, pues se presentó el fenómeno de dominancia apical (Cuadro A-25), lo que concuerda con Hobbie y Estelle (1994) y Azcón-Bieto y Talón (2000).

El mayor número de hojas con lámina expandida en cambisol lítico y vertisol crómico se debió a que ambos presentaron fertilidades adecuadas para el desarrollo de las plantas tanto de macro como micronutrientes (Cuadro 4), los cuales, además, contribuyeron a la regulación hídrica y osmótica de las células y consecuentemente a la expansión laminar (Larqué-Saavedra y Trejo-López, 1990; Távora *et al.*, 2004). El número de hojas está íntimamente relacionado con la actividad meristemática, mencionada anteriormente, ya que es el mismo fenómeno el que forma tanto el tallo como las hojas (Esau, 1965; Azcón-Bieto y Talón, 2000).

En el experimento en campo, el mayor valor de área foliar total fue observado en las plantas desarrolladas en el vertisol crómico (106.70 cm^2) y con valores de medios a bajos en el resto de los tratamientos (Cuadro A-12). Lo cual coincide con lo reportado por Utsunomiya y Higuchi (1996) quienes encontraron que las plantas de guanábano desarrolladas a pleno sol (100 % de luminosidad) mostraron menores valores de área foliar que aquellas que se encontraban a menores intensidades (45 % de luminosidad). Como las del experimento en invernadero que mostraron áreas foliares mayores (Cuadro A-25).

El guanábano requiere 2000 horas luz/año y necesita encontrarse en zonas tropicales y subtropicales a baja altitud sobre el nivel del mar para que su desarrollo vegetativo no sea perjudicado: formación de tallo y producción de hojas

principalmente (Utsunomiya y Higuchi, 1996). De los órganos de la planta, las hojas son las más sensibles en responder a las condiciones del medio (De Aguilar *et al.*, 1982). Tomando algunos puntos del trabajo publicado por Wang y Boulard (2000), se debe considerar que al realizar experimentos en invernadero que no permitan el pleno paso de la luz solar y ubicados a altitudes mayores que las requeridas para la especie, se limita ampliamente su desarrollo. Como en el caso del invernadero donde se tenía una altitud de 2240 m. En esta investigación, el invernadero no permitió completamente el paso de la luz, puesto que exteriormente se encontraba encalado y sólo permitía un 75 % de luminosidad en días soleados; lo cual fue probablemente una de las causas para que las plantas de guanábano tuvieran un menor crecimiento aéreo. Utsunomiya y Higuchi (1996) indicaron que las necesidades luminosas de esta anonácea son altas (2000 hr luz/año) y necesarias para favorecer su crecimiento y su actividad fotosintética; lo cual no se pudo conseguir en invernadero, dado que en él, la radiación fue menor debido a su posición geográfica (19° 21' de LN y 98° 55' de LO) en la cual se recibe menor radiación por su lejanía respecto al ecuador y porque el experimento se realizó de diciembre a abril (meses con menor cantidad de horas luz y radiación).

La intensidad y la calidad de luz influyeron en el crecimiento y la forma de las hojas, tallos y raíces. Así, las condiciones de baja intensidad luminosa o la luz roja provocan alargamiento de entrenudos, tallos más finos, hojas más anchas y finas y escaso desarrollo del sistema radical en anonas (George y Nissen, 1987). Estas características de planta se presentaron en el experimento en invernadero, en el cual debido a la menor intensidad luminosa se obtuvieron tallos de menor diámetro, menor número de entrenudos, menores diámetros radicales y mayor área foliar.

5.3. Relación entre el sistema radical y la parte aérea

Jourdan y Rey (1997) al estudiar la arquitectura y desarrollo del sistema radical en la palma de aceite (*Elaeis guineensis* Jacq.) encontraron que la palma se comporta como un sistema integrado y regulado de relaciones interdependientes, en el cual el fenómeno de silepsis (formación y desarrollo de yemas laterales de manera regular y

continua durante todo el año) y prolepsis (desarrollo anticipado, natural o inducido, de algún órgano) (Font-Quer, 1977), no son fundamentalmente independientes, puesto que mantienen una relación de equilibrio entre el crecimiento radical y el aéreo y que sí se produce un cambio en alguno de ellos, se produce también en su contraparte. Este hecho se observó en esta investigación, en el suelo gleysol, el cual al no reunir las condiciones fisicoquímicas requeridas para el desarrollo de la planta, primeramente vió afectado su sistema radical, el cual no pudo absorber los nutrimentos necesarios ni tampoco fue capaz de transportarlos a su parte aérea para su transformación química, con lo cual muchas plantas detuvieron su crecimiento y otras tantas murieron en poco tiempo; también hubo interacción negativa con otros elementos, por lo cual se evitó el transporte nutrimental de los cotiledones a los meristemas radical y aéreo y con ello la detención del crecimiento (Figuras 16 y 17).

Muchos estudios dedicados a la ritmicidad del crecimiento han demostrado la existencia de una alternancia del crecimiento entre la raíz y la parte aérea; por ejemplo en *Theobroma cacao* (Greathouse *et al.*, 1971), en *Pinus taeda* (Drew y Ledig, 1980), en *Ligustrum sp.* (Kuehny y Halbrooks, 1993), en *Hevea brasiliensis* (Thaler y Pagès, 1996) y en *Malus domestica* (Costes *et al.*, 2006), argumentando que la ramificación radical puede ser promovida por el desarrollo de la hoja (Aguirrezabal *et al.*, 1993). Esta ritmicidad del crecimiento se observó en las plantas de guanábano del experimento en campo, aproximadamente de los 28 a los 70 días; en invernadero no pudo apreciarse claramente tal situación porque el periodo de observación no fue suficiente para observar esta alternancia, salvo en el luvisol, en el cual se observó a los 80 días aproximadamente (Figura 19). De esta manera, la estrecha relación que guardan ambos componentes estructurales de la planta parece ser una generalidad sin importar la especie o el ambiente en el que se desarrolla. En campo, se observó una alternancia asincrónica en los crecimientos del sistema radical y la parte aérea, lo que indica que cuando el sistema radical estuvo en crecimiento activo, la parte aérea presentó una disminución y viceversa (Figura 18). En invernadero, se presentó una relación de crecimiento paralela, sobre todo después de los 25 días de observación y no se observó más de un ciclo alternante (Figura 19).

6. CONCLUSIONES

En la germinación de semillas y su desarrollo inicial en una cámara plástica en vivero, se pudo obtener hasta un 80 % de germinación sin muerte de plantas, utilizando semillas recién sacadas de los frutos en madurez de consumo, sin que pasara más de un mes porque la viabilidad pudo haber disminuido hasta alcanzar menos del 20 % de germinación en un año de almacenamiento. Se utilizó un sustrato estéril a base de “peat moss” más tierra de monte (1:1), agua en el suelo en capacidad de campo y una temperatura de 20 - 35 °C. Este método fue adecuado para germinar las semillas de guanábano y obtener plantas con buen desarrollo.

En campo, el comportamiento de las variables relacionadas con el sistema radical y la parte aérea, fue superior en las plantas desarrolladas en los suelos calcáreos vertisol crómico y cambisol lítico. En invernadero, fue superior en las plantas desarrolladas en el suelo fluvisol eútrico y en el sustrato premier pro-mix VTF®; lo cual indica que su desarrollo fue diferente en función de las condiciones ambientales: latitud, altitud, humedad relativa, luminosidad y temperatura; porque estas condiciones afectaron la disponibilidad y absorción nutrimental. El sistema radical del guanábano joven, está constituido principalmente por raíces secundarias o ramificaciones de primer orden, lo cual confiere al árbol una exploración no tan profunda del suelo y más extensiva en superficie.

Con respecto de los antecedentes reportados para el guanábano, en donde algunos autores no recomiendan su cultivo en los suelos calcáreos, del presente trabajo se concluye que debido al desarrollo alcanzado tanto en el sistema radical como en la parte aérea, en los suelos calcáreos de Quintana Roo (luvisol, vertisol crómico, cambisol lítico y rendzina), estos sí pueden ser utilizados para su propagación sexual en viveros. Se está de acuerdo en que el sustrato premier pro-mix VTF® y el suelo fluvisol eútrico son adecuados para el desarrollo de la especie en ambos medios experimentales. Mientras que, el suelo gleysol fue el único que no reunió las condiciones fisicoquímicas (fertilidad, contenido de materia orgánica y

disponibilidad nutrimental) para el desarrollo adecuado de las plantas, porque es un suelo con elevado contenido de carbonato de calcio.

El crecimiento de las plantas de guanábano, en general fue mayor cuando éstas se desarrollaron en condiciones de campo (Quintana Roo), que en condiciones de invernadero (Estado de México). Porque en campo, la latitud (60 msnm) fue menor, hubo mayor radiación solar debido a la latitud y menor fluctuación en las temperaturas día / noche (15.1 / 38.2 °C); lo cual permitió el mayor desarrollo del sistema radical y de la parte aérea en la especie. Las mayores longitudes de los tallos de las plantas desarrolladas en condiciones de campo se debieron más a la división y al alargamiento celular que a la neoformación de nudos y entrenudos como consecuencia de la actividad del meristemo apical al formar tallo y hojas nuevas.

Altos contenidos de sales (carbonatos, bicarbonatos, cloruros y sodio) tanto en el suelo como en el agua de riego, ocasionaron la disminución del crecimiento e incluso la muerte de algunas plantas. Por ello, se está de acuerdo con los antecedentes reportados para el guanábano que indican que la salinidad disminuye la tasa fotosintética, transpiratoria y la acumulación de materia seca.

En esta investigación, se presentó una relación positiva de crecimiento entre el sistema radical y la parte aérea para un mismo tipo de suelo (vertisol crómico y cambisol lítico en campo, y fluvisol eútrico en invernadero); en el que a mayor longitud radical también hubo mayor longitud del tallo. También se puede concluir que a mayor número de raíces desarrolladas hubo un mayor número de hojas con lámina expandida, lo cual no necesariamente proporcionó una mayor área foliar. Fue observada la alternancia entre el crecimiento radical y aéreo como en otras especies frutales, resaltando la interdependencia existente entre ambos.

Debido a la falta de información, se debe continuar con la investigación para profundizar más en el tema. Una siguiente etapa puede ser la evaluación en huerto comercial de las plantas de guanábano (injertadas o de pie franco), en los cuatro diferentes suelos señalados y recomendados arriba.

7. LITERATURA CITADA

- Aguirrezabal L., A. N., S. Pellerin, and F. Tardieu. 1993. Carbon nutrition, root branching and elongation: can the present state of knowledge allow a predictive approach at the whole-plant level? *Environmental and Experimental Botany* 33: 121-130.
- Araque, R. 1967. La Guanábana. Consejo de Bienestar Rural. Serie de Cultivos Núm. 13. Caracas, Venezuela. 16 pp.
- Atger, C. 1991. L'architecture racinaire est elle influence par le milieu? *In: L'arbre: Biologie et Developpement*. Edelin, C. (ed). Naturalia Monspeiliensia. Montpellier, Francia. pp: 71-84.
- Atger, C., and C. Edelin. 1994. Initial data on the comparative architecture of root systems and crowns. *Canadian Journal of Botany* 72: 963-975.
- Atkinson D., J. E. 1980. The distribution and effectiveness of the roots of tree crops. *Horticultural Reviews* 2: 424-490.
- Atkinson D., J. E. 1983. The growth, activity and distribution of the fruit tree root system. *Plant and Soil* 71 (1-3): 23-35.
- Avilán, L. R. 1975. Efecto de la omisión de los macronutrientes en el desarrollo y composición química de la guanábana (*Annona muricata* L.) cultivada en soluciones nutritivas. *Agronomía Tropical* 25 (1): 73-79.
- Avilán, L. R., G. Laborem, M. Figueroa, y L. Rangel. 1981. Exportación de nutrientes por una cosecha de guanábana (*Annona muricata* L.). *Agronomía Tropical* 3 (1-6): 301-307.
- Azcón-Bieto, J., y M. Talón. 2000. *Fundamentos de Fisiología Vegetal*. Ed. McGraw-Hill Interamericana, Barcelona Edicions Universitat de Barcelona. Madrid, España. pp: 20-93.
- Azevedo, B., M. de Holanda, R. de Souza, F. de Alcantara, and M. de Viana. 2004. Effects of application of nitrogen and potassium through the irrigation water in a soil cultivated with soursop. *Revista Ciencia Agronómica* 35 (2): 410-417.
- Barahona, M., y B. E. Sancho. 1992. Guanábana y Macadamia. EUNED, San José, Costa Rica. 88 pp.
- Barea, N. M. 1999. Potencialidad de las micorrizas como biofertilizantes y bioprotectores en agrosistemas degradados. *In: Simposium Internacional y Primera Reunión Nacional de Lombricultura y Abonos Orgánicos*. Universidad Autónoma Chapingo y Colegio de Postgraduados, México. pp: 39-43.

- Barlow, P. W. 1986. Adventitious roots of whole plants: their forms, functions, and evolution. *In: New Root Formation in Plants and Cuttings*. Jackson, M. B. (ed). Martinus Nijhoff, Hingham, MA. pp: 67-110.
- Barthélémy, D. 1991. Levels of organization and repetition phenomena in seed plants. *Acta Biotheoretica* 39: 309-323.
- Batista, M. L., A. F. de Almeida, e R. R. Valle. 1998. Efeito de reguladores de crescimento sobre as trocas gasosas e o crescimento foliar em plantas de graviola. *In: Memoria del XV Congreso Brasileiro de Fruticultura: Resumos*. UFLA. Pocos de Caldas-MG, Brasil. p. 397.
- Bautista, F., J. Navarro-Alberto, A. Manu, y R. Lozano, 2005. Microrelieve y color del suelo como propiedades de diagnóstico en zonas de karst reciente. *In: Caracterización y Manejo de los Suelos de la Península de Yucatán: Implicaciones Agropecuarias, Forestales y Ambientales*. Bautista, F., y G. Palacio (eds). Universidad Autónoma de Campeche y Universidad Autónoma de Yucatán, México. pp: 123-131.
- Beck, D. L., L. L. Darrah, and M. S. Zuber. 1988. Relationship of root tensile strength to vertical pulling resistance in maize. *Crop Science* 28 (3): 571-573.
- Bennie, A. T. P., and F. J. P. Botha. 1986. Effect of deep tillage and controlled traffic on root growth, water-use efficiency and yield of irrigated maize and wheat. *Soil & Tillage* 7: 85-95.
- Bernstein, N., W. K. Silk, and A. Läuchli. 1993. Growth and development of sorghum leaves under conditions of NaCl stress: possible role of some mineral elements growth inhibition. *Planta* 196: 699-705.
- Bingham, I. J., and E. A. Stevenson. 1993. Control of root growth: effects of carbohydrates on the extension, branching and rate of respiration of different fractions of wheat roots. *Physiologia Plantarum* 88: 149-158.
- Black, E., G. Harbor, M. Franklin, D. Atkinson, and E. Hooker. 1998. Differences in root longevity of some tree species. *Tree Physiology* 18: 259-264.
- Bourque, D. A. 1976. *Annona sp.* *In: The Propagation of Tropical Fruit Trees*. Garner, R. G., A. C. Saeed, and the Staff of the Commonwealth Bureau of Horticulture and Plantation Crops (eds). *Horticultural Review* 4: 223-247.
- Cabanelas, C. I., e A. Ledo da Silva. 1996. Superação de dormencia de sementes de graviola (*Annona muricata* L.). *In: Memoria del XIV Congreso Brasileiro de Fruticultura. Resumos*. CURITIBA-PR, Brasil. p. 243.
- Caldwell, M. M., and R. W. Pearcy. 1994. Exploitation of Environmental Heterogeneity by Plants. Academic Press. San Diego, EEUU. pp: 325-347.

- Chandler, W. H. 1950. Evergreen Orchards. Lea and Febiger. Philadelphia, EEUU. 452 pp.
- Charlton, W. A. 1991. Lateral root initiation. *In*: Plant Roots: The Hidden Half. Waisel, Y., A. Eshel, and U. Kafkafi. (eds). Marcel Dekker, New York, EEUU. pp: 103-128.
- Clarkson, D. T., and J. B. Hanson. 1980. The mineral nutrition of higher plants. *Annual Review Plant Physiology* 31: 239-298.
- Cooper, A. J. 1973. Root Temperature and Plant Growth. A Review. Research Review No. 4. Staff of the Commonwealth Bureau of Horticulture and Plantation Crops. Slough, UK. 566 pp.
- Costes, E., E. García-Villanueva, C. Jourdan, J. L. Regnard, and Y. Guédon. 2006. Co-ordinated growth between aerial and root systems in young apple plants issued from *in vitro* culture. *Annals of Botany* 97: 85-96.
- Crabbé, J., and P. Barnola. 1996. A new conceptual approach to bud dormancy in woody plants. *In*: Plant Dormancy. Lang, G. A. (ed). CAB International. Wallingford, Oxo, UK. pp: 83-113.
- Cronquist, A. 1981. An Integrated System of Classification of Flowering Plants. Columbia University Press. Nueva York, EEUU. 1262 pp.
- Cruz, J., y P. Torres. 1988. El Cultivo de la Guanábana: su Manejo Agronómico. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco y Universidad Veracruzana, México. 40 pp.
- Cruz C., J. 1995. Oportunidades de investigación para incrementar la producción del guanábano (*Annona muricata* L.) en México. *In*: Recursos Genéticos Potenciales. Tecnologías, Alternativas y Mercados para la Región Occidente de México. Universidad Autónoma Chapingo, México. pp: 67-73.
- Cruz C., J., P. A. Torres, J. C. Delgado, V. Domínguez, D. Martínez, y O. Franco. 2002. El Guanábano. Agronomía y Usos de Frutales Tropicales. Universidad Autónoma Chapingo, México. 177 pp.
- Cuanalo de la Cerda, M. 1964. Suelos del Campo Experimental Forestal "El Tormento" Campeche, INIFAP. Boletín Técnico No. 15, México. 32 pp.
- Cuanalo de la Cerda, M., T. E. Ojeda, O. A. Santos, y S. C. Ortiz. 1989. Provincias, Regiones y Subregiones Terrestres de México. Centro de Edafología del Colegio de Postgraduados. Chapingo, México. 623 pp.

- Cull, B. W. 1986. A phenological cycling approach to tree crop productivity. *Acta Horticulturae* 175: 151-156.
- Da Silva, H., Q. Da Silva, F. C. Becerra, e E. Malavolta. 1986. Nutricio mineral da graviola (*Annona muricata* L.). II Teores de macronutrientes e de boro. *In: Memoria del VIII Congreso Brasileiro de Fruticultura*. Vol. II: 303-307.
- De Aguilar, M., F. Lleras, e A. M. Conte. 1982. Aspectos fenológicos, ecológicos e de productividad da graviola (*Annona muricata* L.) na regio de Manaus. *Acta Amazónica* 12 (1): 27-32.
- De Lima, E. M., E. E. G. Da Silva, e L. F. Calvacate. 1998. Fenología de fructificacao e aspectos nutricionais da graviolera (*Annona muricata* L.) no Litoral Paraibano. *In: Memoria del XV Congreso Brasileiro de Fruticultura: Resumo*. UFLA. Pocos de Caldas-MG, Brasil. p. 405.
- Drew, A. P., and P. M. Ledig. 1980. Episodic growth and relative shoot: root balance in loblolly pine seedlings. *Annals of Botany* 45: 142-148.
- Duch G., J. 2005. La nomenclatura maya de suelos: una aproximación a su diversidad y significado en el sur de Yucatán. pp: 73-86. *In: Caracterización y Manejo de los Suelos de la Península de Yucatán: Implicaciones Agropecuarias, Forestales y Ambientales*. Bautista, F., y G. Palacio (eds). Universidad Autónoma de Campeche, Universidad Autónoma de Yucatán, México. 282 pp.
- Ebert, G. 1998. Growth, ion uptake and gas exchange of two *Annona* species under salt stress. *Angewandte Botanik* 72 (1-2): 61-65.
- Elizondo, M. R. 1989. Consideraciones Agroeconómicas del Guanábano en Costa Rica. MAG, ASOPRAGUA, INA, UCR. San José, Costa Rica. 206 pp.
- Esau, K. 1965. *Plant Anatomy*. J. Wiley, New York, EEUU. pp: 481-538.
- Esau, K. 1977. *Anatomy of Seed Plants*. 2nd ed. Wiley, New York, EEUU. 550 pp.
- Espinosa, A. 2005. Universidad Veracruzana al rescate de guanábanas en extinción. *Universo: el periódico de los universitarios*. Año 6, No. 241, octubre 9 de 2005. Xalapa, Veracruz, México. p. 1.
- Evangelista-Lozano, S., G. Cruz-Castillo, S. Pérez-González, E. Mercado-Silva, and G. Dávila-Ortiz. 2003. Yield and fruit quality of soursop (*Annona muricata* L.) grown from seed in Jiutepec, Morelos, Mexico. *Revista Chapingo, Serie Horticultura* 9 (1): 69-79.

- FAO. 1970. El Reconocimiento de los Suelos en la Península de Yucatán. Informe Técnico 1 ESR: SF/MEX G. Organización de las Naciones Unidas. 51 pp.
- Feldman, L. J. 1984. Regulation of root development. *Annual Review of Plant Physiology* 35: 223-242.
- Fernández, V. E. 2004. Estudios de viabilidad y latencia en semillas de guanábana (*Annona muricata* L.). Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Nacional de Colombia. Medellín, Colombia. pp: 3-6.
- Ferreira, Z., A. Fogaca, y M. Malavasi. 1999. Germinación de semillas de *Annona squamosa* L. sometidas a diferentes tiempos y concentraciones de ácido giberélico. *In: Memoria del II Congreso Internacional de Anonáceas*. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México. p. 11.
- Ferrera-Cerrato, R. 1995. Efecto de rizosfera. *In: Agromicrobiología: Elemento Útil en la Agricultura Sustentable*. Ferrera-Cerrato, R., y J. Pérez-Moreno (eds). Colegio de Postgraduados en Ciencias Agrícolas. Montecillo, México. pp: 36-53.
- Ferrera-Cerrato, R., y A. C. Alarcón. 2000. Uso tecnológico de la micorriza arbuscular en frutales tropicales. *In: Memoria del Primer Congreso Nacional de Anonáceas*. Universidad Autónoma Chapingo, México. pp: 1-11.
- Fitter, A. H. 1985. Functional significance of root morphology and root system architecture. *In: Ecological Interactions in Soil, Special Publication of the British Ecological Society*. Fitter, A. H., D. Atkinson, D. J. Read, and M. B. Usher. (eds.). Blackwell Scientific, Oxford, UK. pp: 87-106.
- Fitter, A. H. 1987. An architectural approach to the comparative ecology of plant root systems. *New Phytologist* 106 (1): 61-77.
- Font-Quer, P. 1977. Diccionario de Botánica. Ed. Labor, S. A. Madrid, España. 1244 pp.
- Franco M., O. 2000. Polinización, desarrollo y calidad del fruto de la guanábana (*Annona muricata* L.). Tesis de Maestro en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. 119 pp.
- Fries, R. E. 1937. Revision der arten einiger Anonaceen-Gattungen. *Acta Horti Bergiani* 12: 197-596.
- García, E. 1988. Modificaciones al Sistema de Clasificación Climática de Köppen. 4^a Ed. Universidad Nacional Autónoma de México. D. F., México. 219 pp.

- Garland, C. J., and D. A. Wilkins. 1981. Effect of calcium on uptake and toxicity of lead in *Hordeum vulgare* L. and *Festuca ovina* L. *The New Phytologist* 87: 581-593.
- Garwood, E. A. 1967. Seasonal variation in appearance and growth of grass roots. *Journal Br. Grassland Soc.* 22: 121-130.
- Gazel, A. B., A. J. De Menezes, e A. C. De Carvalho. 1996. Teores de micronutrientes em folhas de gravioleira (*Annona muricata* L.). *In: Memoria del XIV Congreso Brasileiro de Fruticultura. Resumos.* CURITIBA-PR, Brasil. p. 244.
- George, A. P., and R. J. Nissen. 1987. The effects of day/night temperatures on growth and dry matter production of custard apple (*Annona cherimola* x *Annona squamosa*) cv. African Pride. *Scientia Horticulturae* 31: 269-274.
- Gijsman, A. J., J. Floris, M. van Noordwijk, and G. Brouwer. 1991. An inflatable minirhizotron system for root observations with improved soil/tube contact. *Plant Soil* 134: 261-269.
- González, E., L. Luna, R. Moreno, I. de la Cruz, y P. Barajan. 1999a. Distribución del género *Annona* según Fries, 1937. *In: Memoria del II Congreso Internacional de Anonáceas.* Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México. p. 85.
- González, A., T. Alfaro, L. Luna, I. de la Cruz, y M. Martínez. 1999b. Liriodenina durante dos etapas de la germinación de *Annona lutescens* Saff. *In: Memoria del II Congreso Internacional de Anonáceas.* Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México. pp: 77-78.
- Goss, M. J. 1977. Effect of mechanical impedance on growth of seedlings. *Journal Experimental Botany* 28: 96-111.
- Greacen, E. L. 1986. Root response to soil mechanical properties. *In: Transactions of the 13th Congress of the I.S.S.S.* Hamburg, Germany. Vol. 5: 20-47.
- Greathouse, D. C., W. M. Laetsch, and B. O. Phinney. 1971. The shoot-growth rhythm of a tropical tree *Theobroma cacao*. *American Journal of Botany* 58 (4): 281-286.
- Hackett, C., and J. Carolane. 1982. *Edible Horticultural Crops. A Compendium of Information on Fruit, Vegetable, Spice and Nut Species.* Academic Sydney. pp: 112-330.
- Hallé, F., R. A. Oldeman, and P. B. Tomlinson. 1978. *Tropical Trees and Forest: An Architectural Analysis.* Springer Verlag, New York, EEUU. 673 pp.

- Hayat, M. A., and J. E. Canrigh. 1968. The development anatomy of the annonaceae. I. Well developed seedling structure. *The Botanic Gazeta* 129 (3): 193-205.
- Havlin, J. L., J. D. Beaton, S. L. Tisdale, and W. L. Nelson. 1999. *Soil Fertility and Fertilizers: An Introduction to Nutrient Management*. Prentice Hall. 6 edition in England and Wales. 499 pp.
- Hernández, M., A. Ríos, E. Vidal, y L. Marroquín. 1999. Efectos de giberelinas y sustrato sobre la germinación de semillas de chincuya (*Annona purpurea* Moc & Sesse). *In: Memoria del II Congreso Internacional de Anonáceas*. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México. pp: 81-82.
- Hobbie, L., and M. Estelle. 1994. Genetic approaches to auxin action. *Plant Cell and Environment* 17: 525-540.
- Iglesias, A., y L. A. Sánchez. 1985. Propagación del guanábano (*Annona muricata* L.), por medio del injerto sobre diferentes patrones de anonáceas. *Acta Agronómica* 35 (3): 53-58.
- Infante G., S., y G. Zárate de L. 1990. *Métodos Estadísticos: un Enfoque Interdisciplinario*. Ed. Trillas, 2ª edición. México. 643 pp.
- Jenik, J. 1978. Roots and root systems in tropical trees: morphologic and ecologic aspects. *In: Tropical Trees as Living Systems*. Tomlinson, P. B., and M. H. Zimmermann (eds). Cambridge University Press, Cambridge. pp: 323-349.
- Jourdan, C., and H. Rey. 1997. Architecture and development of the oil-palm (*Elaeis guineensis* Jacq.) root system. *Plant and Soil* 189: 33-48.
- Jourdan, C., N. Michaux-Ferrière, and G. Perbal. 2000. Root system architecture and gravitropism in the oil palm. *Annals of Botany* 85: 861-868.
- Kennard, W., and H. F. Winsters. 1960. *Some Fruits and Nuts of the Tropics*. Agr. Res. Ser. Pub. USDA, Washington, EEUU. 801 pp.
- Kobayashi, H. 1977. Studies of physical interaction of forage roots on grassland soil: 1. Root system distribution and mechanical strength of forage grass roots. *Journal Japanese Society Grassland Science* 23: 135-139.
- Kolesnikov, V. 1971. *The Root System of Fruit Trees*: Izdatelstvo Mir, Moscow. 269 pp.
- Kozlowski, T. T. 1971. *Growth and Development of Trees*. Vol. 11. Academic Press. New York, EEUU. 514 pp.

- Kozlowski, T., P. Kramer, and S. Pallardy. 1991. *The Physiological Ecology of Woody Plants*. Academic Press, Inc. San Diego, California, EEUU. 657 pp.
- Kramer, S., R. Achricht, y G. Friedrich. 1984. *Fruticultura*. Trad. Diorky. Ed. CECSA. México. pp: 37-40.
- Ku, N. R., C. M. Tucuch, V. J. Estrada, P. A. Palacios, A. J. Rodríguez, P. J. Díaz, B. J. Sánchez, y J. G. Ramírez. 2005. *Determinación del Potencial Productivo para el Cultivo de Maíz en el Estado de Campeche*. Folleto Técnico. Campo Experimental Edzná. CIR-Sureste. INIFAP. SAGARPA. 18 pp.
- Kuehny, J. S., and M. C. Halbrooks. 1993. Episodic whole plant growth patterns in *Ligustrum*. *Physiologia Plantarum* 89: 33-39.
- Larqué-Saavedra, A., y C. Trejo-López. 1990. *El Agua en las Plantas: Manual de Prácticas de Fisiología Vegetal*. Ed. Trillas. D. F., México. 88 pp.
- Leal, F. 1970. Notas sobre la guanábana (*Annona muricata* L.) en Venezuela. *Proc. Trop. Reg. American Society Horticultural Science* 14: 118-121.
- Lemos, E. 1996. *Experimentos en Micropropagacão e Organogênese ha Graviola (Annona muricata)*. EDUCAF. Maceio, Halagaos, Brasil. 42 pp.
- Little M., T., y F. J. Hills. 1979. *Métodos estadísticos para la investigación en la agricultura*. Ed. Trillas. D. F., México. p. 235.
- López, J., J. de Almeida, e M. Assunção. 1982. Preservação do poder germinativo de sementes da graviolas (*Annona muricata* L.) sob diferentes temperaturas e tipos de embalagens. *Proc. Trop. Reg. American Society Horticultural Science* 25: 267-274.
- Lynch, J. 1995. Root architecture and plant productivity. *Plant Physiology* 109: 7-13.
- Manica, I. 1994. *Fruticultura-Cultivo das Anonáceas: Ata, Cherimoólia e Graviola*. EVANGRAF Editora. Porto Alegre, Brasil. 116 pp.
- Manica, I. 1997. Taxionomia, morfología e anatomía. *In: Anonáceas: Produção e Mercado (Pinha, Graviola, Atemóia e Cherimólia)*. Reboucas, S. J., I. Vilas B., O. Magalhaes M., e T. Hojo R. (eds). UESB. Bahía, Brasil. pp: 20-35.
- Margulis, L., and K. Schwartz. 1998. *Five Kingdoms: An Illustrated Guide to the Phyla of Life on Earth*. W. H. Freeman & Company, 3er edition. 520 pp.
- Mazzani, B., A. Martínez, y J. Allievi. 1971. Emergencia de plántulas y longitud de hipocótilo en cuatro variedades de ajonjolí sembradas a diferentes profundidades. *Agronomía Tropical* 21 (1): 11-15.

- McCoy, E. L., and L. Boersma. 1986. Dynamic equations of axial root growth from the empirical solution of a mechanistic model. *Botanica Gazeta* 147: 383-391.
- Meza, N., y D. Bautista. 1999. Estimación del área foliar en plantas jóvenes de níspero (*Manilkara achras* [Miller] Fosberg) sometidas a dos ambientes de luz. *Bioagro* 11 (1): 24-28.
- Milford, M. H. 1997. *Soils and Soils Science: Laboratory Exercises*. 4th Edition. Texas A&M University. Kendall/Hunt Publishing Company. Dubuque, Iowa, EEUU. pp: 10-40.
- Minessy, F. A., M. A. Barakat, and E. M. El-Azab. 1971. Effect of some soil properties on root and top growth and mineral content of Washington Navel orange and Balady mandarin. *Plant and Soil* 34: 1-15.
- Moreno, J. A. 2005. *El Cultivo de la Guanábana en Tabasco*. Secretaría de Desarrollo Agropecuario, Forestal y de Pesca. Tabasco, México. pp: 2-7.
- Morton, J. 1987. Soursop. *In: Fruits of Warm Climates*. Miami, Florida, EEUU. pp: 75-80.
- Nakasone, H. Y., and R. E. Paull. 1999. Tropical Fruits. *Crop Production Science in Horticulture 7*. CAB International. EEUU. pp: 45-75.
- Negreiros, J. R. da S., L. R. Braga, V. de S. Álvares, and C. H. Bruckner. 2004. Influence of substrates on soursop rootstock production. *Ciência e Agrotecnologia* 28 (3): 530-536.
- Neufeld, H. S., D. M. Durall, P. M. Rich, and D. T. Tingey. 1989. A rootbox for quantitative observations on intact entire root systems. *Plant and Soil* 117 (2): 295-298.
- Nobre, R., P. Fernandes, H. Raj, F. de Seixas, I. Becerra, e M. Tavares. 2003. Germinação e formação de mudas enxertadas de gravioleira sob estresse salino. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira* 38 (12): 1365-1371.
- Ochse, J. J., M. J. Soule, M. J. Dijkman, y C. Wehlborg. 1965. *Cultivo y Mejoramiento de Plantas Tropicales y Subtropicales*. Vol. II. Trad. Blacklker V. A. Ed. Limusa, México. pp: 616-634.
- Ogden, M. A., C. W. Campbell, and S. P. Lara. 1981. Grafting annonas in southern Florida. *Proc. Fla. State Horticultural Society* 94: 355-358.
- Ojeda, M., B. Schaffer, and F. S. Davies. 2004. Soil temperature, physiology, and growth of containerized *Annona* species. *Scientia Horticulturae* 102 (2): 243-255.

- Otero S., M. A. 2005. Fenología, fisiología y producción de ilama (*Annona diversifolia* Saff.). Tesis de Doctor en Ciencias. Colegio de Postgraduados, Montecillo, México. pp: 10-22.
- Pacheco-Martínez, J. I., y L. A. Alonzo-Salomón. 2003. Caracterización del material calizo de la formación Carrillo Puerto en Yucatán. *Ingeniería* 7 (1): 7-19.
- Pagès, L., J. Kervella, and J. Chadoeuf. 1993. Development of the root system of young peach trees (*Prunus persica* L. Batsch): a morphological analysis. *Annals of Botany* 71: 369-375.
- Pavlis, J., and J. Jenik. 2000. Roots of pioneer trees in the Amazonian rain forest. *Trees-Structure and Function* 14 (8): 442-455.
- Peat, H. J., and A. H. Fitter. 1993. The distribution of arbuscular mycorrhizas in the British flora. *New Phytologist* 125: 845-854.
- Pinto, A., e J. Genú. 1984. Contribuc o estudo técnico científico da graviola (*Annona muricata* L.). *In: Anais do II Congresso Brasileiro de Fruticultura* 2: 529-546.
- Pinto, A., M. C. R. Cordeiro, S. R. M. de Andrade, F. R. Ferreira, H. A. de C. Filgueiras, R. E. Alves, and D. I. Kinpara. 2005. *Annona* Species. International Centre for Underutilised Crops. University of Southampton, UK. pp: 3-32.
- Pomerleau, R., and N. Lortie. 1962. Relationships of dieback to the rooting depth of white birch. *Forest Science* 8: 219-224.
- Ponce, J. M. 1977. Multiplicaci n por injerto de la guanábana (*Annona muricata* L.). Tesis de Licenciatura. Escuela Nacional de Agricultura, Chapingo, México. 66 pp.
- Popenoe, W. 1974. *Manual of Tropical and Subtropical Fruits* 10th Printing. Hafner. New York, EEUU. pp: 182-186.
- Quirós, J., y C. Barahona. 1988. Efecto del anillado de p as, embolsado y agobio de patrones sobre la injertación de guanábanos. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Heredia, Costa Rica. pp: 41-43.
- Rasai, S., A. George, and A. Kantharajah. 1995. Tissue culture of *Annona* spp. (cherimoya, atemoya, sugar apple and soursop): A review. *Scientia Horticulturae* 62 (1-2): 1-14.
- Rose, D. A. 1983. The description of the growth of root systems. *Plant and Soil* 75: 405-415.

- Ruiz, S. E., y L. Morett, A. 1999. Las Anonas en el México Prehispánico. DINTEL y Universidad Autónoma Chapingo, México. 7: 55.
- Russell, R. S., and M. J. Goss. 1974. Physical aspects of soil fertility: the response of roots to mechanical impedance. *Netherlands Journal Agricultural Science* 22: 305-318.
- Salisbury, F. B., y C. W. Ross. 1994. Fisiología Vegetal. Trad. de González, V. V., y M. R. Palacios. Grupo Editorial Iberoamérica S. A., de C. V., D. F., México. 759 pp.
- Sanewski, G. M. 1991. Custard Apples - Cultivation and Crop Protection. Information Series Q190031. Queensland Department of Primary Industry, Brisbane. Australia. pp: 2-7.
- SAS (Statistical Analysis System Institute, Inc). 2002. Introduction to SAS Methods (Version 8.1-8e). Cary, North Carolina, EEUU. 117 pp.
- Sierralta, L. de S., M. Ramírez, y D. Medina. 1999. Comparación de métodos de explantes de *Annona muricata* L. *In: Memoria del II Congreso Internacional de Anonáceas*. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México. p. 84.
- Silva, H., A. Q. Silva, A. T. Cavalcante, e A. E. Malavolta. 1984. Composição mineral das folhas de algumas fruteiras do Nordeste. *In: Congreso Brasileiro de Fruticultura. Anais....Florianópolis, SBF/EMPASC, 1: 320/25.*
- Simons, J. 1942. The soursop and its culture. *Boletín Bimestral de la Estación Agrícola de la Universidad de Puerto Rico* 2: 7-8.
- Siqueira, J., E. Eurico, y R. Inecco. 1997. Efecto de la concentración de ácido indolbutírico en el enraizamiento de estacas de guanábana (*Annona muricata* L.). *In: Memoria del I Congreso Internacional de Anonáceas*. Universidad Autónoma Chapingo, México. pp: 204-209.
- Soil Survey Staff. 1999. Soil Taxonomy: A Basic System of Soil Classification for Making and Interpreting Soil Surveys. Agriculture Handbook No. 436. 2a Ed. Natural Resource Conservation Service. USDA, Washington, EEUU. 869 pp.
- Souza, C., F. Correa, V. Mendonca, and G. de Carvalho. 2003. Growing of soursop seedlings (*Annona muricata* L.) in substrate with simple superphosphate and earthworm. *Revista Brasileira de Fruticultura* 25 (3): 453-456.
- Stark, J. M. 1994. Causes of soil nutrient heterogeneity at different scales. *In: Exploitation of Environmental Heterogeneity by Plants*. Caldwell, M. M., and R. W. Pearcy (eds). Academic Press, San Diego, EEUU. pp: 255-284.

- Sturrock, D. 1959. Fruits for Southern Florida. Horticultural Books. (ed.) Stuart, Florida, EEUU. pp: 63-65.
- Tavora, F. J., E. da C. Lima, and F. F. Hernandez. 2004. Mineral composition of roots, stems and leaves of young soursop plants under saline stress. *Revista Ciencia Agronómica* 35 (1): 44-51.
- Thaler, P., and L. Pagès. 1996. Root apical diameter and root elongation rate of rubber seedlings (*Hevea brasiliensis*) show parallel responses to photoassimilate availability. *Physiologia Plantarum* 97: 365-371.
- Thornley, J. H. M. 1998. Modelling shoot/root relations: the only way to forward? *Annals of Botany* 81: 165-171.
- Turrent-Fernández, A., R. Camas-Gómez, A. López-Luna, M. Cantú-Almaguer, J. Ramírez-Silva, J. Medina-Méndez, y A. Palafox-Caballero. 2004. Producción de maíz bajo riego en el sur-sureste de México. I. Análisis agronómico. *Agricultura Técnica en México* 30: 153-167.
- Utsunomiya, N., and H. Higuchi. 1996. Effects of irradiance level on the growth and photosynthesis of cherimoya, sugar apple and soursop seedlings. *Environment Control in Biology* 34 (3): 201-207.
- Vavílov, N. I. 1994. México y Centroamérica como centro básico de origen de las plantas cultivadas del nuevo mundo. Trads. E. Grikovskaia y R. Ortega. *Revista de Geografía Agrícola* 20: 15-34.
- Vázquez, R., C. González, R. Ferrera, J. Tun, y L. Pinzón. 1999. Sustratos e inoculación micorrízica en plántulas de guanábana (*Annona muricata* L.) en vivero. *In: Memoria del II Congreso Internacional de Anonáceas*. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México. pp: 83-84.
- Vester H., F. M. 1997. The trees and the forest. The role of the architecture in canopy development; a case study in secondary forest (Araracuara, Colombia). Tesis (Ph. D.). Universiteit van Amsterdam, Holanda. 180 pp.
- Vidal H., L. 1982. El Cultivo de la Guanábana en México. SARH. CONAFRUT. Xalapa, Veracruz, México. 51 pp.
- Vidal H., L. 1994. Importancia y distribución de las anonáceas en México. *In: Memoria del VII Curso de Actualización Frutícola "La Fruticultura y sus Perspectivas para el Siglo XXI"*. CICTAMEX, S. C. México. pp: 80-101.
- Vidal H., L. 1997. Compatibilidad vegetativa de la guanábana *Annona muricata* 'sin fibra' sobre diversos portainjertos de anonáceas. *In: Memoria del I Congreso Internacional de Anonáceas*. Universidad Autónoma Chapingo, México. p. 27.

- Vidal H., L., y D. Nieto. 1997. Diagnóstico técnico y comercial de la guanábana en México. *In: Memoria del I Congreso Internacional de Anonáceas*. Universidad Autónoma Chapingo, México. pp: 1-18.
- Vidal-Hernández, L., A. Villegas-Monter, E. García-Villanueva, E. Becerril-Román, y R. Mosqueda-Vázquez. 2000. Relaciones anatómicas y compatibilidad de *Annona muricata* L. 'sin fibra' injertada sobre diversas anonáceas. *Revista Chapingo, Serie Horticultura* 6 (1): 89.
- Vidal L., E., y L. Marroquín. 2003. Germinación y vigor de semilla de ilama zorro (*Annona sp.*). *In: Memoria del VI Congreso Nacional Agronómico. Por una Revaloración del Campo Mexicano*. Ayala-Sánchez, C.; J. Pérez-Nieto, y J. Mejía- Muñoz (eds.). Universidad Autónoma Chapingo, México.
- Waisel, Y., A. Eshel, and U. Kafkafi. 1996. *Plant Roots: the Hidden Half*. 2nd. Ed., Marcel Dekker, Inc., EEUU. pp: 1-272.
- Wang, S., and T. Boulard. 2000. Predicting the microclimate in a naturally ventilated plastic house in a mediterranean climate. *J. Agr. Eng. Res.* 75: 27-38.
- Wareing, P., and J. Phillips. 1981. *Growth and Differentiation in Plants*. Pergamont Press. Oxford, England. 339 pp.
- Wilson, J., A. W. Robards, and M. J. Goss. 1977. Effects of mechanical impedance on root growth in barley (*Hordeum vulgare* L.): 2. Effects on cell development in seminal roots. *Journal of Experimental Botany* 28 (5): 1216-1227.
- Wulschleger S. D., J. P. Lynch, and G. M. Berntson. 1994. Modelling the belowground response of plants and soil biota to edaphic and climatic change- What can we expect to gain? *Plant and Soil* 165:149-160.
- Yamada, M., T. Hidaka, and H. Fukamachi. 1996. Heat tolerance in leaves of tropical fruit crops as measured by chlorophyll fluorescence. *Scientia Horticulturae* 67 (1-2): 39-48.
- Zárate, E., y J. González. 1999. *Manual de Aplicación del Análisis de Riesgos, Identificación y Control de los Puntos Críticos en la Industria de Agua Purificada*. Secretaria de Salud. D. F., México. pp: 23-27.
- Zobel, R. W. 1983. Midwest soybean rhizobotanical survey. *Soybean Genet Newsletter* 10: 96-101.
- Zobel, R. W. 1986. Rhizogenetics (root genetics) of vegetable crops. *Hortscience* 21: 956-959.

8. ANEXOS

Anexo A-1. Fabricación casera de los minirrizotrones utilizados en campo (Experimento 1: Quintana Roo) e invernadero (Experimento 2: Estado de México).

Los minirrizotrones fueron contruidos de manera sencilla, utilizando diversos materiales prácticos y fáciles de conseguir. Para cada experimento se necesitó lo siguiente: 98 envases transparentes de refresco de 2.5 litros, cinta canela color transparente, navaja, tijeras, malla sintética color claro, ligas, marcador indeleble y bolsas de polietileno color negro. A los envases se les cortó la parte superior (cuello y boquilla) y con cada dos envases se formó un solo recipiente, los cuales se unieron insertándolos entre si y pegándolos con la cinta canela transparente. Se perforaron los envases, con clavos calientes, haciendo cuatro orificios en la base. Se cortó la malla a la medida del envase y se puso interiormente en doble capa, sosteniéndola por su parte superior y exteriormente con ligas. Se rotularon los recipientes con el marcador indeleble. Se llenaron los recipientes con cada tipo de suelo. Se colocaron las plantas entre la pared del recipiente y la malla y finalmente se taparon exteriormente con polietileno negro.

Cuadro A-2. Composición y características del sustrato a base de turba, premier pro-mix VTF®.

Determinación (unidad)	Resultado [†]
Fertilidad	alta
Color	café claro
Textura	gruesa
Materia orgánica (%)	>9
pH en H ₂ O (1:2)	6.5
Densidad real (g·cm ³)	0.80
Densidad aparente (g·cm ³)	0.13
Porosidad (%)	84
Retención de humedad (%)	43
Otros materiales que contiene	Vermiculita en granulación fina; piedra caliza dolomítica y calcita como reguladores de pH; agente humectante.
Cultivos recomendados	Hortalizas, frutas y tabaco.
Presentación	Sacos comprimidos de 107 litros

[†] Fuente: www.premierhort.com (junio 2007).

Cuadro A-3. Longitud radical (cm) de la raíz principal del guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades.

En campo [†]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	7	12	9.92 c [§]	3.34	1.83
Luvisol (yaaxhom)	7	14.2	31.5	21.07 bc	45.42	6.74
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	20.2	35.9	30.10 ab	25.10	5.01
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	23.6	37.5	29.50 ab	29.70	5.45
Rendzina (áak'alché)	7	0	37	27.68 b	141.61	11.90
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	0	36.2	23.35 bc	221.41	14.88
Premier pro-mix VFT® (turba)	7	31	35.6	32.25 a	1.93	1.39
C. V. (%)				28.07		
DMSH				2.80		
En invernadero [¶]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	0	21	7.87 c	84.64	9.20
Luvisol (yaaxhom)	7	0	20	10.75 bc	35.28	5.94
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	0	29.5	18.07 bc	152.76	12.36
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	10	17	11.92 bc	14.44	3.80
Rendzina (áak'alché)	7	5.5	29.5	21.28 b	57.45	7.58
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	11.5	32	24.50 a	40.32	6.35
Premier pro-mix VFT® (turba)	7	0	34	18.00 bc	171.34	13.09
C. V. (%)				58.11		
DMSH				3.11		

[†] En campo (Experimento 1: Quintana Roo); [¶] En invernadero (Experimento 2: Estado de México). N = número de repeticiones; S² = varianza; S = desviación estándar; C. V. = coeficiente de variación; DMSH = diferencia mínima significativa honesta. [§] Medias con la misma letra en una columna son estadísticamente iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una P ≤ 0.05.

Cuadro A-4. Diámetro radical (mm) de la raíz principal del guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades.

En campo [†]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	1	1.4	1.14 b [§]	0.01	0.14
Luvisol (yaaxhom)	7	1.8	2.7	2.05 ab	0.11	0.34
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	1.4	2.9	1.98 ab	0.23	0.48
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	1.1	3.9	2.34 a	0.57	0.76
Rendzina (áak'alché)	7	0	2.4	1.67 ab	0.62	0.79
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	0	1.8	1.11 b	0.51	0.72
Premier pro-mix VFT® (turba)	7	1.8	2.2	2.01ab	0.06	0.26
C. V. (%)				30.09		
DMSH				0.75		
En invernadero [¶]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	0	1.14	0.43 b	0.25	0.50
Luvisol (yaaxhom)	7	0	2.06	1.04 ab	0.33	0.58
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	0	1.75	0.76 ab	0.31	0.56
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	0.82	2.12	1.29 a	0.16	0.41
Rendzina (áak'alché)	7	0.31	1.25	0.78 ab	0.10	0.33
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	0.48	1.24	0.82 ab	0.10	0.33
Premier pro-mix VFT® (turba)	7	0	1.74	0.87 ab	0.40	0.64
C. V. (%)				61.90		
DMSH				0.74		

[†] En campo (Experimento 1: Quintana Roo); [¶] En invernadero (Experimento 2: Estado de México). N = número de repeticiones; S² = varianza; S = desviación estándar; C. V. = coeficiente de variación; DMSH = diferencia mínima significativa honesta. [§] Medias con la misma letra en una columna son estadísticamente iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una P ≤ 0.05.

Cuadro A-5. Número de raíces desarrolladas en el guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades.

En campo [†]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	9	15	11.70 c [§]	5.61	2.37
Luvisol (yaaxhom)	7	18	42	30.98 bc	75.34	8.68
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	36	56	42.84 ab	48.02	6.93
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	35	61	44.84 a	68.89	8.30
Rendzina (áak'alché)	7	12	52	37.12 bc	133.63	11.56
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	9	49	31.99 bc	216.67	14.72
Premier pro-mix VFT® (turba)	7	29	54	39.70 b	86.67	9.31
C. V. (%)				26.22		
DMSH				3.21		
En invernadero [¶]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	6	16	9.13 c	9.24	3.04
Luvisol (yaaxhom)	7	2	27	8.70 c	59.29	7.70
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	1	22	11.27 b	54.76	7.40
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	7	17	10.56 b	13.03	3.61
Rendzina (áak'alché)	7	7	14	10.14 b	5.80	2.41
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	6	23	14.27 a	38.93	6.24
Premier pro-mix VFT® (turba)	7	5	19	11.53 b	23.04	4.80
C. V. (%)				47.24		
DMSH				2.42		

[†] En campo (Experimento 1: Quintana Roo); [¶] En invernadero (Experimento 2: Estado de México). N = número de repeticiones; S² = varianza; S = desviación estándar; C. V. = coeficiente de variación; DMSH = diferencia mínima significativa honesta. [§] Medias con la misma letra en una columna son estadísticamente iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una P ≤ 0.05.

Cuadro A-6. Longitud del tallo (cm) del guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades.

En campo [†]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	11	14.5	12.95 c [§]	0.98	0.99
Luvisol (yaaxhom)	7	10.1	17.2	14.28 b	5.42	2.33
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	13.1	19.2	16.85 a	4.12	2.03
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	8.5	20.5	15.81 ab	15.52	3.94
Rendzina (áak'alché)	7	12.2	20.3	15.02 b	6.05	2.46
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	12.5	19.5	15.90 ab	5.95	2.44
Premier pro-mix VFT® (turba)	7	12.5	15.8	14.48 b	1.39	1.18
C. V. (%)				14.39		
DMSH				1.59		
En invernadero [¶]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	1	9.8	5.75 c	11.97	3.46
Luvisol (yaaxhom)	7	1	12.8	8.27 b	12.04	3.47
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	1.8	15	9.51 b	20.16	4.49
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	8.4	13.3	10.32 ab	2.46	1.57
Rendzina (áak'alché)	7	7.5	14.3	10.52 ab	6.60	2.57
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	4.6	16.5	11.61 a	12.25	3.50
Premier pro-mix VFT® (turba)	7	2.2	13.9	9.95 ab	19.53	4.42
C. V. (%)				37.64		
DMSH				1.97		

[†] En campo (Experimento 1: Quintana Roo); [¶] En invernadero (Experimento 2: Estado de México). N = número de repeticiones; S² = varianza; S = desviación estándar; C. V. = coeficiente de variación; DMSH = diferencia mínima significativa honesta. [§] Medias con la misma letra en una columna son estadísticamente iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una P ≤ 0.05.

Cuadro A-7. Diámetro máximo del tallo (mm), en el cuello del eje principal, del guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades.

En campo [†]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	2	2.1	2.04 b [§]	0.00	0.04
Luvisol (yaaxhom)	7	2.4	4.2	3.41 a	0.29	0.54
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	2.5	3.6	3.24 ab	0.10	0.32
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	2	4	3.05 ab	0.39	0.63
Rendzina (áak'alché)	7	0	3.4	2.57 ab	1.18	1.09
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	0	4.8	2.45 b	2.72	1.65
Premier pro-mix VFT® (turba)	7	2.2	4.1	3.04 ab	0.51	0.72
C. V. (%)				25.96		
DMSH				0.91		
En invernadero [¶]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	0	3.4	1.28 b	2.13	1.46
Luvisol (yaaxhom)	7	0	4.1	2.62 ab	1.41	1.19
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	0	2.9	1.97 b	1.51	1.23
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	2.5	3.4	2.88 ab	0.12	0.36
Rendzina (áak'alché)	7	2.2	3.7	3.13 a	0.26	0.51
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	2.5	3.6	2.97 ab	0.10	0.33
Premier pro-mix VFT® (turba)	7	0	3.5	2.30 ab	2.13	1.46
C. V. (%)				46.45		
DMSH				1.04		

[†] En campo (Experimento 1: Quintana Roo); [¶] En invernadero (Experimento 2: Estado de México). N = número de repeticiones; S² = varianza; S = desviación estándar; C. V. = coeficiente de variación; DMSH = diferencia mínima significativa honesta. [§] Medias con la misma letra en una columna son estadísticamente iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

Cuadro A-8. Longitud del hipocótilo (cm), del cuello al nudo cotiledonar, del guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades.

En campo [†]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	3.8	3.9	3.82 c [§]	0.00	0.04
Luvisol (yaaxhom)	7	5.7	8.5	7.44 a	1.29	1.14
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	6	8.7	7.12 ab	0.86	0.93
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	3.6	9.4	6.77 ab	5.24	2.29
Rendzina (áak'alché)	7	0	7.6	5.72 b	6.86	2.62
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	0	8.9	5.70 b	13.17	3.63
Premier pro-mix VFT® (turba)	7	5.7	8.7	6.72 ab	0.79	0.89
C. V. (%)				26.56		
DMSH				1.38		
En invernadero [¶]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	0	6.3	2.64 c	9.30	3.05
Luvisol (yaaxhom)	7	0	7.6	5.27 ab	5.42	2.33
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	0	7.4	4.50 b	8.82	2.97
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	4.4	7	5.88 ab	0.81	0.90
Rendzina (áak'alché)	7	4.5	7.5	5.95 ab	1.18	1.09
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	4	8	6.42 a	1.69	1.30
Premier pro-mix VFT® (turba)	7	0	8	5.05 ab	10.49	3.24
C. V. (%)				49.03		
DMSH				1.57		

[†] En campo (Experimento 1: Quintana Roo); [¶] En invernadero (Experimento 2: Estado de México). N = número de repeticiones; S² = varianza; S = desviación estándar; C. V. = coeficiente de variación; DMSH = diferencia mínima significativa honesta. [§] Medias con la misma letra en una columna son estadísticamente iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una P ≤ 0.05.

Cuadro A-9. Número de entrenudos desarrollados en el guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades.

En campo [†]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	4	5	4.14 c [§]	0.39	0.63
Luvisol (yaaxhom)	7	4	9	7.42 bc	2.78	1.67
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	9	13	11.00 ab	2.28	1.51
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	8	14	11.42 a	4.20	2.05
Rendzina (áak'alché)	7	5	11	9.42 b	3.64	1.91
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	5	14	9.71 b	6.45	2.54
Premier pro-mix VFT® (turba)	7	7	13	9.57 b	4.20	2.05
C. V. (%)				19.60		
DMSH				1.43		
En invernadero [¶]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	0	8	2.85 c	11.22	3.35
Luvisol (yaaxhom)	7	0	8	4.57 b	6.20	2.49
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	0	9	5.85 ab	14.06	3.75
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	5	8	6.85 ab	1.25	1.12
Rendzina (áak'alché)	7	0	8	6.42 ab	7.07	2.66
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	0	11	7.28 a	10.75	3.28
Premier pro-mix VFT® (turba)	7	0	9	5.71 ab	13.32	3.65
C. V. (%)				57.47		
DMSH				1.83		

[†] En campo (Experimento 1: Quintana Roo); [¶] En invernadero (Experimento 2: Estado de México). N = número de repeticiones; S² = varianza; S = desviación estándar; C. V. = coeficiente de variación; DMSH = diferencia mínima significativa honesta. [§] Medias con la misma letra en una columna son estadísticamente iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una P ≤ 0.05.

Cuadro A-10. Yemas axilares brotadas en el guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades.

En campo [†]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	0	1	0.14 b [§]	0.10	0.33
Luvisol (yaaxhom)	7	0.85	1.57	1.13 a	0.04	0.21
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	0.78	1.71	1.10 ab	0.07	0.27
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	0.78	1.57	1.10 ab	0.05	0.24
Rendzina (áak'alché)	7	0	1.13	0.79 ab	0.16	0.41
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	0	1.07	0.76 ab	0.13	0.37
Premier pro-mix VFT® (turba)	7	0.78	1.35	1.07 ab	0.02	0.15
C. V. (%)				59.21		
DMSH				0.57		
En invernadero [¶]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	0	1.33	0.60 b	0.31	0.56
Luvisol (yaaxhom)	7	0	1	0.58 b	0.12	0.36
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	0	1.66	0.88 ab	0.11	0.34
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	0.8	1.73	1.21 a	0.08	0.29
Rendzina (áak'alché)	7	0	1.33	0.97 ab	0.17	0.42
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	0	1.46	0.95 ab	0.17	0.42
Premier pro-mix VFT® (turba)	7	0	1.20	0.77 ab	0.24	0.49
C. V. (%)				52.73		
DMSH				0.69		

[†] En campo (Experimento 1: Quintana Roo); [¶] En invernadero (Experimento 2: Estado de México). N = número de repeticiones; S² = varianza; S = desviación estándar; C. V. = coeficiente de variación; DMSH = diferencia mínima significativa honesta. [§] Medias con la misma letra en una columna son estadísticamente iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una P ≤ 0.05.

Cuadro A-11. Número de hojas con lámina expandida, desarrolladas en el guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades.

En campo [†]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	4	5	4.14 c [§]	0.39	0.63
Luvisol (yaaxhom)	7	4	9	7.42 bc	2.78	1.67
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	9	13	11.00 ab	2.28	1.51
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	8	14	11.42 a	4.20	2.05
Rendzina (áak'alché)	7	5	11	9.42 b	3.64	1.91
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	5	14	9.71 b	6.45	2.54
Premier pro-mix VFT [®] (turba)	7	7	13	9.57 b	4.20	2.05
C. V. (%)				19.60		
DMSH				1.43		
En invernadero [¶]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	0	8	2.85 c	11.22	3.35
Luvisol (yaaxhom)	7	0	8	4.57 b	6.20	2.49
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	0	9	5.85 ab	14.06	3.75
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	5	8	6.85 ab	1.25	1.12
Rendzina (áak'alché)	7	0	8	6.42 ab	7.07	2.66
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	0	11	7.28 a	10.75	3.28
Premier pro-mix VFT [®] (turba)	7	0	9	5.71 ab	13.32	3.65
C. V. (%)				57.47		
DMSH				1.83		

[†] En campo (Experimento 1: Quintana Roo); [¶] En invernadero (Experimento 2: Estado de México). N = número de repeticiones; S² = varianza; S = desviación estándar; C. V. = coeficiente de variación; DMSH = diferencia mínima significativa honesta. [§] Medias con la misma letra en una columna son estadísticamente iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una P ≤ 0.05.

Cuadro A-12. Área foliar total (cm²) de hojas maduras del guanábano en diferentes tipos de suelo y dos localidades.

En campo [†]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	10.4	28	17.79 c [§]	51.69	7.19
Luvisol (yaaxhom)	7	14.3	29.2	23.61 c	33.40	5.78
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	83	128.4	106.7 a	266.99	16.34
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	20.2	39	29.56 c	33.64	5.80
Rendzina (áak'alché)	7	19	42.6	31.76 c	58.52	7.65
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	47.6	137.9	90.19 bc	658.94	25.67
Premier pro-mix VFT® (turba)	7	47.3	88.1	66.75 bc	222.90	14.93
C. V. (%)				24.96		
DMSH				3.72		
En invernadero [¶]						
Tipos de suelo	N	Mínimo	Máximo	Media	S ²	S
Gleysol (saskab)	7	0	52	14.50 c	370.17	19.24
Luvisol (yaaxhom)	7	0	36	24.14 c	130.41	11.42
Vertisol crómico (k'áanKab)	7	0	135	64.07 bc	2456.19	49.56
Cambisol lítico (ka' Kab)	7	54	92	70.60 bc	196.84	14.03
Rendzina (áak'alché)	7	0	122	74.28 bc	1445.52	38.02
Fluvisol eútrico (franco limoso)	7	0	156.7	80.60 b	1921.94	43.84
Premier pro-mix VFT® (turba)	7	0	158	87.14 a	3424.59	58.52
C. V. (%)				64.17		
DMSH				6.25		

[†] En campo (Experimento 1: Quintana Roo); [¶] En invernadero (Experimento 2: Estado de México). N = número de repeticiones; S² = varianza; S = desviación estándar; C. V. = coeficiente de variación; DMSH = diferencia mínima significativa honesta. [§] Medias con la misma letra en una columna son estadísticamente iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una P ≤ 0.05.

Cuadro A-13. Características químicas del agua de riego utilizada en los experimentos con plantas de guanábano.

Determinación [†]	Agua de pozo (Noh-Bec, Quintana Roo)	Agua de garrafón (Colegio de Postgraduados, Edo. de México)
pH en H ₂ O (1:2)	8.5	7.21
Conductividad eléctrica (mMhos·cm)	120	196
Potasio (mg/l)	2.3	0.2
Calcio (mg/l)	166	2.1
Magnesio (mg/l)	15.4	0.4
Sodio (mg/l)	131	2.1
Aluminio (mg/l)	0.20	0.08
Carbonatos (mg/l)	200	35
Bicarbonatos (mg/l)	253	10.2
Sulfatos (mg/l)	12	15
Cloruros (mg/l)	2.67	0.7
Nitratos (mg/l)	1.6	1.8

[†] Laboratorio de suelos de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán-UNAM, 2007.

Cuadro A-14. Crecimiento acumulado (cm), por días transcurridos, del sistema radical del guanábano en minirrizotrones y siete tipos de suelo, en campo (Experimento 1: Quintana Roo).

Días	Gleysol (saskab)	Luvisol (yaaxhom)	Vertisol crómico (k'áanKab)	Cambisol lítico (ka' Kab)	Rendzina (áak'alché)	Fluvisol eútrico (franco limoso)	Premier pro- mix VFT® (turba)
0	6 [†]	2	1.9	2.5	1.6	3.2	2
7	6.8	2	1.9	2.5	1.6	3.2	2
14	7.8	2	1.9	2.5	1.6	3.2	2
21	7.8	2	2.4	2.5	1.6	4.7	2
28	7.8	2	2.9	4.7	2.6	8	3.8
35	7.8	2	3.4	6.7	4.1	13.5	6.8
42	7.8	3	5.6	9.7	9.4	17.7	10.8
49	7.8	4.8	9.1	18.3	14.5	20.8	15.1
56	7.8	6.3	14.6	22.1	22.2	22.8	19.1
63	7.8	8.3	19.1	27.8	23.8	25.1	22.5
70	7.8	14.2	20.8	29.1	26.3	27.5	25.5
77	7.8	18.7	21.3	30.3	29.5	29.7	29.5
84	7.8	21.7	23.1	30.8	30.7	30.5	31
91	7.8	24	26.6	31.8	32.7	33.2	32.6
95	7.8	25.6	29	33.5	37	36.2	35.6
IT [‡]	1.8	23.6	27.1	31	35.4	33	33.6

[†] Promedios obtenidos a partir de una muestra aleatoria de dos plantas por tratamiento (tipo de suelo), en la raíz principal de las plantas utilizando un vernier digital. [‡] Incremento total durante el experimento.

Cuadro A-15. Crecimiento acumulado (cm), por días transcurridos, de la parte aérea del guanábano en minirrizotrones y siete tipos de suelo, en campo (Experimento 1: Quintana Roo).

Días	Gleysol (saskab)	Luvisol (yaaxhom)	Vertisol crómico (k'áanKab)	Cambisol lítico (ka' Kab)	Rendzina (áak'alché)	Fluvisol eútrico (franco limoso)	Premier pro- mix VFT® (turba)
0	6 [†]	8	7.2	8	7.7	8.1	6.4
7	7.8	8	7.2	9.7	9	8.1	7.1
14	11.5	8.5	8.8	10.4	9.2	8.3	7.8
21	12	9.3	10.1	11.1	9.6	8.8	8
28	12	11.5	11.3	11.4	10	9.6	8
35	12	11.5	11.9	11.8	10.8	10.1	8.3
42	12	11.8	12.5	12.3	11.3	10.8	8.9
49	12	12	12.8	12.9	12.5	11.1	9.3
56	12	12.3	13.3	13.6	12.9	11.6	10
63	12	12.8	13.9	14.4	13.1	12	10.7
70	12	13	14.6	15.1	13.3	12.5	11.1
77	12	13.7	15.1	15.5	13.8	13.2	11.4
84	12	14	16	16.2	13.8	13.6	11.8
91	12	14.3	16.9	17.2	14	14.1	12
95	12	14.8	17.8	18.3	14.1	14.9	12.5
IT ^{††}	6	6.8	10.6	10.3	6.4	6.8	6.1

[†] Promedios obtenidos a partir de una muestra aleatoria de dos plantas por tratamiento (tipo de suelo), en el tallo principal de las plantas utilizando un vernier digital. ^{††} Incremento total durante el experimento.

Cuadro A-16. Crecimiento acumulado (cm), por días transcurridos, del sistema radical del guanábano en minirrizotrones y siete tipos de suelo, en invernadero (Experimento 2: Estado de México).

Días	Gleysol (saskab)	Luvisol (yaaxhom)	Vertisol crómico (k'áanKab)	Cambisol lítico (ka' Kab)	Rendzina (áak'alché)	Fluvisol eútrico (franco limoso)	Premier pro- mix VFT® (turba)
0	6 [†]	2	5	2.1	6	5.8	6
7	6.8	2.1	8	2.1	10.5	6.8	7
14	7.8	2.1	9.7	2.1	14.5	8.6	9.1
21	7.8	2.1	11.6	2.1	15.8	10.7	10.2
28	7.8	2.3	13.1	2.1	16.7	13.2	13.2
35	7.8	2.3	13.9	2.5	18.1	15.7	14.7
42	7.8	2.4	15.1	3	19.9	18.4	15.7
49	7.8	2.4	15.6	5	20.8	18.9	17.5
56	7.8	3.5	18.6	6.2	21.2	20.5	18.5
63	7.8	4	21.6	6.9	21.7	23	20.2
70	7.8	5.1	23.1	7.8	22.2	25.5	22
77	7.8	6.6	24.4	8.8	22.9	27.7	23.2
84	7.8	9.3	26.6	9.1	24.2	29.6	24.1
91	7.8	10.4	27.9	9.5	25.2	30.9	25.1
95	7.8	12	29.5	10	26	32	26
IT [¶]	1.8	10	24.5	7.9	20	26.2	20

[†] Promedios obtenidos a partir de una muestra aleatoria de dos plantas por tratamiento (tipo de suelo), en la raíz principal de las plantas utilizando un vernier digital. [¶] Incremento total durante el experimento.

Cuadro A-17. Crecimiento acumulado (cm), por días transcurridos, de la parte aérea del guanábano en minirrizotrones y siete tipos de suelo, en invernadero (Experimento 2: Estado de México).

Días	Gleysol (saskab)	Luvisol (yaaxhom)	Vertisol crómico (k'áanKab)	Cambisol lítico (ka' Kab)	Rendzina (áak'alché)	Fluvisol eútrico (franco limoso)	Premier pro- mix VFT® (turba)
0	3.4 [†]	3.2	5.3	4	6	6	7.5
7	3.4	3.2	5.3	4	6	7.5	7.5
14	3.5	3.2	6	4	6	8	7.6
21	3.5	3.5	6	4	6	8.2	7.6
28	3.5	4.1	6.4	5.6	6.9	9.5	8
35	3.5	4.8	7	6.5	9	11	8.5
42	3.5	5.4	8.4	6.9	9.3	11.6	8.8
49	3.5	6.2	9.5	7.7	9.5	12	9
56	3.5	6.8	10.2	8	9.9	13.2	9.8
63	3.5	7.4	11.5	8	11.2	14.5	10.5
70	3.5	7.7	11.9	8.3	11.9	14.9	10.9
77	3.5	8	12.6	8.7	12.5	15.3	11.8
84	3.5	8.2	13.1	9	13	16	13.5
91	3.5	8.3	13.3	9.3	13.3	16.3	13.8
95	3.5	8.5	13.5	9.4	13.3	16.5	13.9
IT [¶]	0.1	5.3	8.2	5.4	7.3	10.5	6.4

[†] Promedios obtenidos a partir de una muestra aleatoria de dos plantas por tratamiento (tipo de suelo), en el tallo principal de las plantas utilizando un vernier digital. [¶] Incremento total durante el experimento.

Cuadro A-18. Velocidad de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea del guanábano, desarrolladas en el suelo gleysol (saskab); en campo (Experimento 1: Quintana Roo) e invernadero (Experimento 2: Estado de México).

Tiempo (días)	Velocidad de crecimiento radical en E ₁ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento aéreo en E ₁ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento radical en E ₂ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento aéreo en E ₂ (cm·día ⁻¹)
0	-----	-----	-----	-----
7	0,97142857 [†]	1,114285714	0,971428571	0,485714286
14	0,557142857	0,821428571	0,557142857	0,25
21	0,371428571	0,571428571	0,371428571	0,166666667
28	0,278571429	0,428571429	0,278571429	0,125
35	0,222857143	0,342857143	0,222857143	0,1
42	0,185714286	0,285714286	0,185714286	0,083333333
49	0,159183673	0,244897959	0,159183673	0,071428571
56	0,139285714	0,214285714	0,139285714	0,0625
63	0,123809524	0,19047619	0,123809524	0,055555556
70	0,111428571	0,171428571	0,111428571	0,05
77	0,101298701	0,155844156	0,101298701	0,045454545
84	0,092857143	0,142857143	0,092857143	0,041666667
91	0,085714286	0,131868132	0,085714286	0,038461538
95	0,082105263	0,126315789	0,082105263	0,036842105

[†] Resultados obtenidos aplicando la ecuación $V = d / t$, a los promedios del crecimiento acumulado, en la raíz y tallo principal de las plantas de guanábano, para este tipo de suelo.

Cuadro A-19. Velocidad de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea del guanábano, desarrolladas en el suelo luvisol (yaaxhom); en campo (Experimento 1: Quintana Roo) e invernadero (Experimento 2: Estado de México).

Tiempo (días)	Velocidad de crecimiento radical en E ₁ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento aéreo en E ₁ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento radical en E ₂ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento aéreo en E ₂ (cm·día ⁻¹)
0	-----	-----	-----	-----
7	0,28571428 [†]	1,142857143	0,3	0,457142857
14	0,142857143	0,607142857	0,15	0,228571429
21	0,095238095	0,442857143	0,1	0,166666667
28	0,071428571	0,410714286	0,082142857	0,146428571
35	0,057142857	0,328571429	0,065714286	0,137142857
42	0,071428571	0,280952381	0,057142857	0,128571429
49	0,097959184	0,244897959	0,048979592	0,126530612
56	0,1125	0,219642857	0,0625	0,121428571
63	0,131746032	0,203174603	0,063492063	0,117460317
70	0,202857143	0,185714286	0,072857143	0,11
77	0,242857143	0,177922078	0,085714286	0,103896104
84	0,258333333	0,166666667	0,110714286	0,097619048
91	0,263736264	0,157142857	0,114285714	0,091208791
95	0,269473684	0,155789474	0,126315789	0,089473684

[†] Resultados obtenidos aplicando la ecuación $V = d / t$, a los promedios del crecimiento acumulado, en la raíz y tallo principal de las plantas de guanábano, para este tipo de suelo.

Cuadro A-20. Velocidad de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea del guanábano, desarrolladas en el suelo vertisol crómico (k'áanKab); en campo (Experimento 1: Quintana Roo) e invernadero (Experimento 2: Estado de México).

Tiempo (días)	Velocidad de crecimiento radical en E ₁ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento aéreo en E ₁ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento radical en E ₂ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento aéreo en E ₂ (cm·día ⁻¹)
0	-----	-----	-----	-----
7	0,27142857 [†]	1,028571429	1,142857143	0,757142857
14	0,135714286	0,628571429	0,692857143	0,428571429
21	0,114285714	0,480952381	0,552380952	0,285714286
28	0,103571429	0,403571429	0,467857143	0,228571429
35	0,097142857	0,34	0,397142857	0,2
42	0,133333333	0,297619048	0,35952381	0,2
49	0,185714286	0,26122449	0,318367347	0,193877551
56	0,260714286	0,2375	0,332142857	0,182142857
63	0,303174603	0,220634921	0,342857143	0,182539683
70	0,297142857	0,208571429	0,33	0,17
77	0,276623377	0,196103896	0,316883117	0,163636364
84	0,275	0,19047619	0,316666667	0,155952381
91	0,292307692	0,185714286	0,306593407	0,146153846
95	0,305263158	0,187368421	0,310526316	0,142105263

[†] Resultados obtenidos aplicando la ecuación $V = d / t$, a los promedios del crecimiento acumulado, en la raíz y tallo principal de las plantas de guanábano, para este tipo de suelo.

Cuadro A-21. Velocidad de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea del guanábano, desarrolladas en el suelo cambisol lítico (ka' Kab); en campo (Experimento 1: Quintana Roo) e invernadero (Experimento 2: Estado de México).

Tiempo (días)	Velocidad de crecimiento radical en E ₁ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento aéreo en E ₁ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento radical en E ₂ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento aéreo en E ₂ (cm·día ⁻¹)
0	-----	-----	-----	-----
7	0,35714285 [†]	1,385714286	0,3	0,571428571
14	0,178571429	0,742857143	0,15	0,285714286
21	0,119047619	0,528571429	0,1	0,19047619
28	0,167857143	0,407142857	0,075	0,2
35	0,191428571	0,337142857	0,071428571	0,185714286
42	0,230952381	0,292857143	0,071428571	0,164285714
49	0,373469388	0,263265306	0,102040816	0,157142857
56	0,394642857	0,242857143	0,110714286	0,142857143
63	0,441269841	0,228571429	0,10952381	0,126984127
70	0,415714286	0,215714286	0,111428571	0,118571429
77	0,393506494	0,201298701	0,114285714	0,112987013
84	0,366666667	0,192857143	0,108333333	0,107142857
91	0,349450549	0,189010989	0,104395604	0,102197802
95	0,352631579	0,192631579	0,105263158	0,098947368

[†] Resultados obtenidos aplicando la ecuación $V = d / t$, a los promedios del crecimiento acumulado, en la raíz y tallo principal de las plantas de guanábano, para este tipo de suelo.

Cuadro A-22. Velocidad de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea del guanábano, desarrolladas en el suelo rendzina (áak'alché); en campo (Experimento 1: Quintana Roo) e invernadero (Experimento 2: Estado de México).

Tiempo (días)	Velocidad de crecimiento radical en E ₁ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento aéreo en E ₁ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento radical en E ₂ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento aéreo en E ₂ (cm·día ⁻¹)
0	-----	-----	-----	-----
7	0,22857142 [†]	1,285714286	1,5	0,857142857
14	0,114285714	0,657142857	1,035714286	0,428571429
21	0,076190476	0,457142857	0,752380952	0,285714286
28	0,092857143	0,357142857	0,596428571	0,246428571
35	0,117142857	0,308571429	0,517142857	0,257142857
42	0,223809524	0,269047619	0,473809524	0,221428571
49	0,295918367	0,255102041	0,424489796	0,193877551
56	0,396428571	0,230357143	0,378571429	0,176785714
63	0,377777778	0,207936508	0,344444444	0,177777778
70	0,375714286	0,19	0,318571429	0,17
77	0,383116883	0,179220779	0,297402597	0,162337662
84	0,36547619	0,164285714	0,288095238	0,154761905
91	0,359340659	0,153846154	0,276923077	0,146153846
95	0,389473684	0,148421053	0,273684211	0,14

[†] Resultados obtenidos aplicando la ecuación $V = d / t$, a los promedios del crecimiento acumulado, en la raíz y tallo principal de las plantas de guanábano, para este tipo de suelo.

Cuadro A-23. Velocidad de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea del guanábano, desarrolladas en el suelo fluvisol eútrico (franco limoso); en campo (Experimento 1: Quintana Roo) e invernadero (Experimento 2: Estado de México).

Tiempo (días)	Velocidad de crecimiento radical en E ₁ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento aéreo en E ₁ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento radical en E ₂ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento aéreo en E ₂ (cm·día ⁻¹)
0	-----	-----	-----	-----
7	0,45714285 [†]	1,157142857	0,971428571	1,071428571
14	0,228571429	0,592857143	0,614285714	0,571428571
21	0,223809524	0,419047619	0,50952381	0,39047619
28	0,285714286	0,342857143	0,471428571	0,339285714
35	0,385714286	0,288571429	0,448571429	0,314285714
42	0,421428571	0,257142857	0,438095238	0,276190476
49	0,424489796	0,226530612	0,385714286	0,244897959
56	0,407142857	0,207142857	0,366071429	0,235714286
63	0,398412698	0,19047619	0,365079365	0,23015873
70	0,392857143	0,178571429	0,364285714	0,212857143
77	0,385714286	0,171428571	0,35974026	0,198701299
84	0,363095238	0,161904762	0,352380952	0,19047619
91	0,364835165	0,154945055	0,33956044	0,179120879
95	0,381052632	0,156842105	0,336842105	0,173684211

[†] Resultados obtenidos aplicando la ecuación $V = d / t$, a los promedios del crecimiento acumulado, en la raíz y tallo principal de las plantas de guanábano, para este tipo de suelo.

Cuadro A-24. Velocidad de crecimiento del sistema radical y de la parte aérea del guanábano, desarrolladas en el sustrato premier pro-mix VFT® (turba); en campo (Experimento 1: Quintana Roo) e invernadero (Experimento 2: Estado de México).

Tiempo (días)	Velocidad de crecimiento radical en E ₁ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento aéreo en E ₁ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento radical en E ₂ (cm·día ⁻¹)	Velocidad de crecimiento aéreo en E ₂ (cm·día ⁻¹)
0	-----	-----	-----	-----
7	0,28571428 [†]	1,014285714	1	1,071428571
14	0,142857143	0,557142857	0,65	0,542857143
21	0,095238095	0,380952381	0,485714286	0,361904762
28	0,135714286	0,285714286	0,471428571	0,285714286
35	0,194285714	0,237142857	0,42	0,242857143
42	0,257142857	0,211904762	0,373809524	0,20952381
49	0,308163265	0,189795918	0,357142857	0,183673469
56	0,341071429	0,178571429	0,330357143	0,175
63	0,357142857	0,16984127	0,320634921	0,166666667
70	0,364285714	0,158571429	0,314285714	0,155714286
77	0,383116883	0,148051948	0,301298701	0,153246753
84	0,369047619	0,14047619	0,286904762	0,160714286
91	0,358241758	0,131868132	0,275824176	0,151648352
95	0,374736842	0,131578947	0,273684211	0,146315789

[†] Resultados obtenidos aplicando la ecuación $V = d / t$, a los promedios del crecimiento acumulado, en la raíz y tallo principal de las plantas de guanábano, para este tipo de suelo.

Cuadro A-25. Valores más altos observados por variable sin diferencias significativas entre ellos, en cada tipo de suelo y en las dos condiciones experimentales estudiadas.

Exp. 1 [†]									
LR	DR	NR	LT	DT	LH	NE	YB	HE	AF
vertisol crómico	vertisol crómico	vertisol crómico	vertisol crómico	vertisol crómico	vertisol crómico	vertisol crómico	vertisol crómico	vertisol crómico	vertisol crómico
cambisol lítico	cambisol lítico	cambisol lítico	cambisol lítico	cambisol lítico	cambisol lítico	cambisol lítico	cambisol lítico	cambisol lítico	
premier pro-mix VFT®	premier pro-mix VFT®			premier pro-mix VFT®	premier pro-mix VFT®		premier pro-mix VFT®		
	luvisol			luvisol	luvisol		luvisol		
	rendzina			rendzina			rendzina		
			fluvisol eútrico				fluvisol eútrico		

Exp. 2 [‡]									
LR	DR	NR	LT	DT	LH	NE	YB	HE	AF
fluvisol eútrico	fluvisol eútrico	fluvisol eútrico	fluvisol eútrico	fluvisol eútrico	fluvisol eútrico	fluvisol eútrico	fluvisol eútrico	fluvisol eútrico	
	premier pro-mix VFT®		premier pro-mix VFT®	premier pro-mix VFT®	premier pro-mix VFT®	premier pro-mix VFT®	premier pro-mix VFT®	premier pro-mix VFT®	premier pro-mix VFT®
	cambisol lítico		cambisol lítico	cambisol lítico	cambisol lítico	cambisol lítico	cambisol lítico	cambisol lítico	
	rendzina		rendzina	rendzina	rendzina	rendzina	rendzina	rendzina	
	vertisol crómico					vertisol crómico	vertisol crómico	vertisol crómico	
	luvisol			luvisol	luvisol				

[†] Experimento 1: Quintana Roo (campo); [‡] Experimento 2: Estado de México (invernadero). LR = longitud radical; DR = diámetro radical; NR = número de raíces desarrolladas; LT = longitud del tallo; DT = diámetro del tallo; LH = longitud del hipocótilo; NE = número de entrenudos; YB = yemas axilares brotadas; HE = hojas con lámina expandida; AF = área foliar.