



Manual N°140

EL CULTIVO DE GUANÁBANA



EL NUEVO
ECUADOR

Instituto Nacional de
Investigaciones Agropecuarias

EL CULTIVO DE GUANÁBANA

Autores:

Ricardo Gonzalo Moreira Macías

Eduardo Fidel Héctor Ardisana

Fátima Magdalena Uguña Romero

Katherine Orbe Vergara

Elisa Quiala Mendoza

Angie Belén Moreira García

Myrian Juanita Arias Zambrano

Saúl Aníbal Mestanza Velasco

Jessica Daniela Zambrano Mero

Héctor Antonio Reyes Villón



EL NUEVO
ECUADOR 

Instituto Nacional de
Investigaciones Agropecuarias

**PRESIDENTE DE LA REPÚBLICA**

Daniel Noboa Azín

MINISTRO DE AGRICULTURA Y GANADERÍA

Daniilo Palacios

DIRECTOR EJECUTIVO INIAP

Raúl Jaramillo

DIRECTOR ESTACIÓN EXPERIMENTAL LITORAL SUR

Saúl Anibal Mestanza Velasco

AUTORES

Ricardo Gonzalo Moreira Macías
Eduardo Fidel Héctor Ardisana
Fátima Magdalena Uguña Romero
Katherine Orbe Vergara
Elisa Quiala Mendoza
Angie Belén Moreira García
Myrian Juanita Arias Zambrano
Saúl Anibal Mestanza Velasco
Jessica Daniela Zambrano Mero
Héctor Antonio Reyes Villón

FOTOGRAFÍA

Varias Fuentes

DISEÑO

Unidad de Comunicación Social INIAP

REVISIÓN TÉCNICA

Elisa Quiala Mendoza
Diego Sánchez Guevara
Valeria Bolaños Zuñiga

BIBLIOGRAFÍA

Moreira R., Héctor E., Uguña F., Orbe K., Quiala E., Moreira A., Arias M., Mestanza S., Zambrano J., Reyes H., (2025) El Cultivo de Guanábana. Manual 140. Yaguachi (Ecuador). Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias. 129 p.

ISBN DIGITAL

978-9942-22-614-3

La reproducción parcial o total de esta publicación, en cualquier forma y por cualquier medio mecánico o electrónico, está permitida siempre y cuando sea autorizada por los autores y se cite correctamente la fuente.

© Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias.

DISTRIBUCIÓN GRATUITA**PROHIBIDA SU VENTA**

EL NUEVO
ECUADOR

Instituto Nacional de
Investigaciones Agropecuarias



CONTENIDO

Introducción	6
GENERALIDADES SOBRE EL CULTIVO DE LA GUANÁBANA	8
Clasificación taxonómica	8
Origen y distribución geográfica	8
Composición nutrimental y usos	10
Características botánicas	11
Factores bióticos y abióticos del cultivo	20
Cultivares y material de siembra	21
Siembra del semillero	22
Riego y fertilización en el vivero	23
Injerto	24
Establecimiento de la plantación	26
Nutrición y papel de los nutrientes en la planta	28
Podas	50
Polinización	55
Insectos plaga en el cultivo de la guanábana	57
Cosecha	76
Costos de producción	77
ESTUDIOS ESPECIALIZADOS EN EL CULTIVO DE LA GUANÁBANA	79
1) DIVERSIDAD MORFOLÓGICA Y GENÉTICA DE LA GUANÁBANA EN UNA ZONA PRODUCTORA DE ECUADOR	79
Caracterización morfológica de las plantas	79
Caracterización físico-química de los frutos	87
Análisis de la diversidad molecular del germoplasma in situ de guanábana en la zona Sur de Manabí mediante marcadores moleculares ISSR	97
2) LA BIOTECNOLOGÍA APLICADA A LA MULTIPLICACIÓN DE LA GUANÁBANA	103
3) EFECTO DE LOS BIORREGULADORES Y EL ANILLADO SOBRE LA PRODUCCIÓN DE LA GUANÁBANA EN ECUADOR	105
4) ESTUDIOS ENTOMOLÓGICOS	108
Bibliografía	113

INTRODUCCIÓN

El orden Magnoliales integra a 10 familias; entre estas, Annonaceae incluye unos 130 géneros y 2300 especies (Peña, 2003; *Chatrou et al.*, 2004; Lora et al., 2010). La familia Annonaceae es una de las más diversas y tiene su origen mayoritariamente en el trópico americano, de donde proceden las especies más extendidas por su valor comercial (*A. cherimola*, *A. muricata* y *A. squamosa*). Otras como *A. senegalensis* Pers. y *A. stenophylla* se originaron en África. La especie *A. glabra* se reporta en ambos continentes (Kessler, 1987; Peña, 2003).

El género *Annona* se divide en cinco secciones: la *Eu-Annona* o *Guanabanus* incluye a las guanábanas; *Pilaeflorae*, a las anonas sedosas; *Acutiflorae*, a las anonas; *Attae*, también a las anonas, y *Annonellae*, a las anonas enanas.

La sección *Guanabanus* encierra a las especies *A. muricata* L., *A. montana* McFadden, *A. glabra* L., *A. salzmännii* A. D.C., *A. purpurea* Moc. & Sessé ex Dunal, y *A. senegalensis* Pers. La sección *Attae* integra a las especies *A. cherimola* P. Miller, *A. squamosa* L., *A. reticulata* L. y *A. longiflora* Watts. Las especies tropicales, como el anón dulce (*A. squamosa*), provienen del norte de Sudamérica (Brasil, Ecuador, Guyana, Venezuela, México). Una de las especies más apetecidas es *A. cherimola* (chirimoya), la cual es originaria de regiones altas de los Andes de Ecuador y Perú. El híbrido atemoya (*A. cherimola* x *A. squamosa*) se originó del cruce natural de *A. cherimola* y *A. squamosa* (Kessler, 1987; Peña, 2003).

La familia *Annonaceae* incluye aproximadamente 50 géneros y más de 500 especies, las cuales crecen a nivel mundial en un área restringida, con requisitos agroclimáticos específicos (Popenoe et al., 1989; Vidal et al., 2014). La familia incluye especies que son principalmente tropicales y subtropicales, aunque algunas pueden crecer en climas templados (Nakasone y Paull, 1998). Unas pocas especies de esta familia se aprovechan comercialmente; la mayoría pertenecen al género *Annona*, como *A. muricata*, *A. squamosa* L., *A. cherimola* Mill. y el híbrido *A. cherimola* x *A. squamosa* (Vidal et al., 2014).

El cultivo de la guanábana se ha incrementado debido a la motivación de las nuevas generaciones por consumir productos no tradicionales que proporcionan nuevos sabores, variedad nutricional y propiedades terapéuticas (Kedari y Khan, 2014).

En países como Ecuador, Brasil y Colombia existen plantaciones tecnificadas de guanábana, aunque no a gran escala, que abastecen los mercados de sus principales ciudades (Sacramento et al., 2019). En Ecuador hasta el 2015 se informaban aproximadamente 176 ha tecnificadas con una producción total de 1700 t. En la actualidad se observa el establecimiento de nuevas superficies, principalmente en las provincias de Guayas, Los Ríos, Manabí y Esmeraldas, que no son informadas en las estadísticas oficiales. En estos planes no se utilizan plantas certificadas, lo cual sería uno de los factores que explicaría la obtención de rendimientos bajos (7,1 t ha⁻¹) (INEC, 2015).



No existe en Ecuador una literatura técnica propia que recoja las generalidades del cultivo de la guanábana, que es el propósito de este texto y a lo cual está dedicada la primera parte. La segunda recoge un conjunto de resultados especializados, obtenidos a través de investigaciones de los autores del libro, y que contribuyen a ampliar los conocimientos sobre la especie. Finalmente, se presenta una amplia lista de bibliografía que el lector puede consultar para profundizar en lo que hasta hoy se conoce sobre esta especie subvalorada en la agricultura.

GENERALIDADES SOBRE EL CULTIVO DE LA GUANÁBANA

Clasificación taxonómica

La clasificación taxonómica de la guanábana propuesta por Cronquist (1981) es la siguiente:

Reino: Vegetal

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Magnoliales

Familia: Annonaceae

Género: *Annona*

Especie: *Annona muricata* L.

La especie ***A. muricata*** es llamada por diversos nombres en el mundo: en algunos países de habla hispana como Ecuador, Colombia, Cuba, México, República Dominicana y Perú se conoce como guanábana. En Brasil se conoce como graviola, araticum, jaca do para y fruta do conde. En los países de habla inglesa la nombran como soursop o custard apple. Recibe otros nombres como guayabano (Cambodia), sirsak (Indonesia), zunrsak (Antillas Holandesas), sauersak (Alemania), mamphal (India) y en los países de habla francesa se conoce como corrossolier, corrossol, grand corrossol, sapotille, entre otros (Badrie y Schauss, 2010).

Origen y distribución geográfica

El origen de la guanábana está atribuido a varios países de América tropical, y tiene su mayor centro de variabilidad en el norte de Sudamérica. En países como Ecuador, Colombia, el norte de Brasil y Venezuela se aprecia gran diversidad de formas, tamaños y otras características fenotípicas (Morton, 1987; Pinto et al., 2005; Moreira et al., 2018).

Existen evidencias prehispánicas que apoyan muy fuertemente que el centro de diversidad se encuentra situado en el norte de Sudamérica, siendo Ecuador parte del mismo. La orfebrería de las culturas ecuatorianas Valdivia, Chorrera y Machalilla (3500 años antes de Cristo) ofrecen vasijas fitomórficas con formas de guanábana, lo cual reafirma que este país es sin duda parte del centro de origen y diversidad de esta especie frutal (Fig. 1).



Figura 1. Vasijas fitomórficas elaboradas por orfebres de las culturas ecuatorianas Valdivia, Chorrera y Machalilla que asemejan frutos de guanábana (Información personal del Programa de Fruticultura de la EELS, del INIAP)

La guanábana se distribuye en las zonas tropicales del mundo, principalmente en América del Sur, de donde es originaria, pero también en América Central, el sur de México, las Antillas, Filipinas, Tailandia, Vietnam, Malasia, India, China e Indonesia, entre otras regiones. Además, es posible hallarla en varios países de África, entre ellos Kenia, Nigeria, Tanzania, y la República Democrática del Congo (Orwa et al., 2009).

Esta especie se cultiva desde el nivel del mar hasta 1200 m de altitud sobre el nivel de este (Pinto et al., 2005) y entre las latitudes 25° Norte y 22.5° Sur. El límite septentrional de crecimiento incluye al estado de Florida (EE.UU.) y paralelos adyacentes que encierran a regiones como Culiacán, Chiapas, Veracruz y Yucatán en México, y Cuba, mientras que el límite meridional está en el centro de Brasil y el sur de China (Morton, 1987; Love y Paull, 2011).

En Ecuador, las zonas de dispersión natural y ecosistemas para este frutal se encuentran a lo largo y ancho de su litoral. En provincias como Guayas, El Oro, Los Ríos, Santo Domingo de los Tsáchilas y Esmeraldas, se ha perdido gran parte de la diversidad genética de esta especie, producto de la gran tala de bosques que históricamente han sufrido estas regiones, para dar paso a la práctica de actividades agrícolas y ganaderas a pequeña, mediana y gran escala. Una de las provincias que se destaca por mantener aún una diversidad silvestre de guanábana es la provincia de Manabí, principalmente la zona Sur, en los cantones Jipijapa, Paján, 24 de mayo y Olmedo. La razón para que sea así es la topografía quebrada de sus suelos, que ha impedido la práctica de agricultura extensiva, (Fig. 2) (Moreira y Uguña, 2010).



Figura 2. Diversidad silvestre de guanábana en Ecuador.

Composición nutrimental y usos

Al género *Annona* pertenecen aproximadamente 119 especies (Geurts, 1981). Siete de ellas y un híbrido tienen utilidad comercial; cinco son consideradas de menor importancia porque son subutilizadas por el hombre y tres se consideran de importancia comercial (*A. cherimola*, *A. muricata* y *A. squamosa*) (Pinto et al., 2005).

El fruto de guanábana es rico en componentes nutritivos (Tabla 1). Cada 100 g de pulpa contienen 28 mg de fósforo, 22 mg de calcio, 18 mg de sodio y 0,6 mg de hierro, entre otros minerales. Posee 14,1% de glúcidos, 0,9% de prótidos, 0,7% de lípidos, 0,3 g de grasas y 16,30% de carbohidratos. Además, es rico en vitaminas A (20 mg), B (0,07 mg), C (20,6 mg) y niacina (0,9 mg) y un 82,2% corresponde a agua (Onyechy et al., 2015).

La pulpa del fruto se usa principalmente en la elaboración de bebidas refrescantes, helados, yogurt, repostería, dulces, jaleas y jarabes (García, 2010). Con las hojas se hacen infusiones por sus posibles efectos anticancerígenos y otras propiedades medicinales en el alivio de dolencias como artritis, neuralgia, diarrea, fiebres, malaria, diabetes, reumatismo, y además para elevar la producción de leche materna en madres lactantes (Moghadamtousi et al., 2015). La semilla es rica en ácidos insaturados (oleicos y linoleicos) de mucho beneficio nutricional (Fasakin et al., 2008; Kimbonguila et al., 2010; Ranisaharivony et al., 2015), lo que le confiere a esta especie un gran potencial agroindustrial.

Tabla 1. Composición química del fruto de la guanábana

Componente	Cantidad en 100g de pulpa
Prótidos	0,9 g
Lípidos	0,7 g
Glúcidos	14,1 g
Calcio	22 mg
Proteínas	1,0 g
Grasas	0,3 g
Carbohidratos	16,30 g
P	2,8 mg
Fe	0,6 mg
Na	18 mg
Vitamina A	20 mg
Vitamina B	0,07 mg
Vitamina C	206 mg
Niacina	0,9 mg

Fuente. Onyechy et al. (2015)

Características botánicas

El árbol

Los árboles de guanábana pueden alcanzar una altura de hasta 12 m, aunque es más frecuente encontrarlos con alturas entre 5 y 8 m. Son de tipo perennifolio y tienden a perder parcialmente sus hojas en condiciones de sequía. Su tronco, por lo general, es recto, de color pardo claro a pardo oscuro y en dependencia del genotipo es posible observar distintos tipos de ramificaciones, lo que origina diversos hábitos de crecimiento (Miranda et al., 2000; Moghadamtousi et al., 2015).

El crecimiento del árbol puede formar una estructura vertical u ortotrópica (**Fig.3**), en la que las ramas principales tienden a formar ángulos de inserción cerrados. Otro hábito estructural de la planta es el plagiotrópico (**Fig.4**), en la que las ramas principales forman ángulos de inserción abiertos que tiende a formar una copa lateralizada, lo cual constituye una característica agronómica deseable. Por último, la estructura del árbol puede ser de tipo intermedio, que es una expresión de los dos anteriores. En este último tipo, las ramas primarias tienen ángulos de inserción con el tronco intermedios (Miranda et al., 2000).



Figura 3. Árbol con hábito de crecimiento ortotrópico



Figura 4. Árbol con hábito de crecimiento plagiotrópico, característica agronómica deseable

El tallo

Este órgano de la planta es por lo general de aspecto liso, de color pardo claro a pardo verdusco, de crecimiento recto sin sierpes adicionales. No obstante, y por lo general, se encuentran árboles con uno, dos y tres tallos. Los tejidos del tallo son muy fuertes y es muy difícil que estos se fracturen (Fig. 5).



Figura 5. Formas predominantes del tallo del árbol de guanábana, observadas en poblaciones naturales en el litoral ecuatoriano.

La raíz

La guanábana posee un sistema radical muy extenso y profundo, lo cual le permite una buena capacidad de exploración del suelo en busca de agua y nutrientes; esto le permite soportar periodos prolongados de sequía. El sistema radical alcanza profundidades de hasta 3 metros; sin embargo, el 80% de las raíces absorbentes se encuentran en los primeros 60 cm de profundidad del suelo. Las raíces son muy tolerantes al ataque de hongos del suelo, por lo que es muy difícil ver problemas de colapso de árboles por esta causa en el campo.

Las hojas

Las hojas son simples, alternas, de bordes continuos y tienen generalmente forma lanceolada, aunque puede ser también elíptica, ovada y abovada, siendo la primera la de mayor prevalencia (Fig. 6) (Moreira, 2017).



Figura 6. Formas predominantes de la hoja de guanábana, observadas en poblaciones naturales en el litoral ecuatoriano.

La coloración de la hoja madura de la guanábana varía entre varias tonalidades de verde, siendo la hoja de color verde la de mayor frecuencia entre las poblaciones naturales y cultivadas de esta especie (Fig. 7) (Moreira, 2017).



Figura 7. Diversidad del color de las hojas maduras en poblaciones naturales de guanábana en el litoral ecuatoriano (A: verde claro; B: verde; C: verde oscuro).

En las poblaciones naturales y cultivadas de guanábana, la forma aguda del ápice de la hoja predomina sobre las formas redondeada y acuminada (Fig. 8) (Moreira, 2017).



Figura 8. Diversidad de la forma del ápice de las hojas en poblaciones naturales de guanábana en el litoral ecuatoriano.

La forma prevalente de la base de la hoja en las poblaciones naturales de guanábana en el litoral ecuatoriano, es la aguda, frente a la forma obtusa (Fig. 9) (Moreira, 2017).



Figura 9. Formas de la base de la base de la hoja en poblaciones naturales de guanábana en el litoral ecuatoriano.

La forma del limbo de la hoja en poblaciones naturales de guanábana en el litoral ecuatoriano es la plana con más del 60% (Fig. 10) (Moreira, 2017).

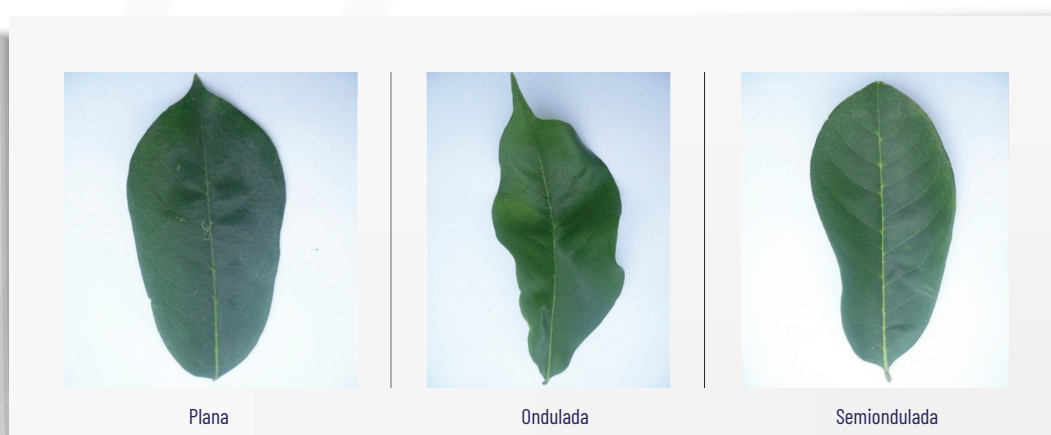


Figura 10. Formas de la base del limbo de la hoja en poblaciones naturales de guanábana en el litoral ecuatoriano.

La flor

La flor es hermafrodita, de forma acorazonada y tiene tres sépalos (cáliz) y por lo general tres pétalos externos (corola) de color amarillo o amarillo verdoso y tres internos, de color amarillo tenue (**Fig. 11**). Presenta un conjunto estigmático (gineceo), cuyos estigmas son de tipo húmedo, es decir, que durante su periodo receptivo o de maduración sexual, producen una secreción polisacárida de consistencia viscosa, que sirve para la adherencia de los granos de polen y la emisión de su tubo polínico durante el proceso de polinización-fecundación.

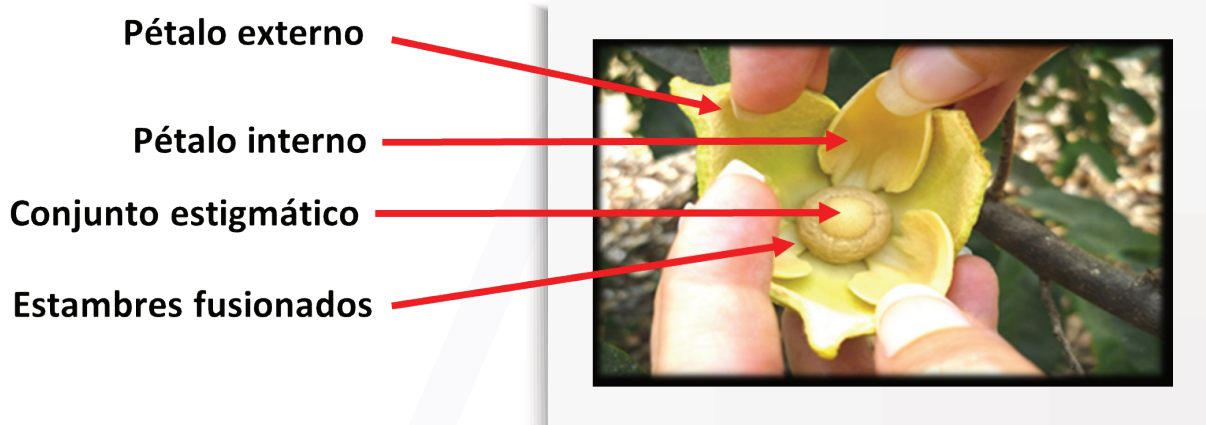


Figura 11. Partes de la flor de la guanábana.

Otro elemento de la flor son los estambres (androceo), los cuales se encuentran fuertemente fusionados entre sí, durante el periodo de inmadurez sexual. Estos se sueltan y liberan los granos de polen cuando los gametos masculinos de la flor alcanzan su completo desarrollo y madurez (Morton, 1987; Pinto et al., 2005).

La flor expresa dicogamia (protoginia): la parte femenina (gineceo) madura sexualmente y está receptiva para la polinización antes que los gametos masculinos lo estén. Esto ocasiona que el intercambio de gametos sea eminentemente alógamo, ocurriendo un cruce de polen entre árboles diferentes. La flor presenta una estructura cerrada que en la antesis dificulta el proceso de polinización por los insectos y el viento (Escobar *et al.*, 1986).

El periodo de desarrollo de la flor se inicia con la aparición de una estructura diminuta denominada cojinete floral, la cual procede de yemas ubicadas en ramas de distinta edad ontogénica: desde jóvenes (ramas del año), maduras (dos, tres o más años) e incluso, de ramas estructurales y del tallo principal. Por estas características se define a la floración de esta especie como cauliflora.

A continuación, aparece un botón floral, el cual emerge solo o en grupos. Con los días se incrementa su tamaño hasta formar el cojinete floral previo a la formación de la flor (Fig. 12), lo que toma unos 40 días. Luego sobreviene el periodo de apertura floral que determina los estados de la flor y que tiene una duración aproximada de 10 días. La apertura floral total coincide con la maduración plena de los gametos femeninos, lo cual se evidencia por la secreción de un exudado viscoso sobre el conjunto estigmático, que a la vez indica el máximo estado de receptividad sexual de los estigmas.

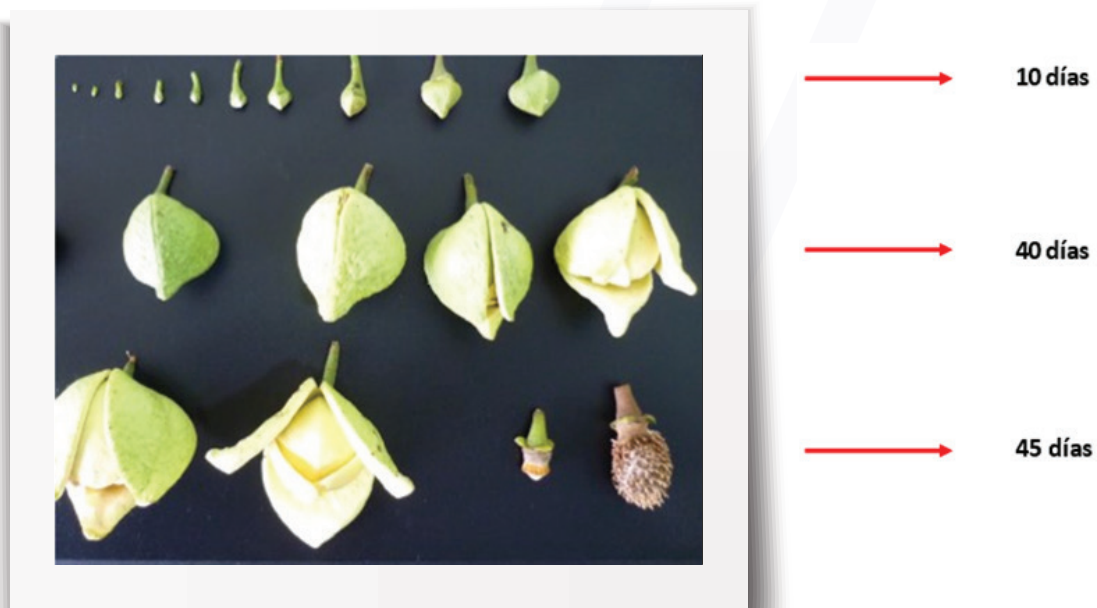


Figura 12. Desarrollo floral en guanábana.

El fruto

El fruto de la guanábana es de tipo agregado, formado por diversos frutillos. Existen diversas formas del fruto, entre ellas: ovoide, troncovoide, cordado, reniforme, esférico (Moreira et al., 2018) (Fig. 13).

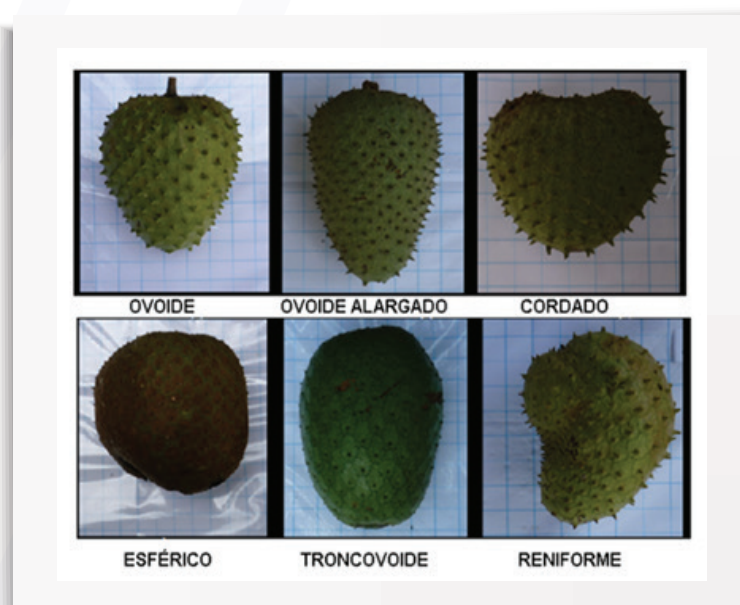


Figura 13. Diversidad de formas del fruto observadas en los ecosistemas naturales del Ecuador.

Las formas más frecuentes del fruto en el germoplasma de Ecuador son la ovoide alargada (33,3%) y la ovoide (31,7%), seguidas por el tipo troncovoides (16,7%) (Moreira, 2017). Su longitud varía entre 12 y 45 cm y su diámetro entre 8 y 25 cm. Un fruto puede contener más de 200 semillas, las que tienen forma oval y aplanada, de 1,25 a 20 mm de largo, con testa oscura y brillante (Badrie y Schauss, 2009). Las semillas pueden llegar a tener entre 10 y 20 mm, son de forma ovoide y aplanadas, con testa color marrón y brillante (Fig. 14). Cada una de ellas se ubica dentro de un frutillo; la pulpa es blanca a blanco cremosa, succulenta y con un sabor agridulce (Pinto et al., 2005; Andrés y Andrés, 2011).

Sobre la base de su actividad respiratoria, el fruto de la guanábana es de tipo climatérico, es decir, puede ser cosechado en estado de madurez fisiológica y luego alcanzar su madurez de consumo fuera de la planta. Se indica que es de climaterio múltiple, porque los frutillos individuales al provenir de diferentes estados de desarrollo van madurando en diferentes tiempos.



Figura 14. Fruto disecado exponiendo sus numerosas semillas

Los frutos maduros producen una respiración climatérica bifásica, con una producción de CO_2 de $100 \text{ mL Kg}^{-1} \text{ h}^{-1}$ que luego alcanza los $350 \text{ mL Kg}^{-1} \text{ h}^{-1}$, a una temperatura entre 25 y 30°C . El pico de producción de etileno que se produce entre las dos respiraciones es de 250 a $350 \text{ mL Kg}^{-1} \text{ h}^{-1}$.

La respiración climatérica en frutos cosechados inmaduros tiende a ser más alta y tardía que frutos maduros. Cuando los frutos alcanzan la madurez se verifica un ligero cambio del verde de la cáscara por degradación de la clorofila, tornándose a un ligero color verde amarillento, lo cual refleja una ganancia de carotenoides en la piel (Worrell et al., 1994). La madurez del fruto se detecta visualmente cuando la cáscara se torna suave y la densidad de emergencias en su superficie disminuye (lo que equivale a un aumento de la distancia entre

emergencias). En un estado avanzado de maduración la cáscara se torna de color pardo oscuro por la degeneración de cloroplastos y la liberación de polifenol oxidasa, que causa oxidación de compuestos fenólicos en el exocarpo.

Entre los cambios bioquímicos que se producen en la maduración del fruto hay una reducción en las concentraciones de etanol y almidón, y un incremento en la concentración de ácido ascórbico, sólidos solubles totales, azúcares totales y acidez titulable. Hasta el segundo día después de la cosecha los sólidos solubles totales incrementan hasta 16-17 °Brix en la medida en que aumenta la respiración; de igual manera los azúcares como glucosa y fructosa alcanzan el máximo de concentración cinco días después de la cosecha del fruto. La concentración de ácido málico, mayoritariamente presente en la pulpa del fruto, comienza a incrementarse a partir del segundo día de haber sido cosechado, lo cual es proporcionalmente opuesto a los valores de pH del fruto, reduciéndose este parámetro. Esto incide sobre la naturaleza ácida del sabor del fruto de guanábana. Las sustancias volátiles y el etileno, indicadoras de la maduración, alcanzan su pico en el cuarto día después de la cosecha, momento en que la fruta llega a la máxima calidad de consumo (Paull et al., 1983).

El epicarpio (cáscara) posee como característica distintiva de la especie unas protuberancias de distintas formas y tamaños, a las que comúnmente se llama “espinas”, pero el término botánico correcto es “emergencias” (Degnon et al., 2015). Estas se presentan en el fruto distribuidas en patrones determinados y en densidades diversas de 0,23 a 0,80 emergencias por cm² de epicarpio (Moreira, 2017).

En un estudio acerca de las características morfo-botánicas del fruto, en una población silvestre de guanábana en la provincia de Manabí, se determinó que en este germoplasma aparecen varias formas de emergencias del fruto (**Fig. 15**). Para catalogarlas fue necesario modificar los criterios hasta el presente recogidos en la literatura (Miranda et al., 2000), y clasificarlas de acuerdo a seis formas básicas observadas, de las cuales la más común fue la de ápice agudo de hasta 5 mm de longitud, no muy densas en el fruto (58,3%). Esta forma fue seguida por aquellas en forma de agujones, muy densas en el fruto y con una longitud de hasta 10 mm (18,3%) y las emergencias erectas con ápice agudo y redondeado en su base con una longitud de hasta 2 mm (16,7%).

Como se puede observar, la forma de las emergencias podría estar ligada a estructuras genéticas específicas, por lo que deberían iniciarse investigaciones complementarias sobre esta temática.



Figura 15. Tipos de emergencias del epicarpio del fruto de guanábana en Ecuador.

En términos generales, una vez fecundada cada flor individual del conjunto estigmático, este toma entre 30 a 45 días en convertirse en “erizo”, que corresponde al inicio de la formación del fruto y de allí hasta completar el desarrollo completo del mismo (listo para la cosecha), pueden transcurrir entre 100 y 130 días (Fig. 16).



Figura 16. Tiempo de desarrollo desde fruto desde estado de “erizo” a fruto listo para la cosecha.

Factores bióticos y abióticos del cultivo

La guanábana es una de las especies frutales de mayor dispersión en diversos climas y suelos. Se adapta bien a varios pisos altitudinales (desde el nivel del mar a los 800 m por encima de este); en cuanto a suelos, se la encuentra produciendo en suelos ácidos, alcalinos, neutros y de varios tipos de textura, entre ellas los suelos francos arcillosos, francos arenosos, francos limosos y francos equilibrados, que es donde mejor se desarrolla; aunque crece en suelos poco profundos, prefiere los de profundidad mayor por su gran fertilidad y facilidad de desarrollo para su sistema radical.

La humedad relativa del aire (HR) es un factor importante en el cultivo de la guanábana, ya que la HR alta aumenta la propensión a la antracnosis; en cambio, una HR demasiado baja dificulta la polinización, afectando los niveles de producción. La humedad relativa óptima para este cultivo oscila entre 60 y 90% dependiendo de la época del año.

Prefiere suelos con un pH de 6 a 6,5 y una precipitación anual de 500 a 1000 mm. El rango de temperatura óptima se mueve entre 18 y 32° C. No obstante, este frutal se adapta a amplios rangos climáticos, observándose su crecimiento en zonas muy lluviosas como la Amazonía donde la precipitación anual sobrepasa los 2000 mm anuales, y secas como las áridas sabanas costeras donde la precipitación no alcanza los 400 mm anuales (Pinto *et al.*, 2005). En general, la planta prospera bien en áreas con precipitaciones de 800-2000 mm por año; no obstante, siempre y cuando exista irrigación al suelo, los valores de precipitación pueden ser muy bajos. La guanábana soporta periodos moderados de sequía, pero en detrimento del tamaño y calidad de los frutos.

En Ecuador, las áreas en donde este frutal está disperso naturalmente (Manabí, Esmeraldas, Los Ríos, Guayas, El Oro, Santo Domingo de los Tsáchilas y la Amazonía ecuatoriana) se encuentran a una altitud de 300 a 700 msnm, y sus temperaturas oscilan entre 20-32 °C durante el día y 16-19 °C en la noche.

Estas condiciones de clima son, al parecer, las óptimas para el desarrollo del cultivo. En efecto, en estudios realizados en las zonas descritas se ha podido constatar un elevado porcentaje de polinización natural y sanidad de las plantas en cuanto a insectos plagas y enfermedades, lo que no ocurre en las áreas cultivadas que están cercanas al nivel del mar, donde la única vía para lograr la fructificación es acudir a la polinización asistida por el productor, y donde el ataque de insectos plagas es fuerte y demanda gran cantidad de recursos para hacerle frente.

Los sistemas productivos tienen límites, pero estos pueden mejorarse cuando se maneja su integridad y su capacidad productiva. Los suelos para la guanábana deben manejarse con un enfoque integrado. Una de las prácticas habituales de los agricultores para proveer al suelo de los nutrientes necesarios para el crecimiento

de las plantas es la utilización de fertilizantes portadores de nitrógeno, potasio y otros nutrientes; sin embargo, vale la pena recordar que la adición de cualquier elemento mineral al suelo debe hacerse a partir de los resultados de los análisis químicos de este. La alta variabilidad del clima y de los suelos en términos de textura, materia orgánica y estructura física puede generar incentivos para que los productores apliquen a su juicio cantidades erróneas de fertilizantes a los cultivos. Por ejemplo, el uso excesivo de nitrógeno puede provocar acidificación del suelo, lixiviación de calcio y magnesio, lixiviación de nitratos e incrementar la liberación de CO₂ a la atmósfera. La eficiencia en el uso de los fertilizantes puede contribuir a mantener los nutrientes en el suelo mitigando procesos de degradación de este recurso. Por todo lo expuesto es imperioso que la aplicación de un determinado fertilizante en una cantidad dada esté estrictamente basada en las reales necesidades del suelo y la planta, que deben ser reflejadas en el análisis químico proveniente del laboratorio.

Es importante destacar que el 80% de las raíces absorbentes del árbol de guanábana se encuentran ubicados en los primeros 60 cm de profundidad, por lo que al momento de realizar el muestreo de suelo es necesario considerar dos profundidades: 0-30 cm y 30-60 cm, lo cual debe realizarse cada dos años.

Cultivares y material de siembra

En Ecuador se conoce de la presencia de varios cultivares. Uno de los utilizados por las primeras plantaciones fue el material ICA de procedencia colombiana, otro cultivar empleado es el Giant de Alagoas de procedencia brasilera y caracterizado por frutos muy grandes, de hasta 12 kg. Además, muchas plantas que han sido cultivadas proceden de la selección natural del germoplasma ecuatoriano nativo, habida cuenta que Ecuador es parte del centro de origen de esta especie (INIAP, 2015).

Para multiplicar el cultivo es fundamental tener en cuenta algunas cuestiones determinantes en la metodología para obtener plantas clonales de alta calidad. En primer lugar, hay que considerar que la obtención de un material de siembra de alta calidad depende de tener un buen portainjerto y en segundo, de una púa o vareta que sea portadora de los atributos agronómicos de la planta madre seleccionada.

Es importante considerar que tanto el árbol donante de las semillas para portainjerto como las plantas madres portadoras de las púas a injertar deben ser de unos atributos agronómicos superiores a los demás árboles; esto es, poseer un alto vigor vegetativo en términos de mayor resistencia a factores bióticos tales como insectos plaga y enfermedades, y tolerancia a factores abióticos como la sequía, el exceso de humedad del suelo, la fertilidad deficitaria de los suelos y la salinidad, entre otros.

Al momento de la recolección de los frutos para la obtención de la semilla de las cuales se originarán los portainjertos, se deben cosechar frutos completamente desarrollados, maduros y de buen tamaño,

descartando aquellos mal formados y pequeños. El fruto debe estar completamente maduro para la extracción de las semillas y estas deben estar completamente desarrolladas y grandes, eliminando aquellas pequeñas y malformadas. De igual manera deben descartarse aquellas semillas consideradas vanas (sin peso), lo cual se puede determinar con la prueba de flotación en un recipiente con agua; se deben eliminar aquellas semillas que quedan flotando, ya que indican debilidad o malformaciones en el endospermo y el embrión.

Una vez obtenida la semilla, esta se debe secar completamente y llevar a su siembra inmediatamente; si fuese necesario, se pueden almacenar hasta por seis meses en refrigeración (18-20 °C). Después de ese periodo, no se recomienda su uso ya que el porcentaje de germinación baja ostensiblemente.

Siembra del semillero

Previo a la siembra es necesaria la construcción del almácigo o semillero, el cual debe estar constituido de la mezcla de dos partes de tierra mineral (preferentemente suelo franco), una parte de arena de río (nunca de mar), y una parte de material orgánico vegetal o animal (si la materia orgánica es de origen animal, se precisa que esté completamente descompuesta). Es necesario tamizar la tierra mineral para evitar la presencia de terrones y mezclar estos tres componentes de manera uniforme. Posteriormente se desinfecta el sustrato con algún producto desinfectante de suelo, de los que se ofrecen ampliamente en las casas de agroquímicos. El sustrato tratado debe cubrirse con un plástico por dos días, y luego de esto se procede a la siembra. Las camas de siembra deben tener como máximo 1 m de ancho, 20 cm de profundidad y su longitud dependerá de la cantidad de plantas a obtener.

Cuando las plántulas hayan germinado y tengan tres hojas verdaderas deberán ser trasladadas a fundas de 8 X 12" o 9 X 14" (Fig. 17) con el mismo sustrato mencionado anteriormente. La necesidad de sembrar primero en semillero y luego trasplantar a fundas es porque se tiene la oportunidad de verificar la existencia de raíces mal formadas, en cuyo caso se elimina esa plántula. Las formas más comunes de malformación de raíces en plántulas son las denominadas "rabo de puerco", "cuello de cisne" y raíces bífidas.

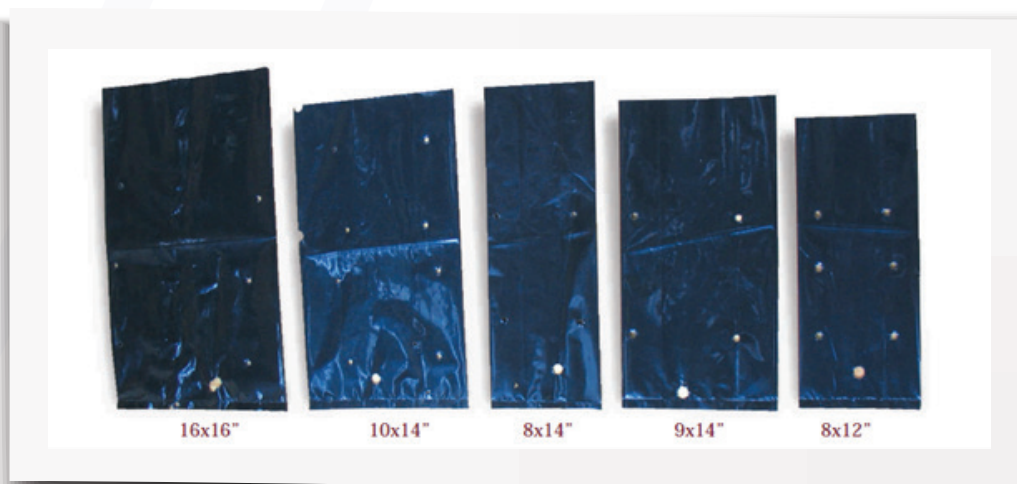


Figura 17. Tipos de fundas utilizadas para el trasplante de plantas frutales.

Una vez que se han transferido las plantitas a las fundas, se dispondrán en el vivero platabandas de tres a cuatro hileras de fundas por cada una de ellas, dejando un espacio entre platabandas de 60 cm, lo que favorecerá las tareas de atención a las plantas (Fig. 18).



Figura 18. Disposición correcta de las platabandas en el vivero.

Riego y fertilización en el vivero

El riego debe ser frecuente, manteniendo siempre “humedad de campo”. Las plantas deben protegerse de la insolación con una cobertura de techo, utilizando malla sarán de 50% de sombra. Se debe proporcionar con el riego una fertilización básica (Tabla 2) para favorecer el crecimiento vigoroso de la planta en la funda y que alcancen en unos 5-6 meses al diámetro mínimo necesario (5 mm) del portainjerto para proceder a su injertación.

Tabla 2. Recomendaciones de fertilización en el vivero según la etapa de crecimiento de la planta.

Aplicación	Días	Fertilizante	Cantidad (g)
1	Previo al trasplante	15-15-15	2
2	15	20-15-20	5
3	30-45	20-15-20	5
4	60-75	Sulfato de amonio	5
5	90-105	Urea	3
6	120-135	Sulfato de amonio	5

Fuente: Programa de Fruticultura de la EELS del INIAP.

Injerto

El injerto es uno de los procesos de multiplicación vegetativa que permiten clonar las características de una planta; para realizarlo se incrusta un segmento vegetativo de una planta denominada “planta madre” a otra planta denominada portainjerto o “patrón”, siendo el resultado de esto una planta de una estructura genética idéntica a la planta madre.

Portainjertos o patrones: Las plantas de las que se van a obtener semillas para su siembra y obtención de plantas que servirán como portainjertos deben poseer varios atributos, principalmente relacionados con la tolerancia a factores bióticos como insectos plaga y enfermedades, y abióticos como el estrés hídrico, la salinidad, las condiciones desfavorables del suelo, y otros.

Plantas madres: Deben seleccionarse los individuos que se destacan de los demás integrantes del material genético (aunque sean del mismo cultivar) porque presentan atributos agronómicos superiores, tales como mayor productividad, frutos de mayor calidad físico-química (dulzor, acidez, tamaño, porcentaje de pulpa, etc.), y mayor tolerancia a factores bióticos como insectos plaga y enfermedades, y abióticos (estrés hídrico, salinidad, condiciones del suelo, etc.).

Condiciones previas para el injerto: Es importante considerar ciertas condiciones antes de injertar. Una de ellas es que el tallo del portainjerto debe tener un mínimo de 5 mm de diámetro. Un segundo requisito es que la púa o yema a utilizar para el injerto debe estar completamente desarrollada y si es posible próxima a brotar; esto garantizará un alto porcentaje de brotación del injerto. Un requisito indispensable y del cual dependerá directamente la brotación del injerto es que tanto el suelo donde se halla la planta madre como el sustrato (funda) donde está el portainjerto deben estar completamente húmedos (pero no saturados) con 15 días de anticipación; esto determinará tejidos óptimamente hidratados (alto flujo de latex) en ambas partes al unirse.

Herramientas y materiales para el injerto: La principal herramienta para realizar el proceso es la navaja de injertar, que debe ser en lo posible de acero quirúrgico o inoxidable (Fig. 19).

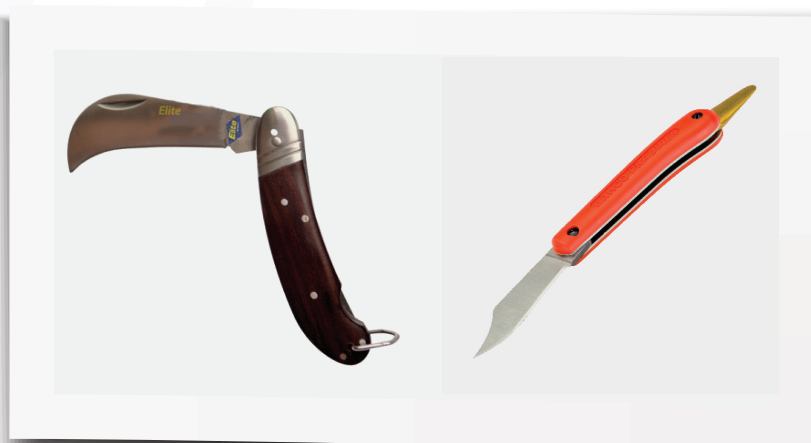


Figura 19. Tipos de navajas de injertar.

Los tipos de injertos más comunes para producir plantas clonales de guanábana son:

Injerto de púa central: Este tipo de injerto (Fig. 20) es el más común en la mayoría de las especies frutales, entre ellas la guanábana. Los injertos de púa se hacen en la mayoría de los árboles frutales, sean de clima templado, frío o cálido. Es útil contar con un banco de púas o germoplasma, que comúnmente viene siendo una huerta con árboles de calidad. Lo más importante es tomar las púas en el momento preciso y saber cuáles utilizar, ya que existen púas con yemas de foliación y de inflorescencia. También es preciso poseer la habilidad manual para preparar la púa a injertar y realizar el injerto.

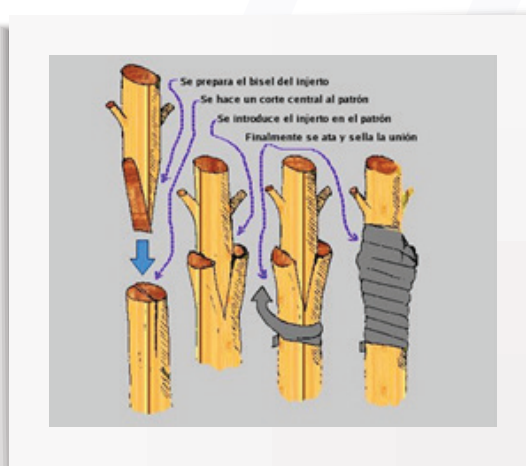


Figura 20. Injerto de púa central.

Injerto de hendidura o inglés: Es la forma más común, práctica, efectiva y recomendable. Se hace un corte transversal con respecto al crecimiento del árbol, sobre el patrón de injerto (Fig. 21); después se abre el tronco o patrón de injerto con un machete pequeño justo a la mitad del tocón. Luego, con un desarmador se hace palanca, se abre el corte aproximadamente a 7 cm de profundidad y se inserta la púa, una vez ya acondicionada, a manera de cuña procurando que las cortezas queden bien acomodadas o que coincidan para que el injerto prenda. Posteriormente se rellena con cera de Campeche o se envuelve con tiras de polietileno, a manera de sellar la abertura de los cortes en el tocón.



Figura 21. Injerto de hendidura o inglés.

Injerto de yema en T: Recibe este nombre por la forma del corte que se efectúa en el portainjerto (Fig. 22). Primero se realiza un corte horizontal de aproximadamente 1 cm de longitud. Luego se hace un corte vertical desde el centro del anterior hacia abajo, de unos 2-3 cm de longitud, formando una "T". La púa a injertar debe tener una capa delgada de madera adherida (escudete). Se levantan con cuidado los bordes del corte en T, se inserta la púa en el corte y se asegura con una cinta o banda elástica.

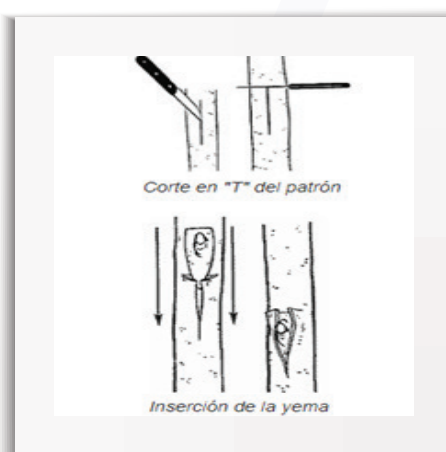


Figura 22. Injerto Injerto de yema en T.

Establecimiento de la plantación

Ubicación

El lugar donde se ubique la plantación de guanábana debe responder a las exigencias edafoclimáticas del cultivo. Esto no es difícil, pues esta especie es uno de frutales tropicales de mayor rango de adaptación; es cuestión de revisar los elementos climáticos que inciden sobre la zona y chequear las características del suelo de la finca. Se recomienda antes de proceder a la plantación estudiar las propiedades físicas y químicas de ese suelo. Un aspecto para tener muy en cuenta es que la finca tenga acceso caminero tanto en la época seca como en la lluviosa, de forma que se puedan movilizar los insumos, materiales y equipos necesarios para la explotación agrícola, y los frutos cosechados.

Preparación del suelo

Previo a la plantación, es necesario realizar un laboreo del suelo (Fig. 23) para proporcionar a la planta en sus primeros meses de vida una matriz suelta, con espacios porosos y adecuadamente nivelada, que posibilite una buena interacción entre el crecimiento radical y el óptimo desarrollo de la microflora y microfauna del suelo.



Figura 23. Preparación del suelo, previo a siembra.

Diseño y densidad de plantación

Una vez que el suelo donde se va a plantar el cultivo esté preparado, será necesario proceder al estaquillado del terreno (marcar con pequeñas estaquillas los sitios donde se sembrará cada planta), y para esto debe seleccionarse el diseño y densidad de plantación.

La distancia de siembra para la guanábana depende de varios factores, como las condiciones climáticas, el tipo de suelo, y el manejo agrícola. Sin embargo, una distancia de siembra comúnmente recomendada es de 6 a 8 metros entre plantas y 6 a 8 metros entre filas. Esta separación entre árboles favorece el crecimiento con poca competencia por los recursos del suelo, mejora el aprovechamiento de la luz solar, reduce la incidencia de enfermedades fúngicas y permite el uso de la maquinaria. Si se pretende hacer podas frecuentes, puede reducirse ligeramente la distancia de siembra. En cuanto a los diseños de plantación, los más usados en árboles frutales se muestran en la Fig. 24.

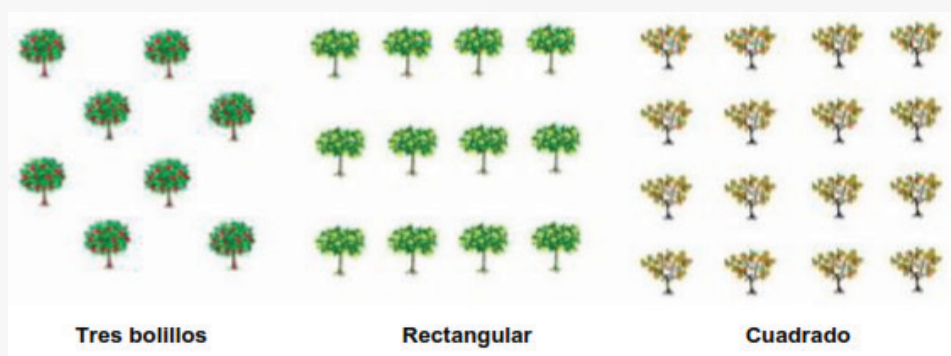


Figura 24. Diseños de plantación más comunes en frutales.

Nutrición y papel de los nutrientes en la planta

A través de la nutrición vegetal las plantas producen biomasa a partir de agua, nutrientes del suelo, dióxido de carbono del aire y energía solar. Los nutrientes minerales tienen funciones específicas y esenciales en el metabolismo de la planta y están formando parte de los coloides del suelo. Las plantas los absorben a través de los pelos radicales, en forma de iones disueltos en el agua del suelo. Los elementos fósforo, azufre, cloro, boro y molibdeno son absorbidos como fosfatos, sulfatos, cloruros, boratos y molibdatos, respectivamente. Otros nutrientes se absorben como cationes, como el K^+ , el Mg^{2+} , el Ca^{2+} , el Fe^{2+} o Fe^{3+} , el Mn^{2+} , el Zn^{2+} y el Cu^{2+} ; el nitrógeno se absorbe como NO_3^- , NO_2^- o NH_4^+ . En dependencia del suelo, los iones están disueltos en concentraciones variables.

Los iones pasan desde la solución del suelo hasta el centro vascular de las raíces a través de la membrana celular, de forma pasiva o activa. El movimiento es pasivo cuando ingresan a la planta como flujo masivo a través de la membrana por diferencias de potencial hídrico (Ψ); para ello es necesario que el potencial hídrico celular sea más negativo que el de la solución del suelo, lo que equivale a decir que en el interior de las células de las raíces haya menos agua y más sustancias osmóticamente activas que en el suelo (**Fig. 25**). En cambio, el movimiento activo se da a través de la membrana, en contra del gradiente de concentraciones, y requiere energía para bombear los iones hacia dentro de la célula.

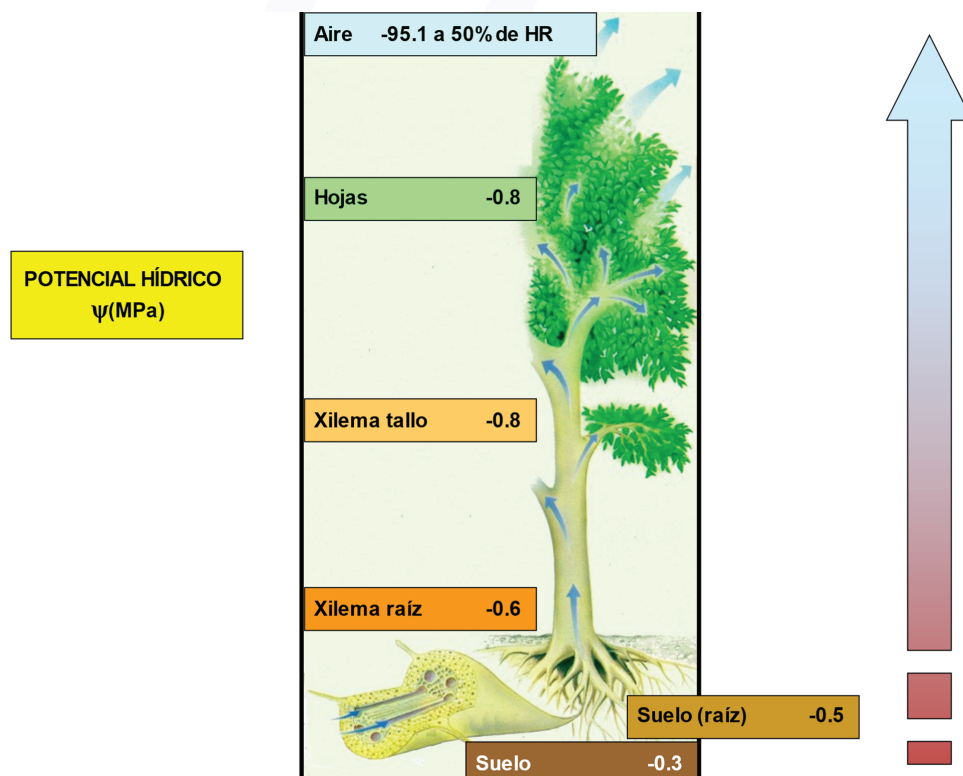


Figura 25. Gradientes de potencial hídrico desde el suelo, partes de la planta y atmósfera, responsables del movimiento del agua y minerales hacia las hojas.

Una vez que el agua es captada por los pelos radicales, se mueve en el interior de la raíz por dos vías (Fig. 26). La primera vía es denominada ruta intracelular o simplasto; el agua y los solutos pasan a través de los plasmodesmos de las membranas celulares. La segunda vía es denominada extracelular o apoplasto; el agua y los iones se mueven por los espacios intercelulares (Torres *et al.*, 2018).

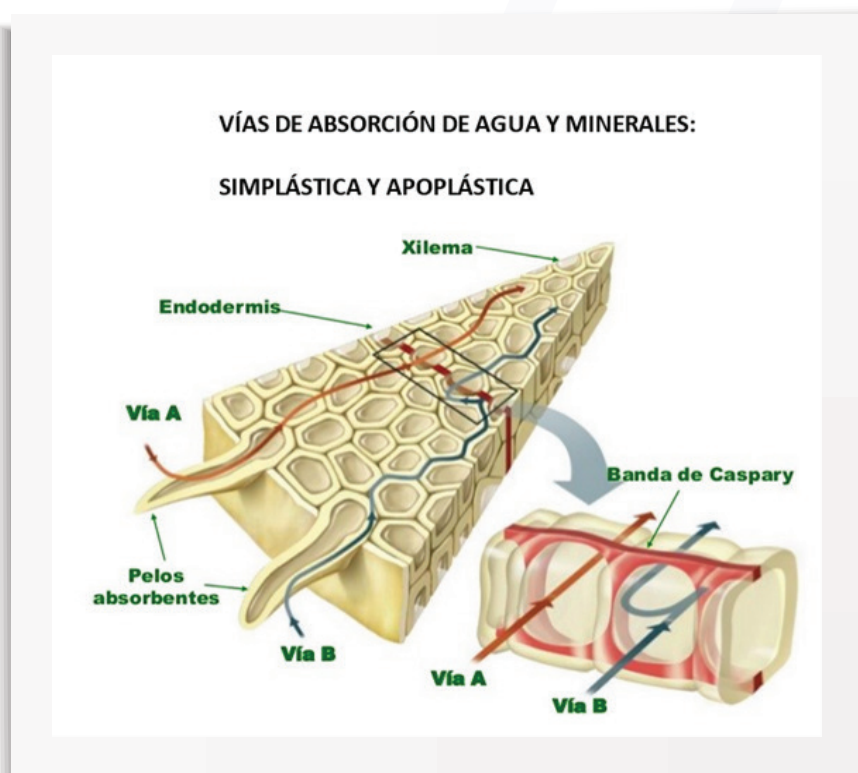


Figura 26. Movimiento del agua y los nutrientes minerales en la raíz. A: vía simplástica B: vía apoplástica.

Cuando el agua y los iones que se mueven por el apoplasto llegan a la banda de Caspary encuentran una barrera natural, pues esta capa celular, hecha de suberina y lignina, es impermeable. El agua cargada de iones debe entonces ingresar a las células y moverse por el simplasto. Por esta vía llegan al parénquima vascular y de ahí al xilema, que transportará los iones por toda la planta.

Los nutrientes se utilizan en los diversos procesos del metabolismo vegetal. Entre ellos está la fotosíntesis, que permite la captación de la energía lumínica mediante pigmentos (principalmente la clorofila) y su transformación en energía química en forma de glucosa. Este carbohidrato puede utilizarse directamente como sustrato energético en la respiración, o transformarse en sustancias más complejas como el almidón, y almacenarse para su uso posterior. Los nutrientes minerales participan también en la síntesis de metabolitos como aminoácidos, proteínas, vitaminas, fitohormonas, compuestos fenólicos, y otros.

Las sustancias elaboradas en los procesos metabólicos de la planta se transportan a todos los órganos a través de los tubos cribosos que componen el floema. Aun cuando el producto directo de la fotosíntesis es la

glucosa, el carbohidrato que más se transporta es la sacarosa, disacárido compuesto de glucosa y fructosa. Tres razones explican esto:

-  La sacarosa es más soluble en agua que la glucosa.
-  Es más estable y menos reactiva que la glucosa, por lo que puede moverse a distancias mayores.
-  Su efecto osmótico es menor que el de la glucosa, lo que disminuye la posibilidad de causar daños a las células durante el transporte.

La dirección del transporte va desde las fuentes a los sitios de demanda, también llamados “sumideros”. Las fuentes principales son generalmente las células fotosintéticas, aunque otros tejidos (tallos y raíces de reserva, tubérculos, semillas) pueden tener el papel de fuentes si desde ellos deben transportarse productos guardados como reserva. Los sumideros son las células de la raíz, frutos o las de cualquier tejido no fotosintético, que necesita sustancias para mantener su metabolismo. Los destinos o partes de las plantas dependientes de los foto-asimilados compiten por estos, de ahí que prácticas agrícolas comunes como la poda o el raleo de frutos, están destinadas a eliminar competencia y a favorecer al cuajado y crecimiento de los frutos restantes. Los factores estresantes del ambiente pueden alterar la relación fuente-sumidero, modificando el transporte de sustancias (Yepes y Silveira, 2011).

En la planta, la sacarosa es secretada activamente a los tubos cribosos menores. Este proceso activo llamado carga del floema, disminuye el potencial hídrico en el tubo criboso y hace que el agua que está entrando a la hoja por el flujo transpiratorio penetre en el tubo criboso por ósmosis. Con el movimiento de agua por el tubo criboso desde la fuente, la sacarosa es transportada a los sumideros (flujo en masa y flujo a presión), como puede ser una raíz de almacenamiento, donde la sacarosa es descargada del tubo criboso, a lo que se denomina descarga floemática. La extracción de sacarosa provoca un aumento del potencial hídrico en el tubo criboso en esa zona y se produce el movimiento fuera de él. La sacarosa puede ser utilizada o almacenada en la demanda o destino. En este proceso la mayor parte del agua regresa al xilema y recircula en la corriente de transpiración (Fig. 27).

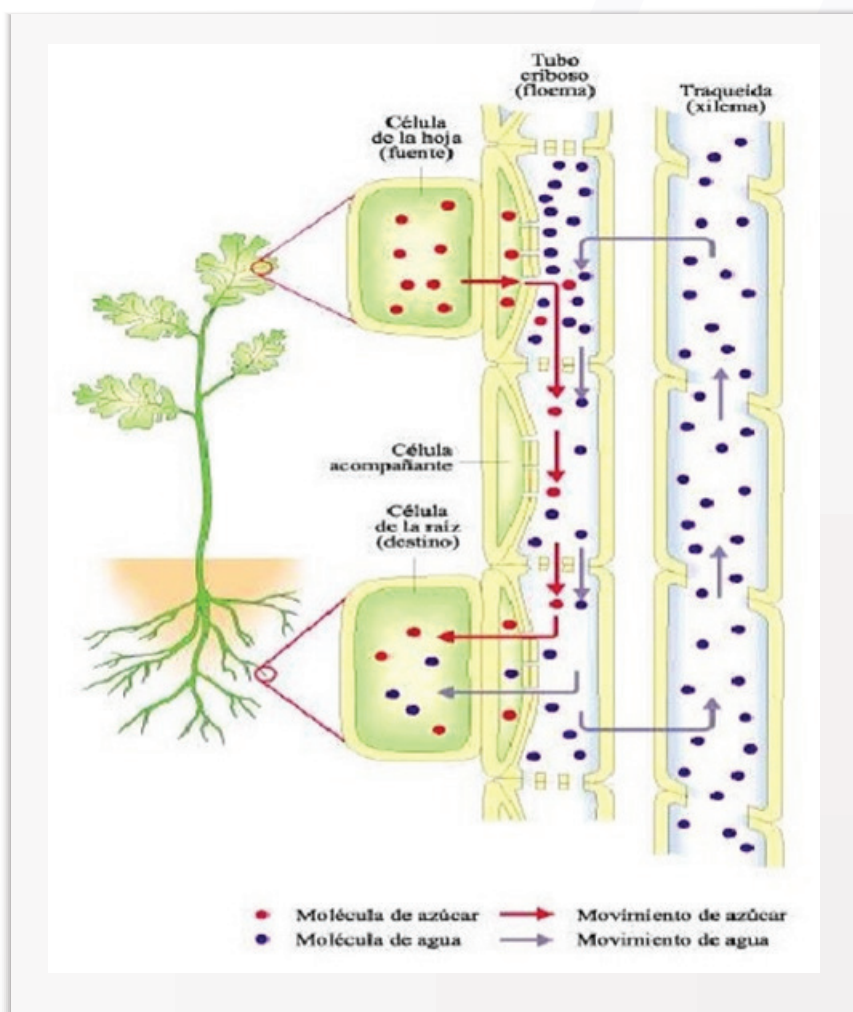


Figura 27. Movimiento del agua y foto-asimilados desde la fuente (hoja) al sumidero (todos los órganos de la planta).

Por los antecedentes expuestos, la cantidad y calidad de los fotosintatos que alimentan a la planta depende, entre otros factores, de la cantidad de elementos minerales que esta pueda extraer del suelo para utilizarlos en la fotosíntesis, proceso responsable de la elaboración de los metabolitos primarios. Cuando en el suelo hay déficit de elementos minerales, los fertilizantes sintéticos, suministrados adecuadamente, proveen los nutrientes que los cultivos necesitan, logrando con esto mejorar la fertilidad del suelo y elevar los rendimientos y la calidad de los frutos.

Función de los elementos y síntomas de deficiencia nutricional

De los elementos minerales que aparecen en la naturaleza, aproximadamente 60 se pueden encontrar en las plantas, y de ellos, 18 se consideran esenciales para el desempeño de los procesos fisiológicos. Si existe déficit de alguno de ellos, se altera o se detiene alguna función de la planta. De estos elementos esenciales, el carbono y el oxígeno se adquieren del aire, el hidrógeno del agua y los 15 restantes del suelo.

Una parte de los nutrientes se utiliza en grandes cantidades (macronutrientes) y otros en cantidades muy pequeñas (micronutrientes). Sin embargo, de acuerdo con Mengel y Kirkby (2000), es difícil justificar la clasificación de los nutrientes de las plantas en micro y macronutrientes en función de la concentración de estos en los tejidos de las plantas. A juicio de estos autores, la clasificación de los nutrientes de las plantas debería basarse en su comportamiento bioquímico y función fisiológica. Bajo estos enfoques, una posible clasificación de los nutrientes de las plantas se daría como se propone en la **Tabla 3**.

El grupo 1 de la tabla incluye los constituyentes más importantes del tejido de las plantas (C, H, O, N y S). El carbono se absorbe como CO_2 de la atmósfera y posiblemente como HCO_3^- de la solución del suelo. Estos compuestos son asimilados por procesos de carboxilación, siendo esta asimilación del C acompañada por la asimilación del O; no solo el C, sino el CO_2 y el HCO_3^- son también metabolizados.

El H es absorbido del agua de la solución del suelo y también de la atmósfera en condiciones de alta humedad. En la fotosíntesis, el H_2O se reduce a H (fotólisis), que se transfiere por una serie de pasos a compuestos orgánicos que resultan en la reducción del NADP^+ (nicotinamida adenina dinucleótido fosfato) a la forma reducida (NADPH). Este es una coenzima muy importante, de significación universal en los procesos de óxido-reducción, ya que el H del NADPH se transfiere a un gran número de compuestos diferentes.

Tabla 3. Concentración de los elementos nutritivos de la planta con base en su comportamiento bioquímico y función fisiológica.

Aplicación nutritivo	Absorción	Función bioquímica
Primer grupo (C, H, O, N, S)	En forma de CO_2 , HCO_3^- , H_2O , O_2 , NO_3^- , NH_4^+ , NO_2^- , SO_4^{2-} , S_2^- (iones de la solución de suelo y gases de la atmósfera)	Constituyentes primarios del material orgánico. Elementos esenciales de grupos atómicos implicados en procesos enzimáticos. Asimilación por reacciones oxido-reducción.
Segundo grupo (P, B, Si)	En forma de fosfatos, ácido bórico o boratos y silicatos de la solución de suelo.	Esterificación con grupos alcohol nativos de las plantas. Los ésteres de fosfato están implicados en reacciones de transferencia de energía.

Aplicación nutritivo	Absorción	Función bioquímica
Tercer grupo (K, Na, Mg, Ca, Mn, Cl)	En forma de iones de la solución de suelo	Funciones no específicas que establecen potenciales osmóticos. Reacciones más específicas donde el ion efectúa la conformación óptima de una enzima (activación enzimática). Enlace de participantes de reacciones. Balanceo de aniones. Controladores de la permeabilidad de membrana y electro potenciales.
Cuarto grupo (Fe, Cu, Zn, Mo)	En forma de iones o quelatos de la solución de suelo	Presentes sobre todo en forma de quelatos incorporados a grupos prostéticos. Permiten el transporte de electrones por cambio de valencia.

Fuente: Mengel y Kirkby (2000).

Las plantas absorben N como nitrato o amonio desde la solución del suelo, o como amoníaco gaseoso (NH_3) y N_2 desde la atmósfera. Este último proceso, llamado fijación del nitrógeno (N_2) molecular, depende de la presencia de microorganismos específicos, de los cuales *Rizhobium* y *Actinomicetes* se asocian simbióticamente a las plantas superiores. El N del NO_3 se asimila por un proceso de reducción, seguida de una subsecuente aminación. La asimilación del N amoniacal también implica un proceso de aminación. La incorporación del N desde el N_2 molecular depende de una reducción inicial del N_2 al NH_3 , que es nuevamente metabolizada por un proceso de aminación.

La asimilación del azufre del sulfato es análoga a la incorporación del nitrato, por ejemplo, la reducción del sulfato al grupo SH. El azufre no solo se absorbe desde la solución del suelo en forma de sulfato, sino que también puede ser absorbido en la forma SO_2 desde la atmósfera. Las reacciones que resultan de la incorporación del C, H, N, O y S en las moléculas orgánicas son procesos fisiológicos fundamentales del metabolismo de las plantas. En este contexto es necesario solamente mencionar que los principales constituyentes del material orgánico de las plantas son asimilados por reacciones fisiológicas complejas y en estos aspectos difieren de los otros nutrientes vegetales.

El P, el B y el Si constituyen otro grupo de elementos que muestran similitudes en su comportamiento bioquímico. Todos son absorbidos como iones inorgánicos o como ácidos y aparecen en esa forma en las células de las plantas, o están unidos principalmente a los grupos hidroxilos de azúcares formando ésteres de fosfato, boratos o silicatos.

El tercer grupo de nutrientes de las plantas está compuesto por K, Na, Ca, Mg, Mn y Cl, que se absorben directamente de la solución del suelo en sus formas iónicas. Están presentes en las células vegetales en estado iónico, o como parte de iones orgánicos que no se difunden, como ocurre con el Ca en los grupos carboxílicos de pectinas. El Mg forma parte del núcleo central de la molécula de clorofila. Aquí el ion Mg^{2+} está quelado, fijado por uniones covalentes y coordinadas. En este aspecto el Mg se asemeja más a los elementos del cuarto grupo (Fe, Cu, Zn y Mo), elementos predominantemente presentes como quelatos en las plantas. Esta división entre el tercer y cuarto grupo no es muy clara para el Mg, el Mn y el Ca, ya que éstos pueden estar también quelados (Mengel y Kirkby, 2000).

En la **Tabla 4** se pueden observar los rangos de suficiencia de algunos de los elementos citados en las hojas de la guanábana.

Tabla 4. Rangos de suficiencia de macro y micro-elementos esenciales en la nutrición de la guanábana

Elementos	Rangos de suficiencia en hojas
Nitrógeno	2,25 – 3,10 %
Fósforo	0,15 – 0,25 %
Potasio	1,00 – 2,00 %
Calcio	0,55 – 1,25 %
Magnesio	0,30 – 0,50 %
Azufre	SIN DATOS
Hierro	SIN DATOS
Boro	15 – 60 ppm
Cobre	7 – 35 ppm
Manganeso	SIN DATOS
Molibdeno	SIN DATOS
Zinc	12 – 40 ppm

Fuente: Mills et al. (1996)

La **Tabla 5** muestra el consumo de varios elementos por las plantas de guanábana en función de la edad del árbol.

Tabla 5. Consumo en gramos de varios nutrientes por árboles de guanábana según la edad

	N	P	K	Mg	Fe
Plántula	6,8	0,8	3,6	1,4	0,04
Árbol de 2 años	210	18	121	46	1,1
Árbol de 6 años	667	53	347	135	3,4

Fuente: Programa de Fruticultura de la EELS del INIAP.

A continuación, se detallan las funciones y síntomas de deficiencias de los principales macro y micro elementos en la planta de guanábana.

Macroelementos

Nitrógeno: Las plantas contienen de 1 a 3% de nitrógeno en su estructura. Es un componente de aminoácidos, proteínas y muchas enzimas del tejido vegetal. La deficiencia de N se aprecia primero en las hojas viejas (**Fig. 28**); se retarda el crecimiento, se observan hojas amarillas, poco desarrolladas y de escasa ramificación, que se caen con facilidad. El crecimiento de la raíz también es escaso. La calidad y el volumen de la cosecha se reducen considerablemente.



Figura 28. Clorosis foliar, típica de la deficiencia de nitrógeno.

Fósforo: Las plantas contienen de 0,3 a 3% de fósforo en su estructura. Es un elemento fundamental, debido a que forma parte de la molécula básica de la energía química ATP (trifosfato de adenosina), utilizado en la fase oscura para la asimilación de CO_2 y la formación de azúcares como la glucosa. Interviene en la síntesis de almidón y en la respiración climatérica en la maduración del fruto. Su deficiencia produce retardo en el crecimiento de la planta y una baja proporción raíz-tallo; las hojas viejas muestran un color verde negruzco y el margen de estas suele presentar necrosis (**Fig. 29**). La deficiencia de fósforo genera una producción escasa de flores y frutos de baja calidad.

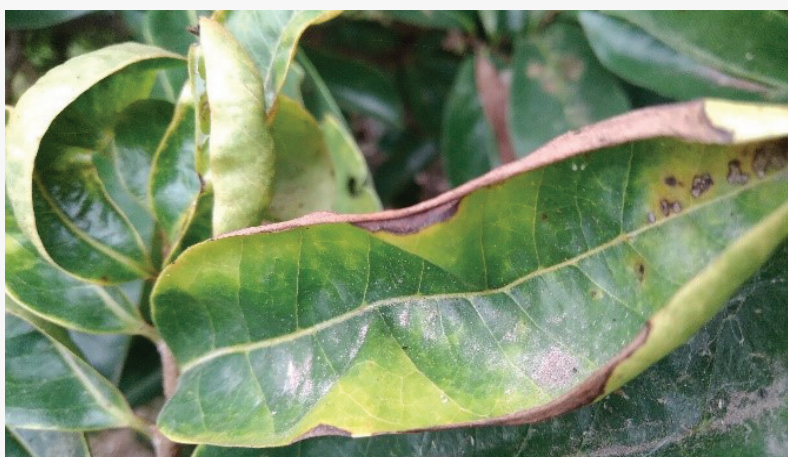


Figura 29. Síntomas característicos de deficiencia de fósforo.

Potasio: Las plantas contienen de 0,05 a 1,0 % de potasio en su estructura. Interviene en los procesos de acumulación y translocación de carbohidratos, el llenado del fruto, el control en el ingreso de CO_2 a las hojas (apertura y cierre de estomas) y por ende es un controlador indirecto de la actividad fotosintética. Es un activador de procesos metabólicos que implican la conservación del agua en la planta y la presión de la turgencia de las células, mediante la apertura y cierre estomático.

En condiciones de deficiencia, las hojas presentan en sus bordes un color verde amarillento a amarillo. Si la carencia es prolongada, las plantas se tornan sensibles al ataque de enfermedades y la floración, la fructificación y la calidad de los frutos se afectan (**Fig. 30**).



Figura 30. Síntomas de deficiencia de potasio.

Calcio: Las plantas contienen de 0,5 a 3,5 % de calcio en su estructura. Es un componente esencial de la pared celular; garantiza su rigidez y que las células se mantengan juntas, lo que favorece la conservación de los órganos de la planta. Alarga la vida postcosecha de los frutos, ya que inhibe la acción de enzimas poligalacturonasas que actúan provocando la lisis de la membrana celular. Interviene en la elongación de ramas y extremos de las raíces, y en la calidad y vigor de hojas, flores y frutos. La deficiencia de este elemento reduce el crecimiento de tejidos meristemáticos, sobre todo en hojas y ápices nuevos, los cuales pueden llegar a deformarse; en condiciones de deficiencia sostenida los márgenes de las hojas llegan a quemarse o necrosarse (Fig. 31).



Figura 31. Síntomas típicos de deficiencia de calcio.

Magnesio: La asimilación del Mg está muy influenciada por el pH del suelo, siendo considerados problemáticos aquellos con pH inferior a 5,5. Al igual que el Ca, el Mg puede encontrarse en las plantas como elemento estructural o como cofactor enzimático. Constituye el núcleo de la molécula de clorofila; se une covalentemente al ATP y participa en la síntesis de ARN, por lo que está involucrado en la síntesis de proteínas.

El síntoma característico de deficiencia en la hoja es un amarillamiento entre las nervaduras (Fig. 32) que progresa desde el borde al centro; posteriormente las hojas se vuelven quebradizas.

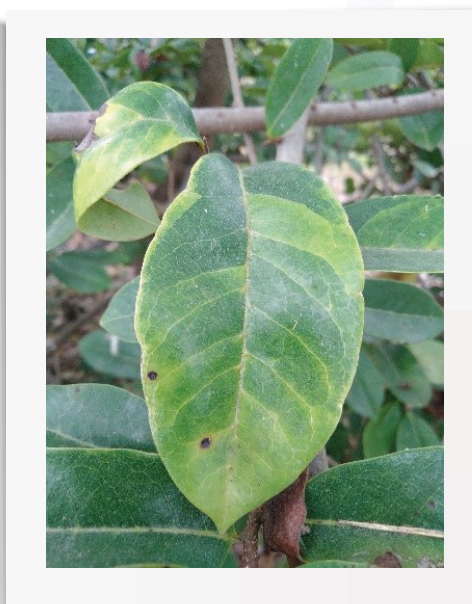


Figura 32. Síntomas de deficiencia de magnesio.

Azufre: El azufre está asociado a la formación de proteínas y clorofila. Los síntomas de deficiencia por S (clorosis foliar) son parecidos a los del N (Fig. 33), pero a diferencia de este, el S no es altamente móvil en la planta. Los frutos mantienen un color verdusco pálido y tienen un aspecto de falta de succulencia. Un síntoma típico en ramas es el crecimiento delgado, pequeño y leñoso de estas; también se produce un pobre cuajado de los frutos.



Figura 33. Hoja que evidencia la deficiencia de azufre.

Microelementos

Boro: La falta de este mineral genera crecimientos anormales y retardado de los meristemos apicales de la planta, que lucen arrugados, deformados, arrepollados y de un color verde oscuro (Fig. 34).



Figura 34. Hojas que expresan deficiencia de boro.

Cobre: La deficiencia de este elemento promueve la formación de brotes achaparrados y distorsión de hojas jóvenes y puntos de crecimientos (Fig. 35), lo cual incluye necrosis de meristemos apicales por déficit en la síntesis de carbohidratos.



Figura 35. Síntomas de deficiencia de cobre.

Zinc: Los síntomas de deficiencia de este elemento se caracterizan por presentar clorosis internerval de la hoja (Fig. 36), alternada con áreas verde pálido, amarillas o incluso blancas.



Figura 36. Síntomas de deficiencia de zinc en una hoja madura de guanábano.

Molibdeno: Participa en la conversión de nitratos a nitritos y la fijación de N atmosférico. Los síntomas se caracterizan por clorosis a nivel de hojas viejas (**Fig. 37**), que luego pasa a las hojas jóvenes y puede alcanzar los puntos de crecimientos, los cuales mueren.



Figura 37. Síntomas de deficiencia de molibdeno.

Rol del pH del suelo en la asimilación de los elementos minerales por las plantas

El pH del suelo actúa directamente sobre el estatus químico de los elementos esenciales, en particular de los micronutrientes. Por lo general, en suelos con pH inferior a 6, los elementos Mn, Zn, Fe y Cu se encuentran en el suelo en forma muy asimilable por la planta (**Tabla 6**), pero en la medida que el pH del suelo aumenta hacia la alcalinidad estos micronutrientes se van transformando en óxidos, hidróxidos, fosfatos y carbonatos, lo cual se correlaciona positivamente con una indisponibilidad para las plantas, ya que además se forman complejos insolubles por la participación de otras sustancias presentes en esos suelos. En cambio, en condiciones de ligera alcalinidad el Mo es fácilmente absorbido, lo que no ocurre en condiciones de acidez.

Tabla 6. Valores de pH del suelo en los que se maximiza la asimilación de micronutrientes

Elementos minerales	pH
Fe	3,0 – 6,5
Mn	3,0 – 6,5
Zn	3,5 – 7,0
Cu	3,5 – 7,0
Mb	6,5 – 9,0
B	5,0 – 7,2

Fuente: VALAGRO SpA (2004).

Dinámica de los elementos minerales en la planta de guanábana en las condiciones del litoral ecuatoriano

Como parte del proceso de establecimiento de un plan de competitividad para este cultivo, se ha identificado como problema importante el manejo inadecuado de la nutrición de la especie. Esto tiene sus causas en el desconocimiento de las condiciones locales del cultivo, niveles críticos y demanda de nutrimentos de la planta, en función de cuestiones como el tipo de suelo y su composición química, la relación clima-fenología de la planta, la edad y el cultivar, entre otras. Se estima que el inadecuado manejo de la nutrición del cultivo en las circunstancias ya anotadas podría estar causando pérdidas del orden del 20-30%.

Los análisis químico-físicos de los suelos, combinados adecuadamente con el análisis de tejidos, son una excelente herramienta para dar recomendaciones correctas de fertilización. Además, para realizar una correcta decisión de cuándo, cuánto y qué aplicar en un programa de nutrición del cultivo es necesario tener conocimientos básicos sobre la dinámica y variación de los niveles nutrimentales en los diferentes órganos de la planta a través del ciclo fenológico. Estos conocimientos deben generarse a través de un estudio pormenorizado de los niveles de macro y microelementos más importantes en todos los órganos a través del ciclo productivo completo de la planta.

Con ese propósito, a partir de muestras extraídas de árboles en condición de crecimiento natural in situ en una localidad del cantón Paján, se realizaron análisis en los laboratorios de Manejo de Suelos y Agua de la Estación Experimental Boliche del INIAP. Se determinaron calcio, magnesio, hierro, cobre, zinc y manganeso a partir de cenizas de tejido después de ser digeridas con HNO_3 , por medio de espectrofotometría de absorción atómica (Jones y Case, 1990). El nitrógeno se determinó por el método Micro-Kjeldahl, el fósforo por colorimetría ultravioleta en solución vanadomolibdica y el boro por colorimetría de la azometina-H (Malavolta *et al.*, 1997).

En la **tabla 7** se pueden observar los valores del contenido en ppm (partes por millón) de los seis macroelementos (N-P-K-Ca-Mg-S) y cinco microelementos (Zn-Cu-Fe-Mn-B) en tres órganos de la planta (hoja, rama y raíz; además la proporcionalidad de cada elemento en estos (**Tabla 7**).

Tabla 7. Proporción de la concentración nutrimental (ppm) en varios órganos de la planta de guanábana. Paján-Manabí, EELS INIAP, 2010

	N	P	K	Ca	Mg	S	Zn	Cu	Fe	Mn	B
Hoja	43,0	39,6	46,4	43,7	45,1	27,0	0,9	31,7	12,6	34,0	55,5
Rama	27,1	39,6	24,5	35,8	27,4	41,9	1,5	31,9	6,84	16,7	25,3
Raíz	29,8	20,7	29,0	20,4	27,4	31,0	1,1	36,2	80,5	49,2	19,1

La concentración nutrimental en la hoja de todos los elementos, excepto el S, el Zn y el Cu, es marcadamente superior que en la rama y la raíz; esto es lógico si se conoce que las hojas constituyen el principal órgano de reserva de nutrientes de las plantas (Hills y Benton, 1996).

Al observar el movimiento de los nutrientes a través del año (febrero-diciembre) (Figs. 38-48) se puede constatar que los valores de concentración nutrimental en todos los elementos y en cada uno de los órganos de la planta alternan valores altos con valores bajos. Esto se debe a la fenología de la planta, ya que esta presenta aproximadamente entre tres a cuatro ciclos de flujos vegetativos, en los que ocurren marcados procesos de demanda nutrimental para la formación de los nuevos tejidos. Nótese que, desde los meses de febrero, marzo y abril, coincidentes con la época de lluvias, los elementos nutritivos contenidos en la raíz se exportan en beneficio de la formación del primer flujo vegetativo que sucede en esa época del año. Posteriormente, en el mes de julio, coincidente con el llenado final del fruto (julio, agosto y septiembre) se puede notar la tendencia a la baja en las concentraciones de la mayoría de los elementos nutritivos en hojas, ramas y raíces, ya que se trasladan para alimentar a los demandantes frutos en desarrollo.

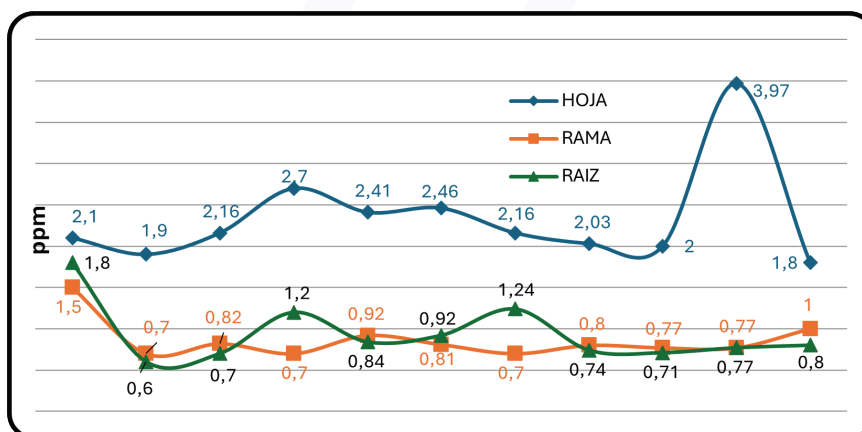


Figura 38. Dinámica nutrimental del nitrógeno en guanábana. Paján, Manabí. EELS-INIAP.

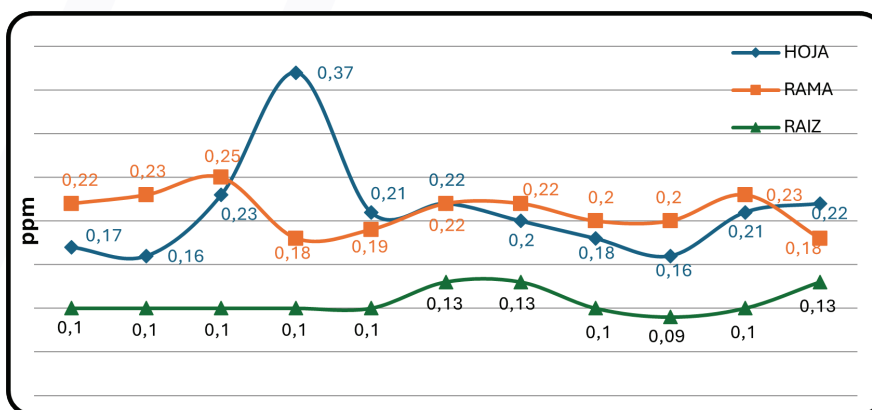


Figura 39. Dinámica nutrimental del fósforo en guanábana. Paján, Manabí. EELS-INIAP.

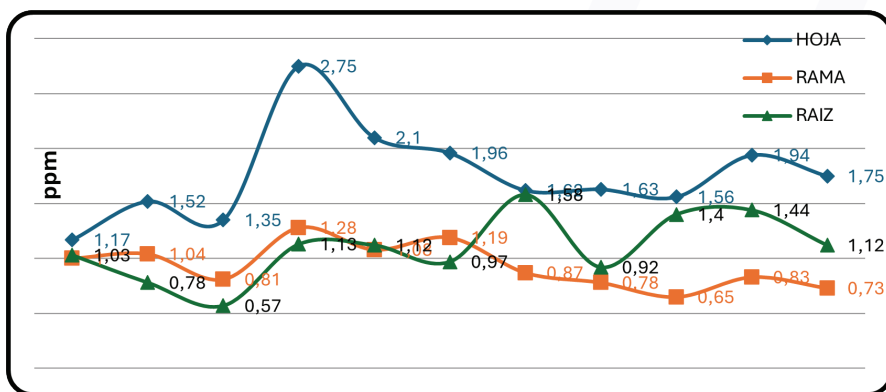


Figura 40. Dinámica nutrimental del potasio en guanábana. Paján, Manabí. EELS-INIAP.

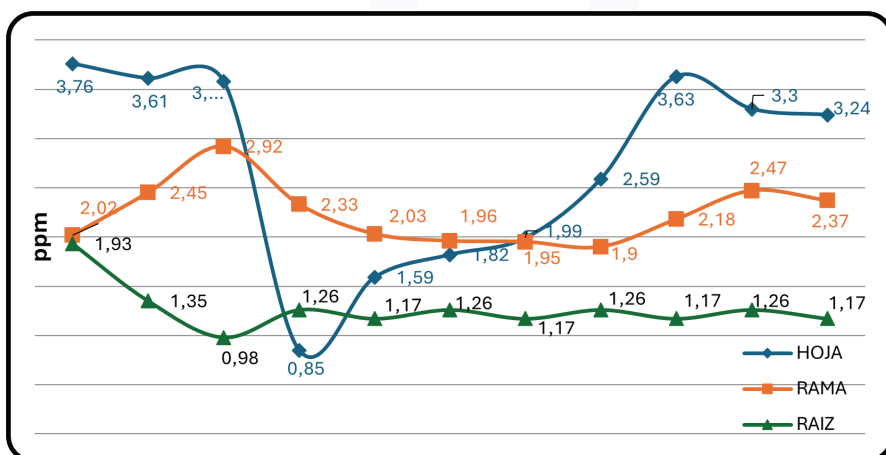


Figura 41. Dinámica nutrimental del calcio en guanábana. Paján, Manabí. EELS-INIAP.

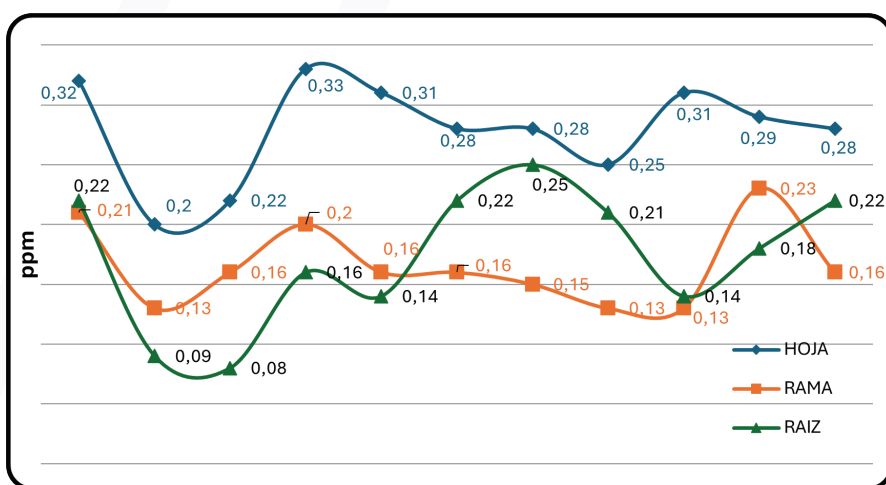


Figura 42. Dinámica nutrimental del magnesio en guanábana. Paján, Manabí. EELS-INIAP.

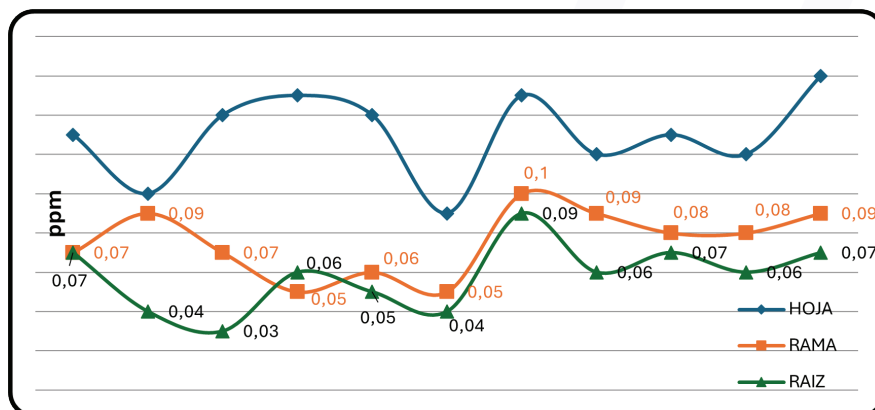


Figura 43. Dinámica nutrimental del azufre en guanábana. Paján, Manabí. EELS-INIAP.

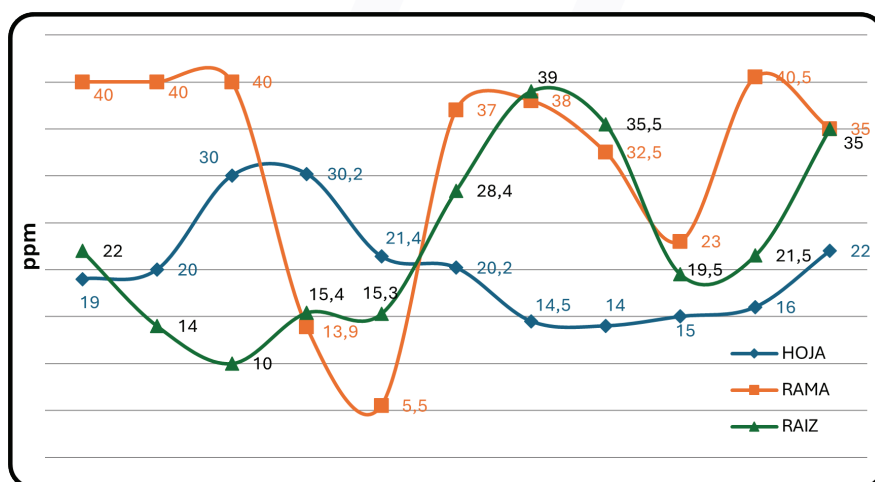


Figura 44. Dinámica nutrimental del zinc en guanábana. Paján, Manabí. EELS-INIAP.

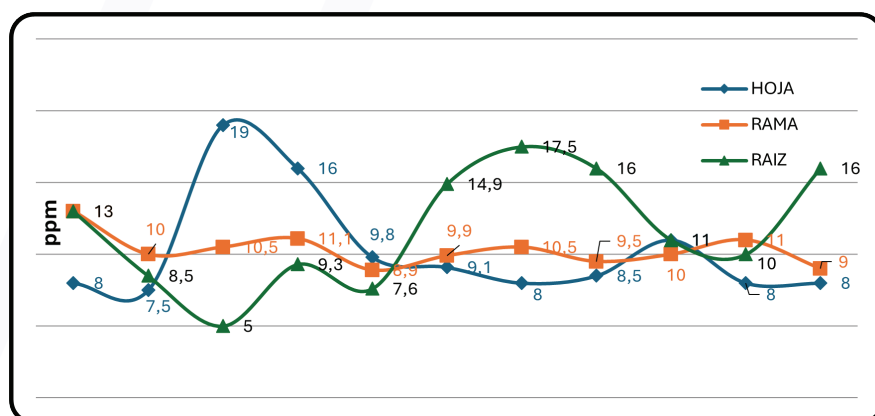


Figura 45. Dinámica nutrimental del cobre en guanábana. Paján, Manabí. EELS-INIAP.

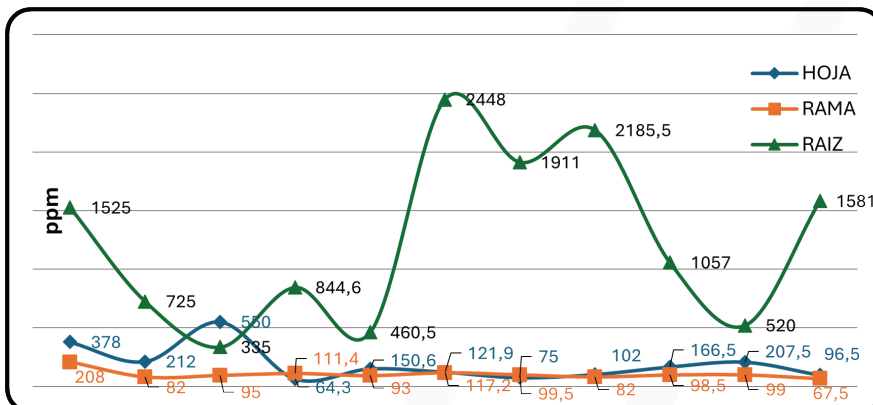


Figura 46. Dinámica nutrimental del hierro en guanábana. Paján, Manabí. EELS-INIAP.

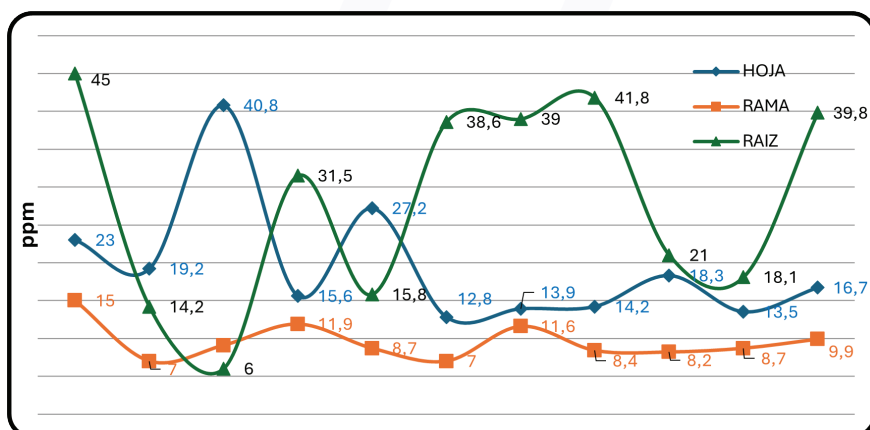


Figura 47. Dinámica nutrimental del manganeso en guanábana. Paján, Manabí. EELS-INIAP.

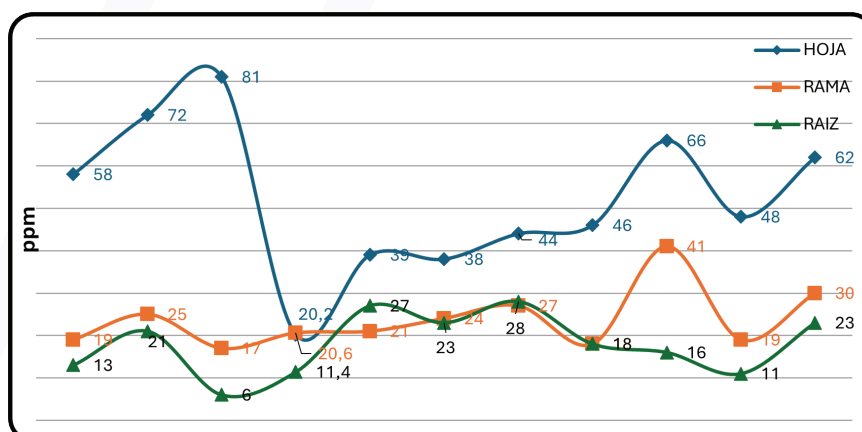


Figura 48. Dinámica nutrimental del boro en guanábana. Paján, Manabí. EELS-INIAP.

Análisis de suelo y follaje

Para obtener una productividad alta en el cultivo de guanábana, es necesario basar la nutrición en un programa de fertilización adecuado a las condiciones de suelo y clima del sitio de la plantación.

Para elaborar este programa se precisa contar con la información técnica que proporciona el análisis químico de suelos y follaje del cultivo. En dependencia de la información que se desee obtener tanto del suelo como del follaje, existen varios tipos de análisis químicos que se hacen en el laboratorio.

Como ya se mencionó, la periodicidad del análisis de suelos y follaje en cultivos perennes es de dos años, ya que parte de los nutrientes que adquiere el árbol en la fertilización, se integra a sus tejidos como reserva, para utilizarlos en el próximo ciclo vegetativo (siguiente año); por ello, la fertilización a realizar en el ciclo siguiente será la misma que se hizo en el ciclo precedente en cantidad y tipo de fertilizante. En el siguiente análisis año se valorará nuevamente la cantidad y clase de fertilizante a aplicar de acuerdo con los nuevos resultados.

Es importante mantener en el tiempo la realización de análisis bianuales, tanto en los suelos (0-30 cm y 30-60 cm) como en el follaje, para evitar deficiencias y desbalances crónicos de nutrientes que incidirán sobre la productividad, el estado vegetativo y la sanidad del árbol (Fig. 49).



Figura 49. Toma de una muestra de suelo (a) y de follaje (b) para el análisis de nutrientes.

Para obtener una muestra adecuada de suelo para enviar al análisis de laboratorio, se deben seguir los siguientes pasos:

- Elaborar un croquis de la plantación.
- Identificar en el croquis los lotes que presenten condiciones diferentes de suelo (color, textura, pendiente, manejo, drenaje, pedregosidad).
- De cada lote particular identificado de acuerdo con lo anterior, se extraerá una muestra a dos profundidades: 0-30 cm y 30-60 cm.
- En cada lote identificado no mayor a 5 ha se tomarán de 15 a 20 submuestras (en forma de zigzag, las cuales una vez mezcladas constituirán una muestra (dos libras).

El procedimiento para el muestreo es el siguiente:

- Limpiar bien la superficie del sitio donde se tomará la muestra, eliminando restos vegetales, piedras, estiércol, fertilizante y otros contaminantes.
- Con la ayuda de una pala abrir un hueco en forma de V y de uno de los dos lados tomar una “tajada” de 2 cm de espesor y 5 cm de ancho.
- El procedimiento anterior se debe hacer de 0-30 cm y de 30-60 cm de profundidad, de forma que se obtendrán dos submuestras.
- Depositar en un balde limpio cada submuestra del lote correspondiente (nunca mezclar submuestras de diferentes lotes). Una vez obtenidas las 15-20 submuestras por cada lote de 5 ha, mezclar muy bien y luego tomar dos libras, la cual será la muestra para ese lote y profundidad.
- Depositar cada muestra en doble funda plástica y etiquetarla adecuadamente con la siguiente información: nombre del propietario; nombre de la finca; sitio, parroquia, cantón y provincia de la finca; identificación del lote y profundidad de muestreo; fecha del muestreo.

Para la toma de muestras de follaje se debe proceder de la siguiente manera:

- Dentro de cada lote identificado y dentro de cada submuestra tomada del suelo, elegir el árbol adyacente al hueco elaborado.
- De ese árbol, extraer 10 hojas maduras (fisiológicamente activas, ni jóvenes ni viejas) arrancadas equidistantemente en todo el perímetro del árbol, y depositarlas en un balde limpio.
- Mezclar homogéneamente todas las hojas de las submuestras de cada lote (nunca mezclar hojas de diferentes lotes) y tomar 100 hojas al azar, las cuales serán la muestra de ese lote.
- Una vez obtenida la muestra se etiquetará con la misma información que lleva la muestra de suelo.

Cada muestra deberá ser depositada en una bolsa de papel y enviarse lo más pronto posible al laboratorio, ya que es un material vivo que empezará a deteriorarse rápidamente. Para evitar esto, mientras se espera para ser llevada al laboratorio debe conservarse en un refrigerador.

En dependencia de la información que se desee obtener del diagnóstico físico-químico de suelo y follaje, existen varias categorías de análisis que se pueden solicitar al laboratorio (Tabla 8).

Tabla 8. Tipos de análisis de follaje, suelo y agua ofrecidos por los laboratorios del INIAP

 INSTITUTO NACIONAL DE INVESTIGACIONES AGROPECUARIAS ESTACIÓN EXPERIMENTAL LITORAL SUR LABORATORIO DE SUELOS, TEJIDOS VEGETALES Y AGUAS CERTIFICADO DE CALIDAD NORMA ISO/IEC 17025			
Km. 26 Vía Durán-Tambo, Parroquia Virgen de Fátima, Cantón Yaguachi, Provincia del Guayas Página web: www.iniap.gob.ec Correo Electrónico Lab. Suelos: labsuelos.eels@iniap.gob.ec Apartado postal: 09 01 7069, Teléf. 04 2724-119 ext. 133			
		P. Unitario 12% IVA	P. Total
ANÁLISIS DE SUELOS			
Suelo 1 pH-N-P-K-Ca-Mg	11,45	1,37	12,82
Suelos 2 (pH-N-P-K-Ca-Mg-S-Fe-Cu-Mn-Zn-B, suma de bases)	20,89	2,51	23,40
Suelos 3 (pH-N-P-K-Ca-Mg-S-Fe-Cu-Mn-Zn-B, suma de bases, M.O.)	24,48	2,94	27,42
Suelos 4 (pH-N-P-K-Ca-Mg-S-Fe-Cu-Mn-Zn-B, suma de bases, M.O. - Textura)	26,09	3,13	29,22
Determinaciones especiales (Cl, Na, Nitratos c/e)	7,92	0,95	8,87
Determinaciones especiales (S-B c/e)	5,39	0,65	6,04
Nitrógeno Total	8,58	1,03	9,61
Materia Orgánica	10,00	1,20	11,20
Acidez Libre	5,39	0,65	6,04
pH	3,22	0,39	3,61
Textura	5,87	0,70	6,57
Capacidad de Intercambio Catiónico	30,00	3,60	33,60
Salinidad de suelos 1 pH-CE-Cationes ^{1/}	17,28	2,07	19,35
Salinidad de suelos 2 pH-CE-Cationes (Ca-Na-Mg-K), Aniones (Cloro, Sulfato, Carbonatos y Bicarbonatos)	21,60	2,59	24,19
Conductividad Eléctrica	4,32	0,52	4,84
Densidad aparente	3,21	0,39	3,60
% Humedad	3,21	0,39	3,60

Podas

La poda en la guanábana consiste en cortes con el propósito de eliminar segmentos de ramas, para dar una formación adecuada al árbol en el inicio de su crecimiento después de la siembra, quitar ramas competentes y que estén creciendo en dirección equivocada, retirar chupones, ramas enfermas y reducir el exceso de follaje.

Las podas permiten equilibrar el tamaño de la planta, establecer una estructura adecuada, una ramificación balanceada y óptimamente distribuida, lo que favorece la aireación y la luminosidad interna de la planta. Se crea así un ambiente desfavorable para la presencia de plagas y enfermedades, y mejoran la eficacia y la eficiencia de las aspersiones foliares de los productos que se apliquen. La poda, además, establece un equilibrio vegetativo en el árbol, lo que conduce a la obtención de frutos de alta calidad. Los principales tipos de poda son:

Poda de formación: Este tipo de poda tiene el objeto de crear una estructura equilibrada y equidistante de las ramas primarias, secundarias y terciarias del árbol, de forma que este pueda soportar el peso de la carga productiva a lo largo de toda su vida. Se inicia prácticamente después de la siembra en el terreno definitivo. Una vez que la pequeña planta empieza su crecimiento, hay que dejar que el eje principal alcance aproximadamente un metro de altura. Cuando ocurra esto, se hace un corte sesgado para promover la brotación de yemas vegetativas alrededor de este. En la decapitación del arbolito se debe tener la precaución de hacer cortes limpios y prolijos y con una angulación adecuada (Fig. 50).

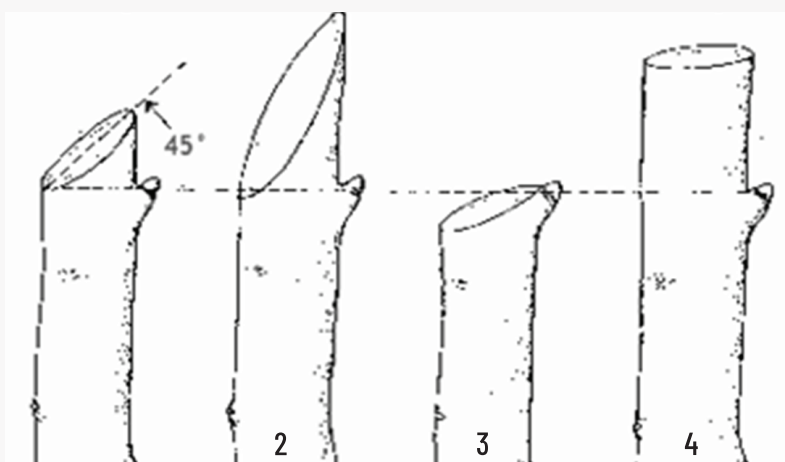


Figura 50. Ángulos de corte en la poda. 1. corte correcto, 2. corte demasiado angulado, 3. corte muy bajo, 4. corte muy alto y sin angulación.

De los brotes nuevos se dejan tres o cuatro equidistantemente separados entre sí, los cuales conformarán el “primer piso” del árbol. Luego, cuando las ramas del “primer piso” hayan alcanzado los 80 cm de longitud, se cortan a 60 cm para promover la salida de brotes de estas, de los cuales se dejan de dos a tres brotes por cada rama; estos conformarán el “segundo piso” del árbol. Estos últimos brotes se dejarán crecer unos 70 cm para finalmente cortarlos a 50 cm de longitud, con lo que se establecerá el “tercer piso” del árbol. Con esto quedará conformada la estructura básica definitiva del árbol (Fig. 51).



Figura 51. Esquema de la estructura básica que debe tener el árbol una vez realizada la poda de formación.

Poda de mantenimiento: Se ejecuta para proporcionar mantenimiento a la estructura básica del árbol. Se debe mantener un equilibrio entre el número de ramas y la posición que estas ocupan en la planta. Por lo general, esta poda busca eliminar ramas mal ubicadas, esto es, aquellas que están superpuestas a otras ramas, y aquellas que crecen en dirección al interior del árbol; los denominados “chupones” que crecen verticalmente muy vigorosos desde la base de la planta también se eliminan. La poda de mantenimiento también tiene el propósito de retirar el exceso de follaje y ramas, ya que la guanábana tiene un hábito vegetativo muy vigoroso; en esto, hay que tener la precaución de no retirar más del 25% de la masa foliar total, ya que de hacerlo se puede romper el equilibrio vegetativo de la planta (Fig. 52).

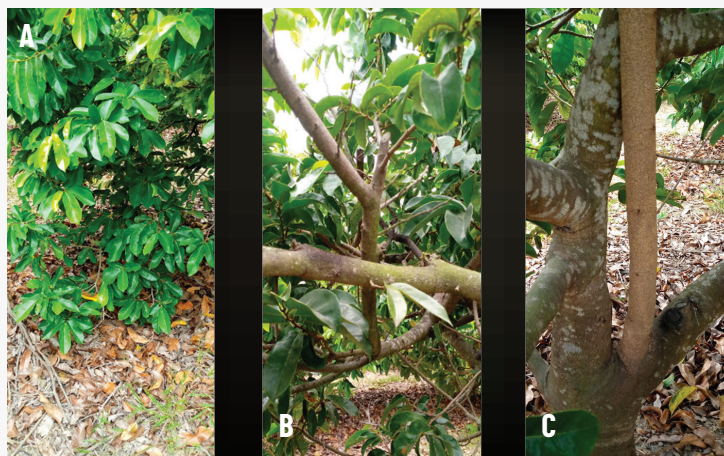


Figura 52. Algunas partes del árbol que deben ser removidas con la poda de mantenimiento.

A. árbol con ramas a nivel del suelo B. ramas superpuestas en el follaje del árbol
C. chupones creciendo desde la base del árbol.

Poda sanitaria: Durante su vida, el árbol tendrá afectaciones por microorganismos, principalmente hongos, que producen afectaciones tales como manchas y necrosis de hojas y brotes que finalmente conllevan a la muerte de segmentos de ramas. Es necesario eliminar estas ramas afectadas para evitar que la infección alcance al tallo principal y produzca la muerte del árbol. A esto se denomina poda sanitaria, que se efectúa de manera frecuente y durante toda la vida de la planta (Fig. 53).



Figura 53. Ramas con afectaciones sanitarias que deben ser podadas.

Poda de rejuvenecimiento: Producto de la explotación comercial continua del árbol por varios años, la copa llegará a extenderse demasiado, tanto en altura como en diámetro, por lo que es necesario “regresarla” a los términos de la distancia de siembra original, tomando como referencia el tallo principal. En este caso se cortarán ramas gruesas, por lo que será necesario el uso de herramientas como la motosierra. Por lo general y como regla universal, una planta “rejuvenecida” no deberá sobrepasar una altura y diámetro de cuatro metros.

Los árboles de una plantación correctamente podada deberán tener una adecuada distribución de ramas y hojas, para que estén aireados y reciban un óptimo ingreso de luz solar; esto es indispensable para que no se formen microclimas en el interior del árbol, que promuevan el hábitat para insectos plaga y enfermedades. Es conveniente la elaboración de “puertas” en el árbol para el ingreso de la luz solar, las cuales deberán estar direccionadas de este a oeste (Fig. 54).



Figura 54. Vista superior de árboles adecuadamente podados que exhiben una “puerta” para el ingreso de la luz solar.

Herramientas y materiales utilizados en la poda: Existen diversos tipos de herramientas para ejecutar las labores de poda, entre ellas las tijeras de mano N° 2 y 5, y la tijera de doble mano N° 20; estas se utilizan para hacer cortes de ramas de hasta 1,5 cm de diámetro. También se emplean los serruchos de poda, en ramas con diámetros superiores a 1,5 cm (Fig. 55).



Figura 55. Herramientas y materiales utilizados en las labores de poda de la guanábana.

Las motosierras de altura (también conocidas como podadoras de altura) tienen la capacidad de realizar cortes en ramas de hasta 12 cm de diámetro, no aconsejándose su empleo ramas más gruesas, pues se excede la capacidad y resistencia mecánicas para las que están diseñados estos equipos. Cuando se tienen que hacer cortes en diámetros de ramas superiores a 12 cm (generalmente en podas de rejuvenecimiento en árboles de mucha edad) se deben utilizar motosierras convencionales.

Otra herramienta de ayuda en las labores de poda son las escaleras metálicas o de madera; estas permiten llegar a ramas altas que no alcanzaría un trabajador desde el suelo, por el tamaño considerable que alcanzan los árboles de guanábana.

Como prendas de protección se debe utilizar guantes semirrígidos para cuidar los dedos en caso de alguna mala maniobra con las tijeras, que poseen un filo muy cortante, casco de plástico para protegerse de ramas altas que caen cuando se trabaja con motosierra de altura, y gafas protectoras de ojos para prevenir la introducción de astillas de madera que se generan durante el corte, sobre todo con motosierras.

Se necesitan también pastas fúngicas para cubrir las heridas que quedan en las plantas luego de los cortes y

desinfectantes para las herramientas, como hipoclorito de sodio, amonio cuaternario, formol, alcohol, entre otros.

Polinización

La transferencia de polen viable desde las anteras u órgano masculino de una flor hacia el estigma u órgano femenino de una flor se denomina polinización. Esta transmisión puede suceder de las anteras de la misma flor hermafrodita, de las anteras de otra flor dentro del mismo árbol (polinización autógama o autopolinización), y de la flor de un árbol diferente (polinización alógama). Una vez que la flor ha sido polinizada ocurre la fertilización, proceso por el cual el grano de polen germina en el estigma, emite el tubo polínico y fecunda el óvulo (fecundación). En la naturaleza, la transferencia del polen hacia la parte femenina depende parcial o totalmente de la acción del viento (anemófila), de los insectos (entomófila), e incluso, de ciertos tipos de aves (ornitófila) (Peña, 2003).

El polen de las anonáceas tiene propiedades adhesivas, y es por ello capaz de impregnarse en el cuerpo de los insectos; su viabilidad es de aproximadamente 24 horas (Reiss, 1971), tiempo suficiente para su movimiento desde flores viejas (fase masculina) hacia flores que han entrado a fase femenina (receptivas). Por lo general, la fase femenina de la flor dura alrededor entre 18 y 25 horas, y la fase masculina unas 12 horas (Podoler *et al.*, 1985, Nadel y Peña, 1994). Los polinizadores de la guanábana denominados cucarrones entran en la flor, caminan sobre los estambres y estigmas. Estos se impregnan de polen cuando las flores están en su etapa masculina y luego se desplazan cubiertos de este hacia otras flores que se encuentran en estado femenino receptivo y se produce la polinización (Nadel y Peña, 1994).

La mayoría de las especies de la familia *Annonaceae* son polinizadas por insectos del orden Coleoptera (cucarrones) (Villalta, 1988) y en menor medida por trips y chinches (Peña, 2003). Algunos reportes sugieren también la intervención de cucarachas en otras anonáceas (Nagamitsu e Inoue, 1997).

Los escarabajos de la familia Scarabaeidae son los responsables de la polinización de las flores grandes de la sección Guanabani [Eu-Annona] (Peña, 2003) a la que pertenece la guanábana, y los escarabajos pequeños de las familias Nitidulidae (cucarroncitos de la savia), Curculionidae (picudos), Cucujidae (cucújidos), Staphylinidae (estafilínidos), y Anthicidae (antícidos) (Fig. 56), son los responsables de la polinización de las flores pequeñas de la sección Attae. En condiciones de campo se ha comprobado el papel de los insectos polinizadores, a observarse el ingreso de los insectos a las flores, su impregnación de polen, su transporte y el incremento en la fructificación como resultado de este fenómeno.



Figura 56. Coleóptero de la familia Scarabaeidae totalmente impregnado de polen de guanábana.

Las flores de las anonáceas no son llamativas, pero en cambio son muy aromáticas; esta propiedad se combina con una temperatura floral superior a la del ambiente, lo que produce mayor volatilidad de los compuestos aromáticos, cuyo olor atrae a los polinizadores naturales (Gottsberger, 1970). Las flores de las anonáceas no producen néctar; los insectos que ingresan a ellas se aprovechan de otros elementos de la flor como alimento, como los pétalos (Gottsberger 1988), la parte carnosa de las puntas de los estambres (Nadel y Peña, 1994), el polen (Gottsberger, 1988; Deroín, 1989; Peña, 2003) y exudaciones de los estigmas (Vithanage, 1984; Gottsberger, 1988; Peña, 2003). Además, hay evidencias de que algunos polinizadores usan las flores como sitio de cópula (Webber, 1981; Gottsberger, 1988; Deroín, 1989; Peña, 2003).

La polinización fallida es considerada uno de los problemas críticos y limitantes en la producción de frutos del género *Annona* (Gazit *et al.*, 1982). Esta tiene sus causas principales en la dicogamia protogínica y en la estructura botánica de la flor, que es una campana cerrada formada por tres pétalos externos y tres pétalos internos, lo cual dificulta la entrada de los insectos polinizadores. Últimamente y debido a factores que tienen que ver con el fallo en este proceso de los actores antes mencionados, el hombre ha intervenido en este proceso realizando directamente la transferencia del polen (polinización artificial o antropogénica). En la guanábana, la altura de los árboles y el hecho de que las flores no siempre están agrupadas en ramas accesibles es un factor que dificulta este proceso.

La protoginia es una adaptación evolutiva que poseen las anonáceas para prevenir la polinización en los estigmas de la misma flor, y se considera como una estrategia de las plantas para evitar la auto-fertilización. Esta “táctica” ocurre tanto en la misma flor como en flores distintas del mismo árbol, lo cual logra sincronizar la floración de forma que no coincidan los tiempos de maduración de los gametos masculino y femenino. De esta manera, las anonáceas logran que las flores que están abiertas tengan un solo sexo funcional durante un

período determinado. Con esto se genera una incompatibilidad entre el polen y el óvulo de la misma planta, lo que impide la autopolinización (Peña, 2003).

Insectos plaga en el cultivo de la guanábana.

Chinche de encaje (*Corythucha gossypii* Fabricius, 1794)

Taxonomía (Catalogue of life, 2021)

Reino: Animal

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Hemiptera

Familia: Tingidae

Género: *Corythucha*

Especie: *gossypii*

Descripción y biología: Los huevos son ovipositados individualmente en el envés de la hoja junto a las nervaduras, y están protegidos por una secreción gomosa de color negro. El período de incubación tarda 4-7 días aproximadamente. Las ninfas pasan por 5 instares, cumpliéndolos en 16-21 días; inicialmente presentan color amarillo con marcas pardas sobre el tórax y el abdomen. El estado adulto mide 3-4 mm; la cabeza se localiza bajo un capuchón puntiagudo (**Fig. 57**); posee una tonalidad blanca-grisácea con una apariencia vidriosa, observándose reticulaciones entre el pronoto y las alas delanteras. La longevidad del adulto es de 34 días aproximadamente (Coto y Saunders, 2001; Oliveira *et al.*, 2019).

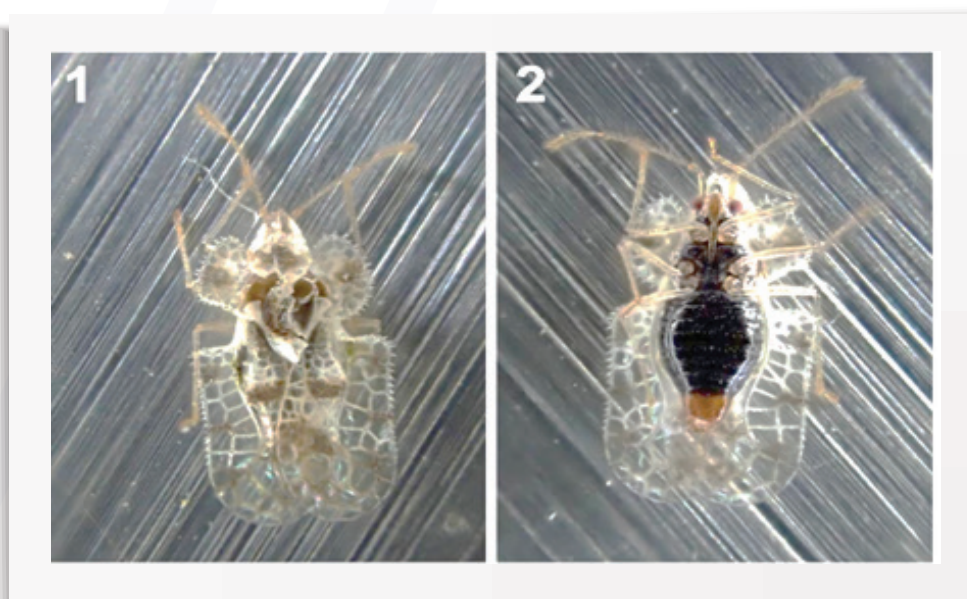


Figura 57. *C. gossypii* 1) Vista dorsal. 2) Vista ventral. Fuente: Hemala y Maximilián (2023).

Importancia y daños: Es una plaga de importancia económica que afecta a más de 24 especies de plantas, sean estas silvestres o comerciales, destacándose las familias Annonaceae, Passifloraceae, Euphorbiaceae, Solanaceae, entre otras (Giraldo *et al.*, 2018).

Los adultos y las ninfas succionan la savia; producto de su hábito alimenticio, inicialmente se observa un punteado blanco cremoso que se vuelve progresivo generando clorosis y senescencia prematura (Fig. 58). Las altas poblaciones son favorecidas por las condiciones secas, que retardan el crecimiento de su huésped (Coto y Saunders, 2001).



Figura 58. Estados adultos e inmaduros de la chinche de encaje *C. gossypii* sobre el envés del hospedero *Ricinus communis*.
Fuente: López *et al.* (2013).

Estrategias de manejo

Cultural: Se recomienda el monitoreo periódico de la plaga, la conservación de los artrópodos benéficos realizando aplicaciones reducidas de insecticidas, y la implementación de buenas prácticas agrícolas (podas sanitarias, adecuada nutrición, entre otras).

Biológica: En Colombia se demostró que el extracto de la semilla de *Rollinia mucosa*, conocida como anón amazónico, tiene gran potencial como biocontrolador de la chinche de encaje debido a sus propiedades insecticidas y disuasorias. Mediante este estudio se constató que la mortalidad de las ninfas fue del 86,67% posterior a las 72 h con una dosis de 5 $\mu\text{g mL}^{-1}$ (Giraldo *et al.*, 2018).

En Croacia se determinó la eficacia de preparados a base de extracto de café (45 g L^{-1}), cafeína estándar (45 g L^{-1}), extracto de hoja de Stevia (6 g L^{-1} y 7,5 g L^{-1}) y una mezcla de café (45 g L^{-1}) para el control de la plaga. La

potencial actividad insecticida se encontró cuando se utilizaron mezclas de extractos de café y Stevia, logrando controlar el 75% de los individuos (Čirjak, 2021).

Química: Se ha demostrado que las aspersiones con los insecticidas como el Dimetoato 0,1% y el Imidacloprid 0,1% son eficaces en su control (Giraldo *et al.*, 2018). En higuera (*Ricinus communis* L.) los insecticidas Tiametoxam, Dimetoato e Imidacloprid controlaron *C. gossypii* con porcentajes de efectividad de 38,62%, 86,94% y 87,33%, respectivamente (Varón *et al.*, 2010).

Polilla de la guanábana (*Oenomaus ortygnus* Cramer, 1782)

Taxonomía (Catalogue of life, 2021)

Reino: Animal

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Lepidoptera

Familia: Lycaenidae

Género: *Oenomaus*

Especie: *ortygnus*

Descripción y biología

El huevo es de color blanco, de forma esférica, ligeramente aplanado en la parte superior con estrías longitudinales y transversales; su período de incubación oscila entre 4-5 días. Las larvas neonatas son translúcidas, luego se vuelven blancas, seguidamente amarillas, marrón y finalmente adquieren un color verde olivo. Este estado ocasiona daños severos a las estructuras internas del botón floral y pueden alcanzar una longevidad de 11-12 días. El estado de pupa lo realizan en el suelo; la pupa es obtecta, presenta un color café oscuro con pigmentaciones amarillas y su duración es de 12-14 días. Los adultos, especialmente los machos, presentan color azul en sus alas con márgenes negros en el dorso y manchas irregulares en la parte interna de éstas, mientras que en la vista ventral de las alas anteriores su coloración es grisácea (Fig. 59). En la hembra están ausentes las manchas irregulares y su borde alar es de color negro intenso; dicho estado presenta una longevidad de 27-31 días (Cituk, 2020).



Figura 59. Adulto macho de *O. ortygus*. A) Vista dorsal. B) Vista ventral. Fuente: Cituk (2020).

Importancia y daños

El daño inicia cuando emerge el primer estadio larval, debido a que para su crecimiento y desarrollo las larvas requieren como alimento las estructuras florales, perforando los pétalos, destruyendo los ovarios y estigmas. La flor puede quedar adherida al pedúnculo y en otras ocasiones puede desprenderse. Esta plaga afecta el proceso de la polinización y la formación del fruto (Cituk, 2020) (Fig. 60).

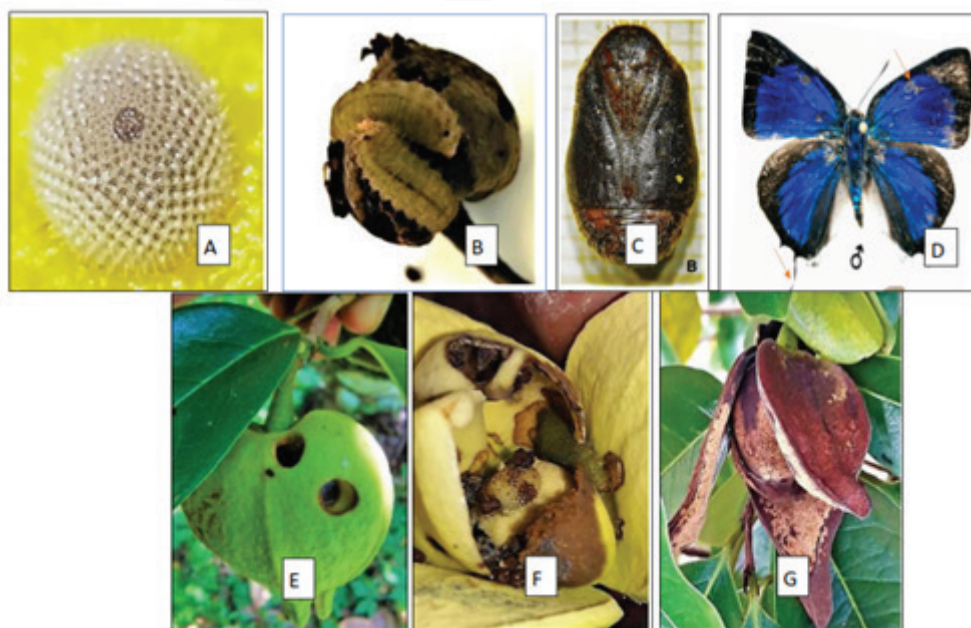


Figura 60. *O. ortygus*. A) Morfología del huevo con aumento de 2.5 X. B) Estado larval. C) Pupa. D) Adulto macho. E) Perforación de la larva en el botón floral. F) Daño interno de las estructuras florales. G) Necrosis del botón floral. Fuente: Cituk (2020).

Estrategias de manejo

Cultural: Se basa en monitoreos periódicos de la plaga, el enfundado de la fruta, la conservación de artrópodos benéficos realizando aplicaciones reducidas de insecticidas, el uso de trampas para la captura de los adultos y la implementación de buenas prácticas agrícolas (podas sanitarias, adecuada nutrición, entre otras).

Biológica: Uso de productos como el jabón potásico y aceites pegajosos (INIAP, 2014).

Química: Se sugiere la aplicación de insecticidas como Clorpirifos en dosis de 1,5 a 2 mL L⁻¹ (INIAP, 2014).

Perforador de la semilla (*Cerconota anonella* Sepp, 1830)

Taxonomía (Catalogue of life, 2021)

Reino: Animal

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Lepidoptera

Familia: Depressariidae

Género: *Cerconota*

Especie: *anonella*

Descripción y biología

Los huevos presentan un contorno oval, el corium es estriado longitudinal y transversalmente, su período de incubación es de 2-8 días. La fase larvaria cumple cinco estadios, las neonatas son de color crema variando a rosado, luego adquieren una tonalidad verde y al completar su desarrollo se vuelven púrpuras; la duración de este período es de 10-26 días. Las pupas son marrón oscura y ligeramente aplanadas, forman un capullo de seda dentro del fruto cercano al borde de la cáscara. El adulto es marrón, la superficie dorsal de las alas anteriores es blanco-plateada (Fig. 61), con escamas oscuras y una pequeña mancha en el centro del ala; posee franjas transversales irregulares un poco curvas y oscuras, el borde lateral tiene flecos y una línea oscura entrecortada, las alas posteriores son más anchas, pero más cortas que las anteriores. La hembra es de mayor tamaño que los machos y el ciclo de vida tarda 37 días (Coto y Saunders, 2001).



Figura 61. Adulto de *C. anonella*. Fuente: Moreira y Uguña (2010).

Importancia y daños

Puede reducir considerablemente la producción generando pérdidas aproximadas al 25%. La hembra coloca sus huevos sobre la epidermis del fruto; cuando las larvas emergen, se alimentan de la corteza, luego se introducen al fruto, invaden las semillas ocasionando galerías en el interior y a la vez promoviendo el desarrollo de patógenos (Coto y Saunders, 2001). Afecta severamente las flores y frutos (Fig. 62), dando lugar al desarrollo de enfermedades como la antracnosis (INIAP, 2014).



Figura 62. Daños ocasionados por *C. anonella* en la estructura floral. Fuente: Moreira y Uguña (2010).

Estrategias de manejo

Cultural: Reina (2022) propone algunas alternativas culturales que pueden implementarse. Una de ellas es la remoción de frutos dañados con la finalidad de evitar la diseminación de la plaga; también pueden emplearse bolsas plásticas o de polipapel para la protección del fruto (Fig. 63), lo que deberá ejecutarse cuando el fruto tenga 2,5 cm de longitud dejando el extremo abierto para el drenaje del agua y circulación del aire. Es conveniente el uso de trampas de luz en varios sitios del cultivo, usando como dispositivo de captura un frasco transparente con 300 mL de etanol al 70% y formalina, con el objetivo de atraer a los insectos por la noche y succionarlos por medio de un ventilador que se encuentra integrado en las trampas. Finalmente, es recomendable promover las buenas prácticas agrícolas y la conservación de la artropofauna benéfica.

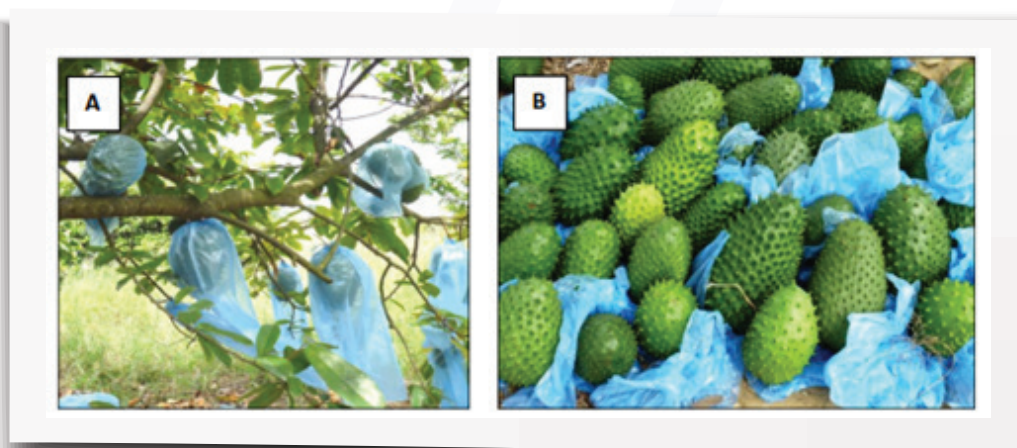


Figura 63. Control cultural de *C. anonella*. A) Enfunde del fruto para facilitar la protección. B) Frutas sanas. Fuente: Moreira y Uguña (2010).

Biológica: Se ha observado que el estado larval de *C. anonella* es parasitado por los himenópteros *Apanteles* sp. y *Xiphosome* sp. (Reina, 2022). Se ha informado también la evaluación de dos extractos botánicos procedentes de *Piper aduncum* y *Syzygium aromaticum* y un producto comercial a base de neem (Neemseto®) al 1%; este último, complementado con el enfundado de los frutos, rindió los mejores resultados, con el 95% de frutos sin daños (Brito *et al.*, 2010).

Química: Se sugiere que las primeras aplicaciones se realicen durante el inicio del cuajado del fruto, luego durante la segunda y tercera semana de esta (INIAP, 2014). Dos alternativas son el Imidacloprid en dosis de 0,75 a 1 mL L⁻¹ y la permetrina en dosis de 0,75 mL L⁻¹.

Avispa de la guanábana (*Bephratelloides maculicollis*, Cameron, 1913)

Taxonomía (Catalogue of life, 2021)

Reino: Animal

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Hymenoptera

Familia: Eurytomidae

Género: *Bephratelloides*

Especie: *maculicollis*

Descripción y biología

Las hembras ovipositan en los frutos tiernos y las semillas. Varios días después emerge la larva, de color blanquecino y forma cilíndrica, segmentada; son ápodas y tienen mandíbulas muy desarrolladas. Las pupas son blancas y progresivamente se vuelven pardas, lo que ocurre dentro de la semilla en unos 40-50 días. La hembra adulta tiene la cabeza anaranjada con el vértice negro, ojos rojos, antenas negras, abdomen comprimido y brillante con un ovipositor largo; las alas anteriores presentan una mancha negra. El macho es similar a la hembra, aunque más pequeño (Fig. 64). El ciclo de vida se completa en 60-75 días (Coto y Saunders, 2001).



Figura 64. Macho de *B. maculicollis*. Fuente: Murcia y Salamanca (2006).

Importancia y daños

Este insecto es también conocido como taladrador de las semillas y perforador de los frutos. Los adultos hacen túneles en la fruta (Fig.65) y las larvas se alimentan del embrión de la semilla (Coto y Saunders, 2001).

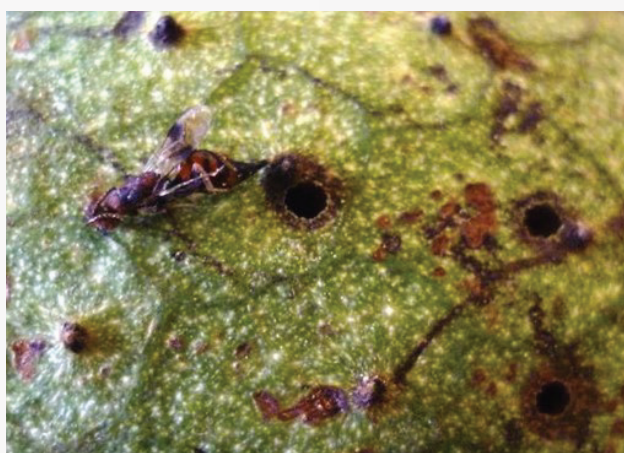


Figura 65. Daños ocasionados por *B. maculicollis* en el fruto de la guanábana. Fuente: Moreira y Uguña (2010).

Estrategias de manejo

Cultural: Deben realizarse monitoreos oportunos para el control de la plaga. Se recomienda enfundar los frutos desde su formación para evitar el ingreso del insecto. Es útil la implementación de buenas prácticas agrícolas que conduzcan a la conservación de la artropofauna benéfica mediante la mínima aplicación de insecticidas.

Biológica: Los insectos pertenecientes a las familias Aulacidae, Proctotrupidae y Braconidae pueden ser utilizados potencialmente para el control biológico de la plaga. Se ha constatado también que el hongo entomopatógeno *Paecilomyces lilacinus* en concentración de $6,4 \times 10^7$ conidios mL^{-1} causó la mortalidad del 100% de *B. maculicollis* en 4 días a una temperatura de 22 OC (Murcia y Salamanca, 2006).

Química: El control químico también es una alternativa si se realiza en el periodo adecuado (Coto y Saunders, 2001).

Taladrador de las ramas y tallos (*Cratosomus* sp.)

Taxonomía: Catalogue of life (2021)

Reino: Animal

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Coleoptera

Familia: Curculionidae

Género: *Cratosomus*

Especie: sp.

Descripción y biología

La hembra puede ovipositar en los tallos o ramas; la larva mide aproximadamente 40 mm de longitud, y en su dorso muestra una mancha parda muy evidente al final del abdomen; posee mandíbulas muy fuertes y en estado pupas son exaratas. El adulto es oscuro (Coto y Saunders, 2001) con gran cantidad de protuberancias sobre el cuerpo y mide entre 30 y 35 mm de longitud (Fig. 66).



Figura 66. Adulto de *Cratosomus* sp. Fuente: (Rodríguez y Jiménez, 2019).

Importancia y daños

Las larvas penetran en las ramas cavando galerías en dirección al tronco, ocasionando el secado de las ramas (González et al., 2013). Las galerías miden hasta 12 mm de diámetro en las ramas y tallos del árbol, siendo complicado observar el daño inicial; los árboles con daños avanzados se marchitan y mueren. Una larva es capaz de construir un túnel de 40 cm de largo antes de transformarse en pupa (Coto y Saunders, 2001).

Estrategias de manejo

Cultural: Monitoreo oportuno del insecto; poda sanitaria; buenas prácticas agrícolas que favorezcan la conservación de la arthropofauna benéfica.

Biológica: Esta plaga es bioregulada por parasitoides como *Scutellista cyanea*, *Metaphicus flavus* y *M. lounsburyi* (INIAP, 2014).

Química: Lo más habitual es la aplicación en el tronco y las ramas de sustancias protectoras. Puede usarse una pasta a base de 1 kg de sulfato de cobre, 4 kg de cal hidratada, 100 g de azufre, 200 g de Diazinon 40 %, 100 g de cloruro de sodio y 12 L de agua (González, 2013).

Escama o cochinilla globosa (*Saissetia coffeae* Walker, 1852)

Taxonomía (Catalogue of life, 2021)

Reino: Animal

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Hemiptera

Familia: Coccidae

Género: *Saissetia*

Especie: *coffeae*

Descripción y biología

El ciclo de vida comprende la etapa de huevo, seguida de dos o tres etapas inmaduras, mientras que, en las especies biparentales, los machos experimentan una forma modificada de metamorfosis incompleta. Esto implica dos fases ninfales alimenticias, seguidas por la etapa prepupal (tercer estadio), la pupal (cuarto estadio) las cuales no se alimentan y, finalmente, la etapa adulta.

Los primeros estadios se alejan de sus madres, con ausencia de la cubierta cerosa y son susceptibles a factores ambientales extremos y a insecticidas; los segundos son similares a los primeros, pero de mayor tamaño. En los estadios más viejos es evidente el dimorfismo sexual; los machos se tornan ovalados, alargados y cubiertos con placas cerosas y translúcidas o puparias (Robayo y Chong, 2015).

Las hembras adultas carecen de alas (Fig. 67), presentan diferentes cambios previos a la oviposición, tales como incremento de tamaño, cambio de color, hinchazón dorsoventral y formación de una cavidad debajo del vientre, presentando un ovisaco ceroso y blanco debajo o detrás del cuerpo.

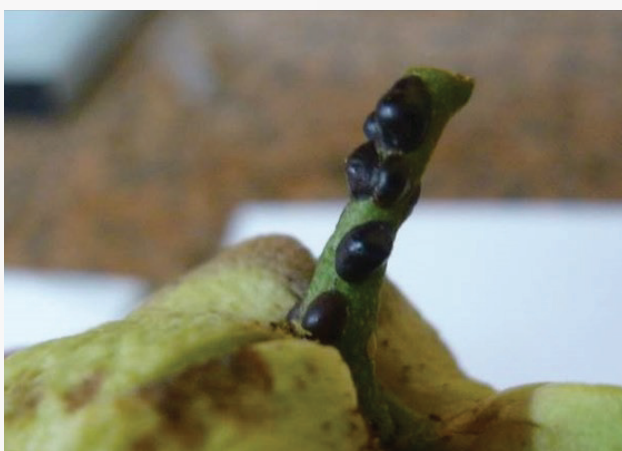


Figura 67. Escama globosa (*Saissetia* sp.) localizada en el pedúnculo de la flor de guanábana. Fuente: Moreira y Uguña (2010).

Importancia y daños

Entre los insectos escamosos, específicamente en la categoría de Hemiptera: Coccoidea, las plagas más prevalentes y perjudiciales a nivel mundial son las pertenecientes a las familias Coccidae (escamas blandas), Diaspididae (escamas acorazadas) y Pseudococcidae (cochinillas). La relevancia económica de las plagas de escamas blandas, como *Saissetia* sp., se deriva de su capacidad para causar daño significativo, el amplio rango de hospedantes y la facilidad de distribución geográfica (Robayo y Chong, 2015).

Estrategias de manejo

Cultural: Pocos estudios respaldan la efectividad de las prácticas de control cultural, aunque existe evidencia de que las prácticas de poda contribuyen de manera eficaz a eliminar tejidos vegetales afectados y reducir las poblaciones de insectos. También se recomienda una adecuada fertilización y riego oportuno con el fin de mantener la vitalidad de las plantas (Kabashima y Dreistadt, 2014).

Biológica: Muchos parasitoides himenópteros de escamas blandas son parte de las familias Aphelinidae, Encyrtidae, Eulophidae y Pteromalidae (Kapranas y Tena, 2015). Los principales depredadores de escamas blandas incluyen escarabajos (Coccinellidae, Anthribidae (*Anthribus* spp.), neurópteros (Chrysopidae, Hemerobiidae, Coniopterygidae y Raphidiidae), entre otros (Rakimov et al., 2015).

Química: Los insecticidas de contacto registrados para el manejo de estas plagas incluyen carbamatos, organofosforados, piretroides, neonicotinoides, imitadores de hormonas juveniles, piriproxifeno, buprofezin, espirotetramato, diamidas, entre otras (Frank, 2012; Kabashima y Dreistadt, 2014). El uso de insecticidas selectivos o compatibles, que afectan mínimamente la supervivencia y el comportamiento de los enemigos naturales, también puede preservar sus poblaciones (Raupp et al., 2001). En contraste, el uso intensivo de insecticidas de amplio espectro como piretroides, carbamatos y organofosforados puede disminuir la abundancia y eficacia de los enemigos naturales, dando lugar a brotes de plagas de insectos escamosos (Prabhaker et al., 2007). Por ello, es preciso ser muy cuidadosos en su aplicación.

Mosca blanca lanuda (*Aleurothrixus floccosus* Maskell, 1896)

Taxonomía: (Catalogue of life, 2021)

Reino: Animal

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Hemiptera

Familia: Aleyrodidae

Género: *Aleurothrixus*

Especie: *floccosus*

Descripción y biología

Los huevos son ovalados, de color castaño a amarillo, están ligeramente recubiertos con un polvillo blanco ceroso y son colocados preferiblemente en el envés de las hojas, dispuestos en forma de círculo. Los estadios ninfales son traslúcidos, de color verde claro y tornan castaño oscuro a medida que transcurre el tiempo; su forma es elíptica y en sus últimos estadios ninfales producen filamentos de cera blanca que recubren y protegen totalmente su cuerpo. Los adultos (**Fig. 68**) viven cerca de 18 a 20 días, son de color amarillo y miden 1,5 mm de longitud, presentan cuatro alas de 2 mm recubiertas con un polvillo blanco, además de tener patas, antenas visibles y un aparato bucal chupador-picador con el que extraen la savia de las plantas (León y Kondo, 2017).



Figura 68. Adulto de *A. floccosus*. Fuente: Hesselein (2023).

Importancia y daños

Las pérdidas causadas por la mosca blanca son variables y difícil de estimar debido al gran número de hospederos que afectan y su amplia distribución geográfica (Knapp *et al.*, 2020).

Se consideran insectos de gran importancia económica, ya que producen daños directos e indirectos. Los daños directos se deben a la succión de la savia de las hojas jóvenes; los indirectos ocurren porque al alimentarse el insecto produce una secreción azucarada (melaza) sobre la superficie de las plantas (Fig. 69), creando así el ambiente apropiado para el crecimiento del hongo *Capnodium sp.*, agente causal de la fumagina. Esta enfermedad afecta el área fotosintética de las plantas, causando elevadas pérdidas. Las infestaciones elevadas pueden ser perjudiciales, sobre todo para las plantas jóvenes (Dutta *et al.* 2018; Windbiel y Messenger, 2020; Palacin *et al.*, 2021).

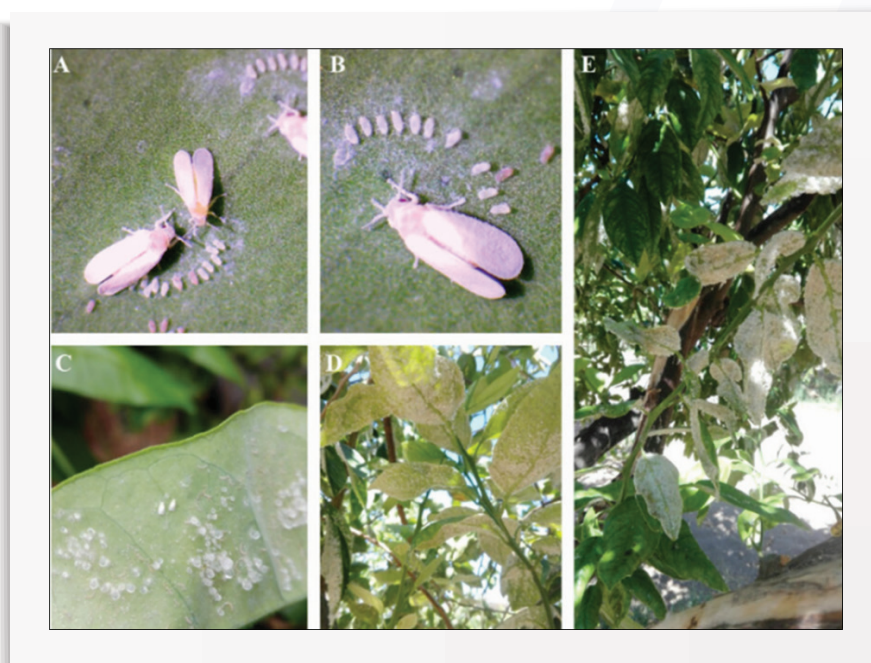


Figura 69. *Aleurothrixus floccosus* (Hemiptera: Aleyrodidae) en árboles de cítricos. A, B, C: Adultos y puesta de huevos en forma de semicírculo D, E: Infestación intensa de *A. floccosus* en las superficies adaxiales de las hojas de los cítricos, con exceso de filamentos lanudos y melaza secretada por los estadios ninfales sedentarios. Fuente: Rioja y Ceballos (2023).

Estrategias de manejo

Cultural: Existen diferentes prácticas que permiten disminuir la incidencia de la mosca blanca, como la eliminación de hospederos alternativos, uso de plantas certificadas, ubicación de mallas dobles en los laterales y cumbreras de los invernaderos, monitoreos oportunos de las plantas, trampas adhesivas y otras (Gerber y Schaffner, 2016).

Biológica: Los principales parasitoides que contribuyen al control biológico son *Encarsia pergandiella* Howard y *Encarsia nigricephala* Dozier, presentes en varios países de Centro y Sur América y diferentes localidades de Estados Unidos (Arnó et al., 2010). Como depredadores se reportan 150 especies de artrópodos, y entre los hongos entomopatógenos se encuentran *Verticillium lecanii*, *Paecilomyces fumosoroseus* y *Beauveria bassiana*, que muestran control efectivo (Wraight et al., 2000).

Química: El control químico debe efectuarse bajo los mismos fundamentos que existen para el manejo de insectos chupadores, como áfidos, trips y algunas escamas protegidas que se localizan en las hojas (León y Kondo, 2017).

Cochinilla harinosa (*Planococcus citri*, Risso, 1813)

Taxonomía (Catalogue of life, 2021)

Reino: Animal

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Hemiptera

Familia: Coccoidea

Género: *Planococcus*

Especie: *citri*

Descripción y biología

La cochinilla es de cuerpo blando; su ciclo de vida oscila entre 20 y 44 días. La hembra (Fig. 70) puede colocar aproximadamente 600 huevos en grupos de estructuras algodonosas llamadas ovisacos, de las que 10 días después emergen los nuevos individuos.



Figura 70. Hembra adulta de *P. citri*. Fuente: Watson (2016).

El macho presenta cuatro estadios ninfales durante su desarrollo y cada estadio está separado por una muda (Fig. 71). En este sentido, los estadios ninfales del macho son más largos; el primero dura 7-14 días, el segundo 6-16 días, el tercero 2-3 días y el cuarto estadio tarda 1-6 días. El estado adulto es de tamaño reducido, presenta el cuerpo alargado, de color rojizo y dos largos filamentos en el extremo posterior (Ortu *et al.*, 2002).

La hembra tiene tres estadios ninfales, cada uno de los cuales está separado por una muda; el primer estadio ninfal dura de 7-17 días, el segundo de 5-13 días y el tercero de 5-14 días. Los huevos tienen forma oblonga, son de color amarillo pálido o rosa y son colocados en grupos de 5-20 unidades dentro de sacos compuestos de filamentos algodonosos y cerosos de color blanco; el segundo estadio es de mayor tamaño respecto al primero; su forma es ovalada, su color es amarillo, con seis antenas segmentadas; en el tercer estadio la hembra adulta es de mayor tamaño y se reconoce fácilmente por el color amarillento de su cuerpo, los siete segmentos de las antenas y la forma ovalada (Ortu *et al.*, 2002).

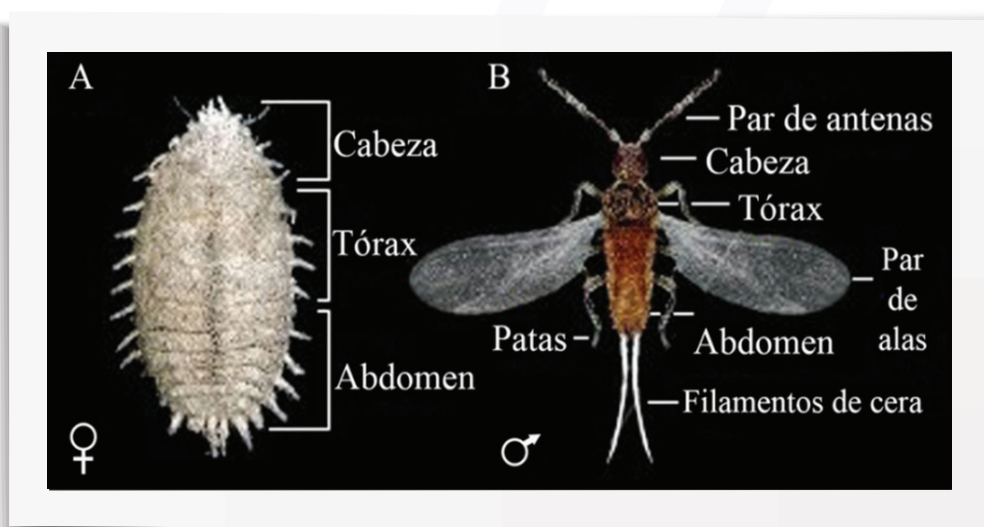


Figura 71. Comparación de la hembra y el macho de *Planococcus citri*. A) Vista dorsal del cuerpo de la hembra adulta donde se observa la segmentación del cuerpo (cabeza, tórax y abdomen) B) Superficie ventral del cuerpo del macho adulto donde se observan un par de antenas, la cabeza, el tórax, un par de alas, el abdomen, tres pares de patas y un par de filamentos de cera. Fuente: Protasov (2017)

Importancia y daños

Las cochinillas son insectos altamente polífagos y se encuentran en aproximadamente 250 familias anfitrionas; atacan a las familias en el siguiente orden de importancia: Poaceae, con 585 especies ya descritas, seguida de Asteraceae (250), Fabaceae (225), Rosaceae (116), Rubiaceae (101), Euphorbiaceae (97), Myrtaceae (94), Labiatae (85), Moraceae (82) y Cyperaceae (75). En general todas las cochinillas tienen importancia a nivel comercial, ya que pueden afectar todas las etapas de desarrollo del cultivo y causar pérdidas de la cosecha (Palma-Jiménez *et al.*, 2019). Entre los cultivos que atacan se encuentran los cítricos, los viñedos, el café y varias plantas ornamentales, siendo probablemente la especie más destructiva de la familia *Pseudococcidae* (Quesada y Rivera, 2016).

Las cochinillas se alimentan de la savia de las plantas y provocan daños a las mismas por ser vectores de patógenos (Vijay y Suresh, 2013). Extraen la savia del tallo, las ramas y las hojas, causando caída prematura y atraso en el crecimiento, e incluso provocan la senescencia de las plantas. El insecto se caracteriza por

producir una secreción de consistencia viscosa en grandes cantidades, que se adhiere a las hojas y racimos de los frutos, generando daños visibles en los cultivos, además de inhibir la fotosíntesis, y provocar pérdida de la vitalidad y turgencia celular. Se conoce que *P. citri* es vector de diferentes enfermedades virales a bajos niveles de infestación (Demirci *et al.*, 2011).

En los diferentes órganos se observan los siguientes síntomas: deformaciones de las yemas terminales y axilares, desecación y caída de flores, frutos pequeños y deformes, los cuales sufren caída por el impacto de las toxinas inyectadas; por último, el hospedero severamente infectado puede morir (Villegas *et al.*, 2009).

Estrategias de manejo

Cultural: Se recomiendan los monitoreos oportunos y la implementación de buenas prácticas agrícolas, como las podas sanitarias, la remoción de hospederos y la adecuada fertilización, entre otras.

Biológica: Es efectiva la liberación de predadores (*Chrysoperla externa*, *Cryptolaemus monstruieri* y parasitoides (*Anagyrus pseudococci*, *Leptomastidia abnormis*), el uso de entomopatógenos y la aplicación de aceites y/o extractos vegetales.

Química: Durante la época seca, cuando su población aumenta y se aprecian daños iniciales en el fruto, una alternativa es realizar el tratamiento convencional mediante aspersiones consistentes en una mezcla de 175 mL de Malathion y 2 L de aceite emulsionado (Triona) diluidos en 100 L de agua (Londoño *et al.*, 2008).

Se ha constatado que los insecticidas neonicotinoides, como Acetamiprid, Imidacloprid y Tiametoxam al ser sistémicos proporcionaron una mortalidad de 82, 94 y 82%, respectivamente, hasta los 35 días después de su aplicación (Morandi *et al.*, 2021). A veces el control químico presenta baja efectividad, debido a que el insecto está cubierto por una secreción blanca de consistencia cerosa que cubre su cuerpo por completo, dificultando el ingreso del insecticida, razón por la cual se sugiere el uso de productos sistémicos (Quesada y Rivera, 2016).

Áfido negro de los cítricos (*Toxoptera aurantii* Boyer de Fonscolombe, 1841)

Taxonomía (Catalogue of life, 2021)

Reino: Animal

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Hemiptera

Familia: Aphididae

Género: *Toxoptera*

Especie: *aurantii*

Descripción y biología

Las ninfas son de color marrón variando a oscuro. La mayor parte del cuerpo de la hembra alada es de color negro (incluye los segmentos antenales I-II, el ápice del III-IV-V, el ápice del proceso terminal, el estigma de las alas anteriores, los fémures excepto la base y los ápices de las tibias, los tarsos, los sífúnculos y la cauda), mientras que las patas y parcialmente las antenas son claras (Fig. 72). El abdomen puede variar de caoba a negro y la vena alar se encuentra dividida en dos ramas. Tiene preferencia hacia el envés de la hoja, retoños, flores y pedúnculos (Coto y Saunders, 2001).

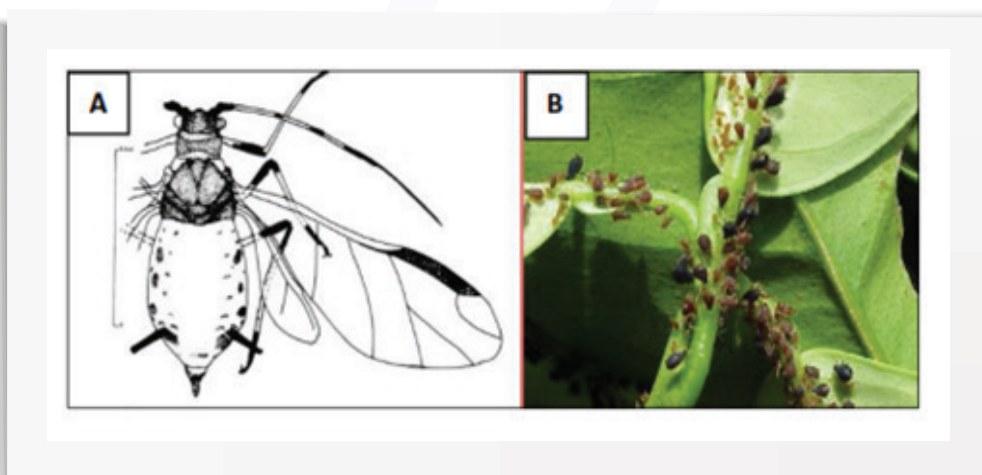


Figura 72. *T. aurantii*. A) Vista dorsal. B) Diferentes estadios. Fuente: Emmen et al. (2012)

Importancia y daños

Aunque se le conoce comúnmente como áfido o pulgón negro de los cítricos, tiene muchos otros hospedantes como el café, el mango, la guanábana y otras anonáceas. Esta plaga afecta a brotes, hojas jóvenes y órganos florales en formación. Los extremos de las hojas jóvenes afectadas por la plaga se curvan hacia abajo o se enrollan; incluso, puede llegar a destruir los retoños. En el caso de que los pedúnculos sean atacados, estos se debilitan, se necrosan y caen. Esta plaga representa un severo problema en plantas de vivero, pues las excreciones de los áfidos favorecen el crecimiento de *Capnodium* sp., causante de la fumagina que afecta la fotosíntesis (Coto y Saunders, 2001).

Estrategias de manejo

Cultural: Monitoreos oportunos; uso de trampas adhesivas; podas sanitarias apropiadas evitando las excesivas, ya que pueden inducir a la brotación y elevar las poblaciones de la plaga; buenas prácticas agrícolas, como la conservación de enemigos naturales, entre otras ya mencionadas.

Biológica: Algunos de los enemigos naturales asociados a la plaga son los siguientes: *Scymnus sp.*, y *Coccinella septempunctata*, *Chrysoperla carnea*, *Aphidoletes aphidimyza*, *Aphidius colemani*, *Lysiphlebus testaceipes* (Syngenta, 2023). Se ha observado que los extractos de neem (*Azadirachta indica*) y tabaco (*Nicotiana tabacum*) en concentraciones del 100% ocasionaron mortalidad del 95% y 85% de las ninfas (Tapia, 2021).

Química: Algunas de las alternativas convencionales que pueden utilizarse son la Lambdacialotrina en dosis de 0,5 mL L⁻¹, el Acefato en dosis de 2,5 mL L⁻¹, el Diazinon en dosis de 3,5 mL L⁻¹ y los productos neonicotinoides.

Cosecha

Como ya se ha mencionado, el fruto de guanábana posee madurez de tipo climatérica, es decir que pueden adquirir todos los atributos órgano-sensoriales de madurez de consumo fuera de la planta, por lo tanto, es necesario cosecharlos en madurez fisiológica y no de consumo; si se hace en este segundo estado, los frutos colapsarán por la gran succulencia que tienen y dejarán escapar rápidamente los fluidos que lo componen, tornándose prácticamente no comerciales. Al cosecharlos en madurez fisiológica se logra que en condiciones ambientales no tarden más de cinco días para alcanzar la madurez de consumo en condiciones ambientales, y unos 10 días si se lo mantiene a temperatura de percha (18-21°C). No obstante, la fruta puede ser conservada por mucho tiempo (incluso años) si se la procesa como pulpa y se elaboran bloques para someterlos a congelación.

En la plantación se reconoce que una fruta ha llegado a su etapa de maduración fisiológica cuando ha cumplido los días de desarrollo propio de la variedad (entre 120 y 180 días), para lo que el fruticultor debe conocer los materiales que cultiva y determinar con precisión esta etapa; para tener control de los días de desarrollo se debe marcar con cintas en la etapa de inicio de erizo de la fruta y así tener una referencia para la época de corte. Los otros indicadores de madurez fisiológica que apoyarán a los días de desarrollo de la fruta controlados por las cintas, es la pérdida de rigidez de las espinas (emergencias) del fruto y cambio en la tonalidad del exocarpo (cáscara), el cual pasa de ser verde oscuro brillante a verde claro menos brillante; asimismo, los espacios entre las espinas tienden a hacerse más amplios. El corte de la fruta debe de realizarse con una tijera de podar o una navaja afilada dejando unos 2 cm de pedúnculo.

Mientras se cortan las demás frutas, la fruta ya cortada debe reposar sobre una superficie suave (de ser posible sobre una colchoneta de espuma dispuesta sobre el remolque) en un lugar sombreado y disponiéndola sentada sobre su base y no sobre sus caras laterales. Una vez que se inicie el transporte desde la plantación al sitio o áreas de empaque de la finca se debe cubrir a las frutas con sacos de yute para evitar quemaduras por el sol. Una vez en el área de empaque, la fruta debe ser limpiada de polvo u otros residuos extraños con una franela muy suave evitando romper las espinas. Si la fruta va a ser trasladada a lugares muy distantes se recomienda usar camiones refrigerados a 12-15°C, para evitar la promoción de condiciones de madurez anticipada.

Costos de producción

El costo de producción del cultivo de guanábana puede variar en dependencia de las condiciones en las que se haya establecido el cultivo (altitud, tipo de suelo, acceso a la plantación) y la incidencia de los factores bióticos y abióticos que han sido descritos en el texto.

Sin embargo, ha sido posible sobre la base de la experiencia acumulada y estudios experimentales hacer una estimación del costo de producción de 1 ha, y sobre la base de este dato y del valor estimado de la producción, calcular el beneficio neto (Tabla 9).

Tabla 9. Relación costo/beneficio para 1 ha de guanábana en el establecimiento del cultivo y en plena producción

Primer año (establecimiento del cultivo)		Sexto año (plena producción)	
Actividades	Costo (USD)	Actividades	Costo (USD)
Análisis de suelo	30.00	Análisis de suelo	0.00
Preparación de suelos	260.00	Preparación de suelos	0.00
Plantación	1090.00	Plantación	0.00
Fertilización	138.68	Fertilización	320.01
Control fitosanitario	175.60	Control fitosanitario	397.71
Mantenimiento	1116.00	Mantenimiento	1656.00
Cosecha	0.00	Cosecha	432.00
Asistencia técnica	120.00	Asistencia técnica	120.00
Costos directos	2930.28	Costos directos	2925.72
Valor de la producción	0.00	Valor de la producción	16000.00
Producción – costos	- 2930.28	Producción – costos	13074.28

Como puede apreciarse, las utilidades en el sexto año, una vez que la plantación entra en plena producción, son elevadas (13074.28 USD). Es conveniente apuntar que en estos cálculos se ha tomado en cuenta solamente la aplicación de fertilizantes químico-sintéticos y el uso de la alternativa química para el control fitosanitario. En la medida en que puedan tomarse otras alternativas como el uso de abonos orgánicos para sustituir parcialmente los químicos, y el control biológico y cultural de las plagas, los costos directos pueden reducirse, elevando las utilidades.

ESTUDIOS ESPECIALIZADOS EN EL CULTIVO DE LA GUANÁBANA

1) DIVERSIDAD MORFOLÓGICA Y GENÉTICA DE LA GUANÁBANA EN UNA ZONA PRODUCTORA DE ECUADOR

Por evidencias prehispánicas y filogenéticas, Ecuador se considera parte del centro de diversidad de la especie *Annona muricata*. Investigaciones realizadas en el marco del Programa de Fruticultura de la Estación Experimental Litoral Sur, del Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias, sobre la distribución de esta especie en el litoral ecuatoriano sustentan lo antes indicado (Informe anual del Programa de Fruticultura de la EELS, 2012). En dichos estudios se observó una variabilidad fenotípica muy grande en cuanto a las formas de la planta y sus órganos, así como en la calidad sensorial del fruto. A continuación, se exponen los resultados obtenidos de un estudio de caracterización morfológica y genética de una población silvestre de guanábana en el Sur de Manabí.

Caracterización morfológica de las plantas

Los valores estadísticos descriptivos muestran amplia variación en algunos de los descriptores, entre ellos la cantidad de frutos (Tabla 10). Este carácter es particularmente importante debido a que es el órgano aprovechado para el consumo, y también por los productores, ya que es la variable que se relaciona con la productividad y rentabilidad. Por estas características, este descriptor es siempre considerado en programas de mejoramiento vegetal (Márquez, 2009; Al-Khairi *et al.*, 2015).

Tabla 10. Descriptores morfológicos cuantitativos de la planta del germoplasma *in situ* de guanábana del sur de Manabí

DESCRIPTORES	Mínimo	Máximo	Media	Desv. Típ.	CV
Cantidad de frutos por árbol	20,00	250,00	87,6167	52,6681	60,11
Diámetro de la copa (m)	2,61	18,00	8,7548	3,4281	39,15
Altura del árbol (m)	3,00	22,00	10,2700	3,5975	35,03
Nudos por rama	36,60	65,20	51,1367	7,8583	15,36
Longitud de la hoja (cm)	7,89	18,04	12,8235	1,6745	13,05
Ancho de la hoja (cm)	3,88	7,16	5,4008	0,7105	13,15
Longitud del peciolo de la hoja (cm)	0,46	2,08	0,8425	0,2604	30,91
Grosor del peciolo de la hoja (mm)	1,00	2,30	1,6432	0,3855	23,46
Cantidad de nervaduras por hoja	15,00	24,00	18,7400	2,0631	11,00

Fuente: Moreira *et al.* (2020)

De los descriptores analizados, cinco presentan valores de coeficiente de variación por encima de 20%, que es considerado por Franco e Hidalgo (2003) como el límite mínimo para la expresión de variabilidad. Estos autores consideran que los descriptores con valores inferiores a 20% deben considerarse de baja variabilidad. Nótese que las variables de mayor coeficiente de variación son la cantidad de frutos, el diámetro de la copa y la altura del árbol, el primero de ellos determinante para la productividad de los árboles, y de sumo interés para el desarrollo de materiales mejorados. Tacán (2007), por el contrario, determinó en una investigación similar en Costa Rica que el número de frutos por árbol no aportó a la diferenciación de sus accesiones, lo que podría constituir una evidencia de la mayor variabilidad existente en el germoplasma de Manabí.

La longitud y el ancho de la hoja no expresaron un coeficiente de variación alto de acuerdo con Franco e Hidalgo (2003), lo que coincide parcialmente con Padmini *et al.* (2013) quienes en la caracterización *in situ* de germoplasma de guanábana en Sri Lanka, Asia, observaron una respuesta similar con respecto a la longitud de la hoja. Sin embargo, los resultados fueron opuestos para la longitud y el ancho del peciolo de la hoja, que en la presente investigación presentaron una mayor variación, lo cual afianza la hipótesis de una alta variabilidad del germoplasma evaluado. Otros caracteres morfológicos cuantitativos como la longitud y el grosor del peciolo de la hoja, al presentar valores altos de coeficientes de variación, permitieron determinar la existencia de variabilidad en los descriptores utilizados.

No se observaron coeficientes de correlación significativos entre los descriptores morfológicos de la planta. Sin embargo, se observó una correlación positiva altamente significativa, aunque con un coeficiente medio ($r=0,54$) entre el número de frutos y el diámetro de copa. Dada la implicación e importancia de la primera de las variables en la productividad del árbol, es necesario ahondar en investigaciones de esta naturaleza, ya que este resultado sugiere que los árboles con un mayor diámetro de copa son más productivos en cuanto a número de frutos que aquellos de crecimiento verticalizado; esta constituiría una información muy valiosa para los programas de mejoramiento genético.

El análisis de componentes principales (ACP) permitió ilustrar la relación existente entre las variables cuantitativas estudiadas. Se obtuvo un valor de correlación cofenética de 0,96, lo cual representa que existe una fiabilidad adecuada en los análisis. El porcentaje de contribución de los cuatro primeros componentes a la variabilidad total fue de 74,00%. La primera componente contribuyó con el 32,0% de la variabilidad. La segunda componente extrajo el 22,0%, la tercera el 12,0% y la cuarta el 9% (Tabla 11).

Tabla 11. Variabilidad explicada en el ACP para los caracteres morfológicos cuantitativos de la planta del germoplasma in situ de guanábana del sur de Manabí.

VARIABLES		Porcentaje de contribución relativa			
		CP1	CP2	CP3	CP4
	Cantidad de frutos por árbol	0,47	0,60	-0,40	0,03
	Diámetro de la copa	0,48	0,74	0,04	-0,11
	Altura de árbol	0,54	0,63	0,04	0,01
	Nudos por rama	-0,08	0,34	0,88	-0,16
	Longitud de la hoja	0,63	-0,38	-0,17	-0,39
	Ancho de la hoja	0,81	-0,18	0,01	-0,22
	Longitud del peciolo de la hoja	0,62	-0,26	0,18	0,59
	Grosor del peciolo de la hoja	0,53	-0,50	0,20	-0,28
	Cantidad de nervaduras por hoja	0,66	-0,19	0,15	0,34
Autovalores iniciales	% de la varianza explicada	32,00	22,00	12,00	9,00
	% acumulado	32,00	54,00	66,00	74,00

Fuente: Moreira *et al.* (2017).

Las tres primeras componentes explican el 66,00% de la variabilidad de las accesiones; estos valores son superiores a los informados en guanábana por Benavides (1997) y Miranda *et al.* (2000), que alcanzaron porcentajes de 50,6 y 49,8% respectivamente en igual número de componentes. Los descriptores que más aportaron a la variabilidad en la primera componente fueron el ancho de la hoja, el número de nervaduras por hoja, la longitud de la hoja y la longitud del peciolo de la hoja, variables relacionadas con la captación de la energía lumínica, que es un factor determinante en la actividad fotosintética y flujo de fotoasimilados (Salisbury y Ross, 2000). En la segunda componente fueron el diámetro de la copa, la altura del árbol y la cantidad de frutos por árbol, descriptores que determinan su producción y productividad (Ryugo, 1993). En la tercera componente, la cantidad de nudos por rama fue la variable con mayor aporte a la variabilidad; la importancia de este descriptor está dada porque en los nudos se concentran las yemas vegetativas y reproductivas, las cuales constituyen los centros de fructificación y los nuevos puntos de crecimiento de la planta (Liu *et al.*, 2015).

El análisis de conglomerados jerárquico de Ward permitió a través del dendrograma la conformación de tres grupos de similitud (Fig. 73), que expresó una correlación cofenética de 0,57, lo cual representa que existe una fiabilidad adecuada en los análisis.

El análisis discriminante demostró que apenas 4 accesiones (6,66%), tuvieron una clasificación incorrecta, es decir, que estas presentaron más semejanzas con plantas de otros conglomerados que con los del propio. Por el contrario, el 93,3% de las accesiones (56 de 60) se clasificaron correctamente, lo que indica que sus características se corresponden con las del conglomerado en el que se encuentran, y avala una correcta conglomeración (**Tabla 12**). El grupo 1 estuvo integrado por 22 accesiones, el grupo 2 por 21 accesiones y el grupo 3 por 17 accesiones.

El conglomerado I contiene a los árboles (accesiones) con la menor cantidad promedio de frutos (57,23), el menor diámetro de copa (7,03 m) y la menor altura (8,51 m). Aunque los siguientes caracteres presentaron una escasa variabilidad, presentaron valores medios de longitud de la hoja con respecto a los otros conglomerados, así como la menor cantidad de nudos por rama (50,14).

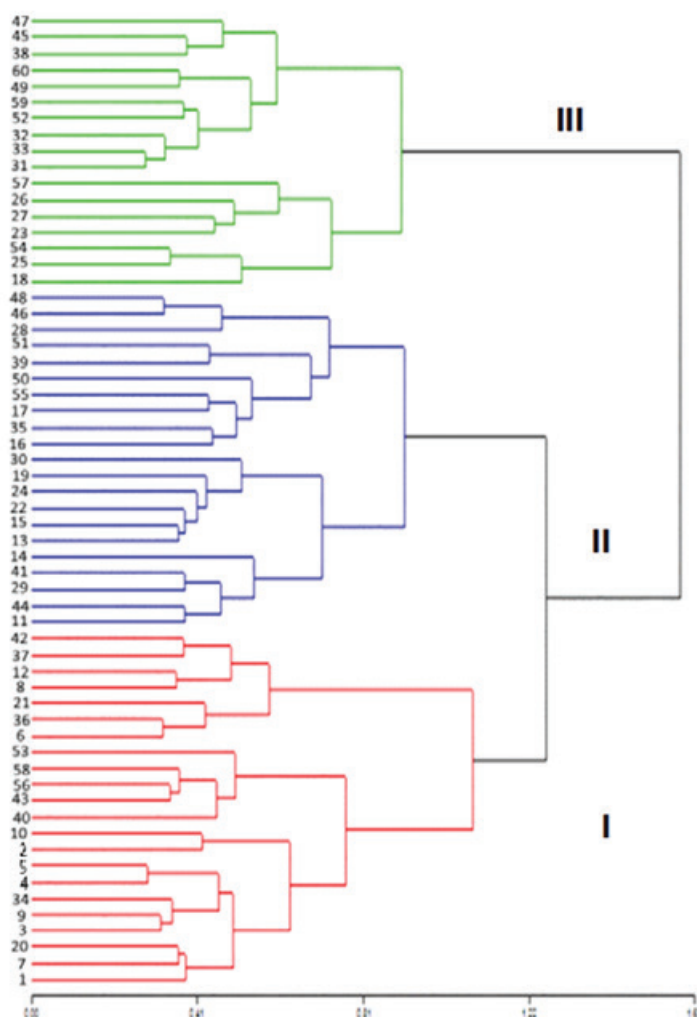


Figura 73: Dendrograma obtenido por agrupamiento jerárquico de Ward de las características morfológicas cuantitativas y cualitativas de 60 accesiones de germoplasma in situ de guanábana del sur de Manabí. Correlación cofenética $r=0,57$. Fuente: Moreira et al. (2017).

Tabla 12. Clasificación cruzada (error aparente) de los conglomerados por análisis discriminante a partir de las variables morfoagronómicas de los árboles.

		Grupo de pertenencia pronosticado			Total esperado	Error
Conglomerado		1	2	3		
I		21	0	1	22	4,55
II		2	18	1	21	14,29
III		0	0	17	17	0
Autovalores iniciales	% de la varianza explicada	32,00	22,00	12,00	9,00	
	% acumulado	32,00	54,00	66,00	74,00	

Porcentaje de clasificación correcta= 93,33

Fuente: Moreira (2017).

El conglomerado II incluye a los árboles con la mayor cantidad de frutos promedio (121,71) y con mayor diámetro de copa (11,7 m) y altura (12,67 m). También agrupó a las accesiones con los valores más altos del carácter que determina la capacidad de transporte de savia (cantidad de nervaduras por hoja).

El conglomerado III integró a las accesiones con valor intermedio para la cantidad de frutos (84,82), los valores más bajos de longitud de la hoja (11,66 cm) y ancho de la hoja (4,88 cm), cantidad de nudos por rama (53,2) y cantidad de nervaduras por hoja (17,54) con respecto a los otros conglomerados.

A juzgar por los resultados, los descriptores cuantitativos determinantes para la conformación de los conglomerados fueron la cantidad de frutos por árbol y los relativos a la dimensión del árbol (altura y diámetro de la copa), lo que guarda una correspondencia con los valores altos de coeficientes de variación que estos caracteres presentaron y al aporte que hicieron a la variabilidad de las características morfológicas del germoplasma en la conformación de la segunda componente del análisis de componentes principales.

La respuesta observada en el conglomerado II podría deberse a una mayor capacidad fotosintética determinada por el tamaño de la hoja y la capacidad de conducción y almacenamiento de savia, y su efecto sobre la acumulación de materia seca, el metabolismo de los carbohidratos y el rendimiento y calidad de los frutos (Meza y Bautista, 1999; Salisbury y Ross, 2000; Aguilar, 2007). De acuerdo con estos autores, los descriptores de la hoja son de gran importancia para caracterizar los procesos de nutrición, crecimiento y producción de la planta.

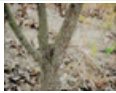
La cantidad de frutos por árbol tiende a ser un factor muy dependiente del manejo agronómico que la planta haya recibido; sin embargo, tratándose de árboles silvestres que no reciben ninguna labor cultural, estos resultados deberían tener su origen fundamentalmente en las características genéticas del individuo bajo la influencia de las condiciones ambientales en las que crece (Giraldo *et al.*, 2010; FAO, 2014).

Las variables cualitativas de los árboles en todo el germoplasma manifestaron cierta uniformidad en algunos caracteres; predominan el color pardo verduzco en el tronco, una sola rama principal, el color pardo y pardo claro de la rama joven y el tipo de hoja lanceolada (**Tabla 13**).

En cuanto a la expresión de los descriptores cualitativos de los conglomerados, se observaron diferencias en el color del tronco entre ellos; los conglomerados I y III presentaron mayoritariamente el color pardo verduzco (31,81% y 35,29%) y en el conglomerado II predominó el pardo oscuro con un 28,57%. En el color de la rama joven predominó el pardo claro en los conglomerados I, II y III (63,64%, 38,09% y 35,29% respectivamente). El conglomerado III, además, presentó como característica distintiva la presencia de árboles con ramas de color verde (35,29%). El tipo de tallo conformado por un solo eje o rama principal fue mayoritario en los tres conglomerados (I: 68,18%, II: 61,9% y III: 36,29%). La forma lanceolada del limbo de la hoja fue predominante en los conglomerados I y III con 95,45% y 70,59% respectivamente y abovada con 47,62% para el conglomerado II. La forma aguda de la base de la hoja fue la de mayor frecuencia en los tres conglomerados, los cuales presentaron una frecuencia de 90,91% (I), 100% (II) y 70,59% (III). De igual manera, la forma aguda del ápice de la hoja fue la de mayor frecuencia con 59,1%, 76,2% y 100% para los conglomerados I, II y III, respectivamente. Además, la hoja expresó con mayor frecuencia un color verde en los conglomerados I, II y III, con 50%, 66,67% y 70,59%, en ese orden. La hoja fue predominantemente plana en su superficie en los conglomerados I y II con 86,36% y 71,42%, respectivamente y principalmente semiondulada en el conglomerado III con 76,47%.

A pesar de los rasgos comunes observados, se aprecian diferentes frecuencias en varias categorías en cada uno de los descriptores cualitativos en los tres conglomerados, lo que constituye otra evidencia de la existencia de variabilidad fenotípica en el germoplasma in situ de guanábana del sur de Manabí.

Tabla 13. Características morfológicas cualitativas de la planta del germoplasma in situ de guanábana del sur de Manabí

DESCRIPTOR	VARIABILIDAD OBSERVADA (%)					
	Pardo Claro	Pardo	Pardo oscuro	Pardo verduzco	Pardo rojizo	Pardo blanco
Color del tronco	20	11,67	18,33	30	15	5
Color de la rama joven	41,67	25	16,67	10	1,67	5
Ramificación del tronco	   Una rama 56,67 Dos ramas 26,67 Tres o más ramas 16,67					
Forma de la lámina foliar	    Ovada 3,33 Elíptica 13,33 Abovada 18,33 Lanceolada 65					
Forma de la base de la lámina foliar	  Aguda 88,33 Obtusa 11,67					
Forma del ápice de la lámina foliar	   Aguda 76,67 Redondeada 10,00 Acuminada 13,33					
Color de la hoja madura	   Verde claro 15 Verde 56,67 Verde oscuro 28,33					
Ondulación de la hoja	   Plana 61,67 Ondulada 10,00 Semi ondulada 28,33					

Fuente: Moreira (2017).

En un análisis de conglomerados para la caracterización de guanábana en la zona del alto Magdalena, Colombia, Miranda et al. (2000) observaron la formación de cinco grupos e informaron únicamente hojas de forma oblongo-lanceoladas con ápices agudos, característica que denota una inferior variabilidad de ese germoplasma in situ con respecto a lo observado en el sur de Manabí, en el que aparecieron cuatro tipos de hojas en cuanto a su forma y tres tipos diferentes de ápices. Estos autores también observaron hojas con longitudes promedio de 12,00 cm y 4,78 cm de ancho, mientras que en Manabí se observaron valores promedios superiores a 12,88 cm y 5,45 cm respectivamente. Los autores anteriormente mencionados no emplearon los descriptores utilizados en la presente investigación, en la que resultaron discriminantes la longitud y el ancho del peciolo de la hoja, la cantidad de nervaduras en la hoja y el tipo de ondulación de esta.

Los resultados obtenidos, y las consideraciones sobre la variabilidad expresadas por Franco e Hidalgo (2003) y Hernández (2013), sugieren la existencia de mayor variabilidad del germoplasma ecuatoriano de guanábana frente a otros germoplasmas como el estudiado por Padmini et al. (2013), quienes al caracterizar 448 accesiones de guanábana en Sri Lanka, Asia, con la utilización de 45 descriptores, descartaron la longitud de la hoja, la longitud del peciolo de la hoja, la forma del ápice y de la base de la hoja, la ondulación de la hoja, y el color de la hoja madura, que en cambio fueron altamente variables en el germoplasma ecuatoriano.

Los resultados de la presente investigación coinciden con los obtenidos por Ogbonna et al. (2015), quienes en 42 accesiones de guanábana de cuatro zonas geográficas de Nigeria encontraron que los descriptores longitud y ancho de hoja y número de frutos fueron los más prominentes para determinar la variabilidad.

La forma de hoja lanceolada fue predominante para *A. muricata*. Castañeda (2014) encontró que la forma de la hoja de mayor prevalencia para el híbrido conocido como atemoya (*Annona squamosa* x *Annona cherimola*) fue la elíptica, igual que para las especies *A. glabra* y *Rollinea* sp.; mientras, para *A. squamosa* fue la forma ovada y para *A. reticulata* la forma lanceolada. Los resultados observados guardan cierta coincidencia con los obtenidos por Andrés et al. (2006) quienes encontraron en chirimoya (especie del mismo género de la guanábana), que la forma de la hoja, la longitud del peciolo de la hoja y la cantidad de nervaduras de las hojas fueron caracteres que determinaron variabilidad, aunque en el germoplasma de Manabí estos presentaron coeficientes de variación relativamente bajos.

En general, las características morfológicas de las plantas de guanábana observadas se enmarcan en los indicadores cuantitativos y cualitativos descritos por otros autores como Morton (1987) y demuestran la existencia de variabilidad fenotípica en el germoplasma estudiado.

Los descriptores morfológicos relacionados con órganos vegetativos como la hoja, los nudos, las ramas y la estructura de la planta no constituyen por sí solos elementos suficientes para la detección de características agronómicas de interés comercial. Los caracteres mencionados tienen una mayor implicación sobre los mecanismos fisiológicos y vegetativos de la planta (Evans y von Caemmerer, 1996; Villar et al., 2008) y no

permiten detectar en forma directa atributos órgano-sensoriales que sirvan de base para decidir la selección de individuos superiores. En cambio, esto se puede lograr a partir del estudio de los frutos (Famiani *et al.*, 2015), por lo que su evaluación físico-química tiene una marcada relevancia en los programas de mejoramiento genético de frutales, ya que permite la selección de las características organolépticas requeridas por el mercado (Ray, 2002, Klee, 2010). Por lo expuesto, la caracterización físico-química de los frutos en el germoplasma *in situ* de guanábana del sur de Manabí se trató por separado, sin que, por esto, se desconozca la importancia de los descriptores morfológicos vegetativos de la planta.

Caracterización físico-química de los frutos

Los coeficientes y rangos de variación de los caracteres físico-químicos cuantitativos del fruto fueron amplios en algunos de ellos, como puede observarse en la **Tabla 14**. La masa del fruto es una característica relevante de la productividad del árbol y presentó un coeficiente de variación de 37,8% y un rango de 0,34 a 2,45 kg, lo que tributa a la condición de alta variabilidad del germoplasma *in situ* de Manabí. La masa del fruto, junto a las otras características órgano-sensoriales, constituye una amplia base para la selección y desarrollo de materiales para varios propósitos, tales como el agroindustrial que requiere frutos de tamaño grande y de fuerte aroma. Estos son apreciados para la elaboración de pulpa congelada, forma en la que es usualmente exportada. Los frutos pequeños y medianos, de sabor agridulce son ideales para la obtención de variedades destinadas al consumo fresco y en general para satisfacer los diversos estándares de calidad exigidos por los mercados nacionales e internacionales.

Los valores de masa del fruto observados en el germoplasma *in situ* de Manabí son inferiores a los que se obtienen de plantaciones comerciales (en estas pueden alcanzar valores mayores a 4 kg de masa). Esto se debe a su condición de árboles silvestres que no reciben labores culturales u otro tipo de atención agronómica, lo que reduce su rendimiento (Badrie y Schauss, 2009).

Tabla 14. Descriptores físico-químicos cuantitativos de los frutos del germoplasma *in situ* de guanábana del sur de Manabí (estadísticos descriptivos)

DESCRIPTORES	Mínimo	Máximo	Media	Desv. típ.	CV(%)
Masa del fruto (kg)	0,35	2,45	1,11	0,42	37,80
Longitud del fruto (cm)	11,00	27,25	17,18	2,93	17,05
Circunferencia del fruto (cm)	25,50	50,00	37,29	5,84	15,66
Cantidad de semillas	31,00	285,40	161,13	62,05	38,50
Masa fresca de una semilla (g)	0,54	1,47	0,82	0,22	26,82
Sólidos solubles totales (^o Brix)	9,00	23,40	15,58	3,09	19,83
Acidez titulable (%)	0,87	2,22	1,54	0,29	18,83
Relación de madurez	6,53	16,91	10,45	2,58	24,68
Materia seca (g)	12,90	29,60	20,99	3,57	17,00
Porcentaje de pulpa (%)	45,91	82,58	70,30	7,57	10,76
Densidad de emergencias por cada 64 cm ²	15,00	51,00	29,16	7,55	25,89

Fuente: Moreira *et al.* (2016)

En algunos descriptores físico-químicos de los frutos, los valores observados en el germoplasma *in situ* de guanábana del sur de Manabí son mayores que los reportados por Badrie y Schauss (2009), quienes indican que el fruto puede contener hasta 200 semillas y de 32 a 37 emergencias en una superficie de 64 cm² de exocarpo, marcadamente inferiores a lo observado en el germoplasma de Manabí. La cantidad de semillas por fruto es el descriptor que expresa el coeficiente de variación más elevado (38,5%) en el germoplasma evaluado y por lo tanto representa la variabilidad más elevada entre todas las características estudiadas. Esta expresión es de mucha utilidad desde el punto de vista del aprovechamiento agronómico, ya que es determinante para otros componentes como el porcentaje de pulpa o parte comestible del fruto, atributo que centra la atención de los mejoradores.

La relación de madurez es otro de los indicadores que expresaron un alto coeficiente de variación (24,68%). Esta es determinante del sabor y resulta de la interacción entre la concentración de azúcares y los ácidos orgánicos, la cual es un indicador de la calidad sensorial del fruto (Elizondo, 1989; Klee, 2010).

La concentración de sólidos solubles totales (SST) del fruto tiene un coeficiente de variación próximo al 20%, y aunque su variabilidad es media de acuerdo con Franco e Hidalgo (2003), es mayor que la informada por otros autores; lo mismo se puede indicar de la acidez titulable (AT), la cual presenta un coeficiente de variación de 18,83%. Pinto et al. (2005) informaron valores de SST de 16,3 a 18,2 y de AT de 0,7 a 1,7%; estos representan rangos inferiores a los encontrados en esta investigación. Othman et al. (2014) al estudiar las propiedades físico-químicas de frutos de guanábana registraron valores entre 7,59 y 20 de SST, y de 0,19 a 3,43% de AT, valores también inferiores a los observados en este estudio. Esta información constituye una clara evidencia de la mayor variabilidad del germoplasma de Manabí. Estas dos características, junto al porcentaje de pulpa, son relevantes en la calidad y sabor del fruto (Famiani et al., 2015). El porcentaje de pulpa (parte aprovechable del fruto) osciló en un amplio rango (entre 45,91 y 82,58%).

Como se puede observar, en casi todas las variables mencionadas por los autores citados se presentan valores con rangos inferiores, lo cual indica una mayor variabilidad fenotípica del germoplasma de Manabí.

Se observaron algunas correlaciones muy puntuales entre los descriptores del fruto, como la existente entre la masa del fruto con su longitud ($r=0,74$) y con su circunferencia ($r=0,83$), entre la relación de madurez y la concentración de sólidos solubles ($r=0,60$) y la correlación negativa entre la relación de madurez con la acidez titulable ($r=0,60$). Estas expresiones eran esperadas por la relación lógica que tienen entre sí las variables mencionadas. Ruiz y Egea (2008) y Salazar (2014) mencionaron que, en general, son pocos los trabajos publicados relativos a relaciones entre caracteres de calidad del fruto.

En el ACP (Tabla 15) el 77,0% de la variabilidad total observada se explica hasta la cuarta componente; la primera extrajo el 32,0%, la segunda el 21,0%, la tercera el 13,0% y la cuarta el 10,0%.

Tabla 15. Variabilidad explicada en el ACP para los descriptores físico-químicos cuantitativos de los frutos del germoplasma in situ de guanábana del sur de Manabí.

DESCRIPTORES ANALIZADOS	Porcentaje de contribución relativa			
	CP1	CP2	CP3	CP4
Masa del fruto maduro (g)	0,94	0,02	0,14	0,4
Masa fresca de una semilla (g)	0,55	0,22	0,15	-0,08
Porcentaje de pulpa (%)	0,42	0,67	0,12	-0,41
Cantidad de semillas	0,58	-0,31	0,20	0,45
Sólidos solubles totales (°Brix)	-0,04	0,73	0,56	-0,03
Acidez Titulable (%)	-0,02	-0,31	0,88	-0,34
Relación de madurez	0,05	0,85	-0,27	0,31
Materia seca (%)	-0,04	0,46	0,34	0,52
Longitud del fruto (cm)	0,84	-0,19	0,05	0,22
Circunferencia del fruto (cm)	0,92	-0,05	-0,03	0,02
Densidad de emergencias	-0,55	-0,36	0,30	0,47
Autovalores iniciales	% de la varianza explicada	32,00	21,00	13,00
	% acumulado	32,00	53,00	67,00

Fuente: Moreira et al. (2017).

Las tres primeras componentes explican el 67,0% de la variabilidad de las accesiones; estos valores son superiores a los informados para guanábana por Benavides (1997) y Miranda et al. (2000) que alcanzaron porcentajes de 50,6 y 49,8% respectivamente en igual número de componentes.

Los descriptores que más aportaron a la variabilidad en la CP1 fueron la masa, la circunferencia y la longitud del fruto, así como la cantidad de semillas, relacionados con la dimensión del fruto y determinantes en la productividad del árbol y la forma del fruto. Por ello, su estudio constituye una oportunidad para la selección de genotipos en programas de mejoramiento genético (Ryugo, 1993; Al-Khairi et al., 2015).

En la CP2 los caracteres de mayor aporte fueron la relación de madurez, los sólidos solubles totales y el porcentaje de pulpa, que determinan la calidad sensorial y la parte comestible del fruto, requeridos modernamente para seleccionar cultivares de alta calidad (Klee, 2010; Famiani et al., 2015).

En la CP3 la acidez titulable y los sólidos solubles totales fueron los caracteres que más tributaron a la variabilidad. En la CP4 la variable de mayor aporte fue la materia seca, que incide en la firmeza de la pulpa (Brito y Vásquez, 2013).

El análisis de conglomerados demostró la formación de cuatro grupos de similitud (Fig. 74), considerando integralmente a los descriptores cuantitativos y cualitativos por medio de la distancia de Gower (1971). Se observó una correlación cofenética de 0,55.

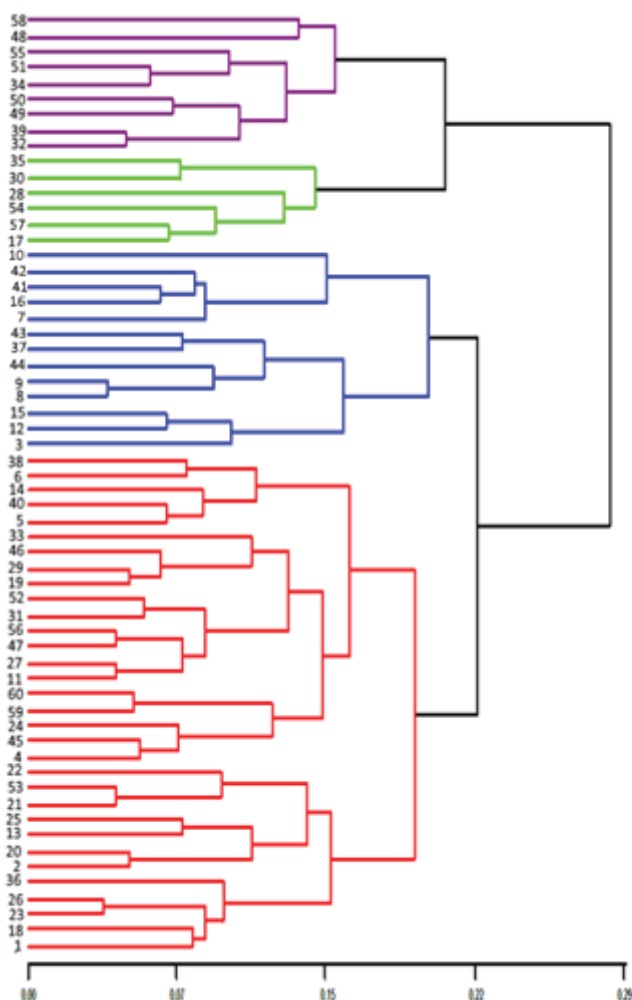


Figura 74. Dendrograma de agrupamiento jerárquico obtenido por el método de encadenamiento completo y el coeficiente de Gower en las características físico-químicas de los frutos de 60 accesiones del germoplasma *in situ* de guanábana del sur de Manabí. Fuente: Moreira et al. (2017).

En el análisis discriminante de descriptores cuantitativos y cualitativos de las accesiones, el 91,67% (55 de ellas) fueron correctamente clasificados (Tabla 16).

Solo cinco de las accesiones (8,33%) se ubicaron en conglomerados distintos al suyo, es decir, que presentaron más semejanzas con plantas de otros conglomerados que con las del propio.

Tabla 16. Clasificación cruzada (error aparente) de los conglomerados por análisis discriminante a partir de las variables físico-químicas del fruto.

Grupo de pertenencia pronosticado					Total esperado	Error
Conglomerado	1	2	3	4		
1	28	4	0	0	32	12,50
2	0	13	0	0	13	0
3	0	0	6	0	6	0
4	0	0	1	8	9	11,11
Total real	28	17	7	8	60	8,33
Autovalores iniciales	% de la varianza explicada	32,00	22,00	12,00	9,00	
	% acumulado	32,00	54,00	66,00	74,00	

Porcentaje de clasificación correcta = 91,67%

Fuente: Moreira (2017).

El conglomerado I estuvo conformado por 32 accesiones, y comparte con el conglomerado II a los frutos con mayor masa (1255,80 g), mayor cantidad de semillas (174,64) y similar concentración de acidez titulable (1,53%). Este grupo se diferenció de los demás por presentar frutos con menor densidad de emergencias en el exocarpo, así como por agrupar, junto al conglomerado IV, a los frutos con mayor concentración de sólidos solubles totales, que es el carácter que confiere dulzor al fruto (Ryugo, 1993). Estos caracteres expresaron en el análisis descriptivo valores altos de coeficientes y rangos de variación, lo que explica el peso que ejercieron en la conformación del conglomerado en análisis. Uno de los principales atributos de este conglomerado es la masa del fruto, que junto a otros caracteres expresados como el dulzor y la acidez, los hace elegibles para uso agroindustrial (extracción y congelación de pulpa, elaboración de néctares, mermeladas, helados, entre otros) como lo sugieren también Jiménez et al. (2016). Si se observa al interior del conglomerado I se aprecian genotipos con frutos de tamaño superior, como las accesiones 4, 20, 24, 27 y 36, entre otras. En términos generales los genotipos que conforman este grupo presentan los frutos con el mayor porcentaje de pulpa

(parte comestible) de todo el germoplasma (73,97%), carácter que unido a los ya descritos los clasifica como individuos de alto interés agronómico (Klee, 2010; Famiani *et al.*, 2015).

Al conglomerado II lo conformaron 13 genotipos caracterizados por poseer también frutos con elevados valores de masa (1371,46 g) y de acidez titulable (1,57%). Sin embargo, y en común con los genotipos del conglomerado III, estos presentan concentraciones relativamente bajas de sólidos solubles totales (13,90%) y de porcentaje de pulpa (66,91%). La acidez titulable del fruto y el porcentaje de pulpa presentaron un coeficiente de variación por debajo del 20%, lo cual los hace de baja variabilidad. Sin embargo, estos caracteres son de relevante importancia en la determinación de la calidad del fruto e inevitablemente considerados en programas de mejoramiento genético, por lo que su análisis es obligatorio.

Estos genotipos presentan el mayor número de semillas por fruto (192,41), característica que comparten con los individuos del conglomerado I. Al interior del conglomerado 2 se encuentran las accesiones 3, 9, 10, y 44, entre otras, con valores de masa del fruto entre 1573,2 y 2249,22 g, SST entre 12,24 y 14,50 % y AT entre 0,87 y 2,22%. Estos atributos los hacen adecuados para ser desarrollados como variedades comerciales, sobre todo desde el punto de vista agroindustrial, principalmente para la extracción y congelamiento de pulpa, elaboración de néctares y pulpa deshidratada.

El conglomerado III agrupa nueve genotipos, que presentan bajos valores de masa del fruto (583,24 g) y de la semilla (0,64 g), bajo contenido de sólidos solubles totales (11,99%), alta acidez titulable y una cantidad de semillas relativamente alta (119), indicador que guarda relación con la masa del fruto. En general estos genotipos no se destacan como materiales mejorados; sin embargo, si se observa al interior del conglomerado algunos poseen excelentes atributos, como la accesión 34 que sobresale por su tamaño medio (685,00 g) baja cantidad de semillas (57) alta concentración de sólidos solubles totales (16,80%), acidez titulable (1,80) y porcentaje de pulpa (79,8%) y la accesión 51 (410 g de masa del fruto, 63,49% de pulpa, 62 semillas por fruto, 16,5% de sólidos solubles totales y 1,76% de acidez titulable). Otras accesiones también presentan altos valores en estos caracteres; en cambio, presentan bajos porcentajes de pulpa, como los genotipos 55 y 58. Estos podrían ser utilizados en programas de mejoramiento genético que permitan integrar valores altos en este carácter a través de hibridaciones con otros genotipos de interés (Janick, 2011; Al-Khairiy *et al.*, 2015).

Por último, el conglomerado IV contiene a seis genotipos que se destacan por presentar a frutos de masa media (691,43 g), alto porcentaje de pulpa (73,63%) y de sólidos solubles totales (18,82%), moderada acidez titulable (1,34%) y baja cantidad de semillas (83,28). Estas características les confieren la condición de individuos óptimos para el desarrollo de variedades para consumo fresco por su tamaño medio, sabor dulce a ligeramente ácido, alto porcentaje de pulpa y reducido número de semillas. Dentro de este conglomerado se destacan entre otros el genotipo 54 con 672 g de masa de fruto, 22% de sólidos solubles totales y 1,36% de acidez titulable, el 35 que tiene frutos con 758,8 g de masa, 73,43% de pulpa, 16,80% de sólidos solubles

totales y 1,25% de acidez titulable y el 57 con 729,68 g de masa de fruto, 19,7% de sólidos solubles totales y 1,56% de acidez titulable. Estos genotipos pueden ser directamente seleccionados para su desarrollo agronómico o para ceder genes a otros materiales de interés a través de programas de hibridación (Vallejo y Estrada, 2002; Márquez *et al.*, 2012).

Tacán (2007) determinó que la masa de la semilla fue un descriptor discriminante en la formación de un conglomerado en la caracterización de cultivares in situ de guanábana en el norte de Costa Rica, lo que coincide con lo hallado en el presente estudio, en el que se observó un rango de 0,54 a 1,47 g, siendo uno de los descriptores de mayor aporte en la conformación de una de las componentes principales de la variabilidad físico-química del fruto. Esta expresión haría de este carácter un descriptor óptimo para estudiar la variabilidad del fruto. La cantidad de semillas por fruto fue un descriptor muy variable en todo el germoplasma (de 31 a 285,4) y por conglomerados se presentaron variaciones entre 83,28 para el conglomerado IV y 192,41 para el conglomerado II.

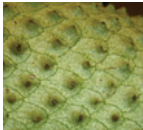
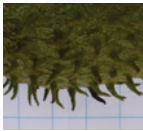
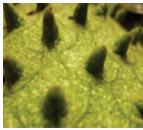
Es deseable que una variedad mejorada de guanábana contenga pocas semillas, lo que incrementa la proporción de pulpa. En el germoplasma estudiado es posible seleccionar esta característica por la amplia variabilidad observada; sin embargo, también existen accesiones con numerosas semillas. No obstante, estos frutos podrían destinarse para la obtención de portainjertos para la multiplicación de este frutal (Jiménez *et al.*, 2016). Incluso las semillas pueden utilizarse para la extracción de acetogeninas, que son componentes funcionales dirigidos al combate de células cancerígenas, y de aceite con fines industriales, dado su alto contenido (Fasakin *et al.*, 2008; Ranisaharivony *et al.*, 2015).

El contenido de sustancias funcionales (principalmente acetogeninas) en los tejidos de la planta la han llevado a constituirse en una esperanza en la lucha contra el cáncer (Syahida *et al.*, 2012; Moghadamtousi *et al.*, 2015). Individuos de poco valor comercial pueden ser portadores de caracteres no menos importantes como la tolerancia a factores estresantes (insectos plaga y enfermedades, estrés climático, características del suelo, entre otros) útiles a programas de mejoramiento genético. Por tanto, todos los genotipos deben evaluarse con estos enfoques, y su conservación debe ser tomada en cuenta.

El germoplasma del sur de Manabí presentó varias formas de las emergencias del fruto (Tabla 17). Para catalogarlas fue necesario modificar los criterios hasta el presente recogidos en la literatura (Miranda *et al.*, 2000), y clasificar dichas emergencias de acuerdo a seis formas observadas, de las cuales la más común fue la de ápice agudo de hasta 5 mm de longitud, no muy densas en el fruto (58,3%). Esta forma fue seguida por aquellas en forma de agujones, muy densas en el fruto y con una longitud de hasta 10 mm (18,3%) y las emergencias erectas con ápice agudo y redondeado en su base con una longitud de hasta 2 mm (16,7%). Como se puede observar, la forma de las emergencias podría estar ligada a estructuras genéticas específicas, por lo que deberían iniciarse investigaciones complementarias sobre esta temática.

En la actualidad no existe en la literatura consultada estudios sobre las características de las emergencias del exocarpo del fruto de guanábana. Solo se ha podido encontrar denominaciones subjetivas de estos apéndices como las utilizadas por Miranda et al. (2000) quienes las definen como “espinas minitetonas” de 2 a 5 mm y “espinas tetonas medias” de 6 a 10 mm, ambas de base intermedia y ápice muy agudo y curvado y “espinas tetonas” aquellas que tienen una longitud de 11 a 15 mm con ápice curvado y base intermedia. Por lo expuesto este estudio sería el primero en realizar una descripción botánica de estas estructuras.

Tabla 17. Formas de las emergencias del exocarpo de los frutos del germoplasma *in situ* de guanábana del sur de Manabí.

Formas de las emergencias del fruto		Descripción	Porcentaje
A		Emergencias erectas con ápice agudo y redondeado en su base, con una altura de hasta 2 mm.	16,7
B		Emergencias cónicas con ápice obtuso y una altura de hasta 6 mm.	1,7
C		Emergencias cónicas con ápice agudo y una altura de hasta 12 mm.	3,3
D		Emergencias en forma de agujones, amplias en su base y con una altura de hasta 10 mm.	18,3
E		Emergencias en forma de vellos alargados, de consistencia suave y una altura de hasta 15 mm.	1,7
F		Emergencias erectas con ápice agudo y de base redondeada, con una altura de hasta 5 mm.	58,3
Total			100

Las formas más frecuentes del fruto en el germoplasma fueron la ovoide alargada (33,3%) y la ovoide (31,7%), seguido por el tipo troncovoide (16,7%) (Tabla 18). De los conglomerados obtenidos en el dendrograma de agrupamiento por encadenamiento completo, el conglomerado 1 presentó como forma de los frutos más frecuentes a los ovoides y ovoides alargados con 31,25% y 28,13%, respectivamente.

Le siguieron los frutos circulares con 15,62%, troncovoides con 12,5% y cordiformes con 3,12%. Los frutos ovoide-alargados y troncovoides fueron los más frecuentes en el conglomerado 2 con el mismo porcentaje de aparición en cada caso (38,47%), a estos le siguieron los frutos ovoides con 23,06% de presencia; los frutos circulares y cordiformes no formaron parte de este conglomerado. Los frutos ovoides y ovoides alargados fueron los más frecuentes con 44,44% para cada forma en el conglomerado 3, seguidos por los de la forma cordada con 11,12%. Por último, los frutos ovoides, alargados y reniformes fueron los de mayor presencia en el conglomerado 4 con 33,33% para cada forma. Le siguieron los frutos ovoides y troncovoides con 16,67% en cada caso; los frutos cordados y circulares no tuvieron presencia en este conglomerado.

Tabla 18. Formas del fruto del germoplasma in situ de guanábana del sur de Manabí.

Forma del fruto		Porcentaje	Forma del fruto		Porcentaje
	Ovoide	31,7		Esférico	6,7
	Ovoide alargado	33,3		Troncovoide	16,7
	Cordado	6,7		Reniforme	5,0

La diversidad de las características físico-químicas de los frutos observada en el germoplasma permite establecer diferencias entre frutos que los hacen acreedores de una especificación única, y como considera Alonso (2011) no solo desde el punto de vista botánico sino también desde la percepción de las características sensoriales por parte del consumidor. Tanto para las características de las emergencias del exocarpo, como para las formas del fruto de guanábana no existen estudios que brinden detalles y definiciones precisas sobre estas. A las emergencias simplemente se les llama “espinas” y a los frutos en la mayoría de los casos se le atribuye un aspecto cordiforme, ovalado y cónico (Benavides, 1997; Miranda *et al.*, 2000; Pinto *et al.*, 2005).

La caracterización morfoagronómica del germoplasma *in situ* de guanábana del sur de Manabí permitió determinar por primera vez la variabilidad fenotípica, tanto para las características vegetativas de la planta como para los atributos físico-químicos de los frutos. Esto constituye un aporte para el campo del mejoramiento genético, ya que la variabilidad es el principal requisito para implementar programas de selección, hibridación, evaluación y conservación de materiales portadores de atributos requeridos por los consumidores. Sin embargo, la expresión de los caracteres fenotípicos tiene una importante influencia del ambiente (Franco e Hidalgo, 2003), por lo que es necesario conocer la variabilidad genética del germoplasma para identificar a los individuos similares genéticamente entre sí, y sobre esta base tomar las medidas adecuadas para la generación de materiales superiores, así como su conservación.

La caracterización de la variabilidad genética del germoplasma *in situ* de guanábana del sur de Manabí permitirá establecer una base genética amplia, que posibilite generar variedades de alta productividad, con capacidad de respuesta o resiliencia frente a cambios ambientales y otros factores bióticos y abióticos (Giacomelli *et al.*, 2009). Con ello se podrá disponer de cultivos tolerantes a ambientes variables como pueden ser cambios en la prevalencia de enfermedades y la ocurrencia de sequías, y el mejorador tendrá acceso a la base genética necesaria para dar una respuesta en forma rápida y adecuada a las presiones de selección.

Análisis de la diversidad molecular del germoplasma *in situ* de guanábana en la zona Sur de Manabí mediante marcadores moleculares ISSR

Extracción de ADN genómico

La extracción de ADN mediante la metodología descrita por Russell *et al.* (2010) modificada por Souza *et al.* (2012), fue efectiva, ya que permitió la obtención de un ADN homogéneo, de buena calidad y pureza. Con el protocolo de extracción empleado se obtuvieron altas concentraciones de ADN en las accesiones de guanábana, las cuales fluctuaron entre 61,8 ng μL^{-1} y 2519,43 ng μL^{-1} . En cuanto a la calidad del ADN se obtuvieron valores de entre 2,029 y 2,27 en el rango de absorbancia de A_{260}/A_{280} . La alta concentración y calidad del ADN (Tabla 19) extraído se reflejó a través de la electroforesis en la placa de gel de agarosa al 2%.

Determinación de los cebadores de mayor polimorfismo

El proceso de amplificación del ADN se cumplió mediante dos etapas: el testaje de los marcadores informados en la literatura y la reacción en cadena de la polimerasa. En la primera etapa el ADN amplificó en ocho de los 24 cebadores probados (ISSR 17899A, ISSR 17899B, ISSR UBC824, ISSR HB14, ISSR 17898B, ISSR UBC814, ISSR UBC815 e ISSR 873) (Tabla 16) con los cuales se procedió a la amplificación definitiva. Los cebadores se descartaron por no presentar bandas o por presentar bandas muy escasas y de limitada legibilidad.

Amplificación del ADN con los cebadores seleccionados

Los productos de la amplificación expresaron entre 6 y 17 bandas polimórficas (ISSR 815 e ISSR HB14 respectivamente) con un total de 88 locus de los cuales 77 fueron polimórficos lo que equivale al 87,5% del total; los locus son considerados polimórficos cuando la frecuencia del locus más común es igual o menor a 95% (Nei, 1987). El porcentaje de locus polimórficos varió de 71,43 para el cebador ISSR 17898B a 100% para los cebadores ISSR 17899B y ISSR HB14.

Tabla 19. Concentraciones de ADN extraído de 60 accesiones del germoplasma *in situ* de guanábana del sur de Manabí.

Genotipo	A ₂₆₀ /A ₂₈₀	ng/μL	Genotipo	A ₂₆₀ /A ₂₈₀	ng/μL	Genotipo	A ₂₆₀ /A ₂₈₀	ng/μL	Genotipo	A ₂₆₀ /A ₂₈₀	ng/μL
GB01	2,2	1235,0	GB16	2,1	628,9	GB31	2,2	1455,5	GB46	2,2	1803,3
GB02	2,1	1827,1	GB17	2,1	923,3	GB32	2,2	871,4	GB47	2,2	618,3
GB03	2,2	812,4	GB18	2,2	902,7	GB33	2,0	485,8	GB48	2,0	590,2
GB04	2,1	872,5	GB19	2,2	1769,1	GB34	2,1	299,1	GB49	2,1	931,4
GB05	2,1	539,7	GB20	2,2	881,4	GB35	2,1	598,8	GB50	2,2	2519,5
GB06	2,2	61,8	GB21	2,2	217,8	GB36	2,1	74,6	GB51	2,3	1009,5
GB07	2,2	1075,8	GB22	2,2	1161,6	GB37	2,1	394,4	GB52	2,2	1495,0
GB08	2,2	402,3	GB23	2,2	1315,7	GB38	2,1	364,6	GB53	2,2	1005,9
GB09	2,2	1213,9	GB24	2,2	452,1	GB39	2,1	381,6	GB54	2,2	183,1
GB10	2,2	351,7	GB25	2,2	257,1	GB40	2,2	1718,9	GB55	2,1	192,2
GB11	2,2	1769,7	GB26	2,2	1411,6	GB41	2,0	3225,9	GB56	2,1	535,2
GB12	2,2	473,7	GB27	2,1	959,5	GB42	2,3	1500,6	GB57	2,0	162,4
GB13	2,2	1504,8	GB28	2,2	1252,5	GB43	2,1	812,5	GB58	2,1	720,5
GB14	2,2	720,2	GB29	2,2	653,2	GB44	2,1	289,9	GB59	2,1	421,4
GB15	2,2	884,3	GB30	2,2	2452,9	GB45	2,1	169,3	GB60	2,2	878,7

El tamaño de los fragmentos amplificados expresado en pares de bases nitrogenadas fluctuó entre 333 como rango inferior para el marcador ISSR HB14 y 7570 para el marcador ISSR 824 (Tabla 20, Fig. 75).

Tabla 20. Concentraciones de ADN extraído de 60 accesiones del germoplasma *in situ* de guanábana del sur de Manabí.

Cebadores ISSR	No. de fragmentos detectados	No. de fragmentos polimórficos	Rango de tamaño de fragmento (pb)	Porcentaje de polimorfismo	PIC*
17899A	11	9	507-2942	81,82%	0,25
17899B	12	12	439-2000	100%	0,25
UBC 824	11	9	478-7570	81,82%	0,29
HB14	17	17	333-5542	100%	0,27
17898B	16	14	433-2000	87,5%	0,22
UBC 814	7	5	641-3053	71,43%	0,20
UBC 815	6	5	982-2930	83,33%	0,28
873	8	6	715-2515	75%	0,29
Promedio	11	9,63	566-3569	87,5%	0,26

Fuente: Moreira et al. (2017).

Algunos trabajos de caracterización molecular que han utilizado marcadores dominantes ISSR como los de Lima et al. (2009), Ahmad et al. (2010) y Ferreira (2011) consideran al porcentaje de locus polimórficos como una medida de diversidad genética. Este resultado difiere del encontrado por Lima et al. (2009) quienes al determinar la diversidad genética de una población de guanábana con el uso del marcador molecular ISSR, detectaron un polimorfismo promedio de 55%, lo que puede deberse a diferencias en los cebadores utilizados y a las diferencias intrínsecas del germoplasma explorado.

Ahmad et al. (2010) al evaluar la diversidad genética de diferentes especies de anonáceas, obtuvieron un rango de polimorfismo de 50-80% y una media de 58%. Ferreira (2011) observó dentro de una población natural de *A. crassiflora* un porcentaje de polimorfismo de 80,3%, el cual fue considerado moderado para especies arbóreas. Estos porcentajes de polimorfismo con el marcador molecular ISSR en diferentes especies de anonáceas fueron inferiores a los encontrados en el germoplasma *in situ* de guanábana del sur de Manabí, lo cual ratifica su variabilidad y fortalece las oportunidades de uso con diversos fines.

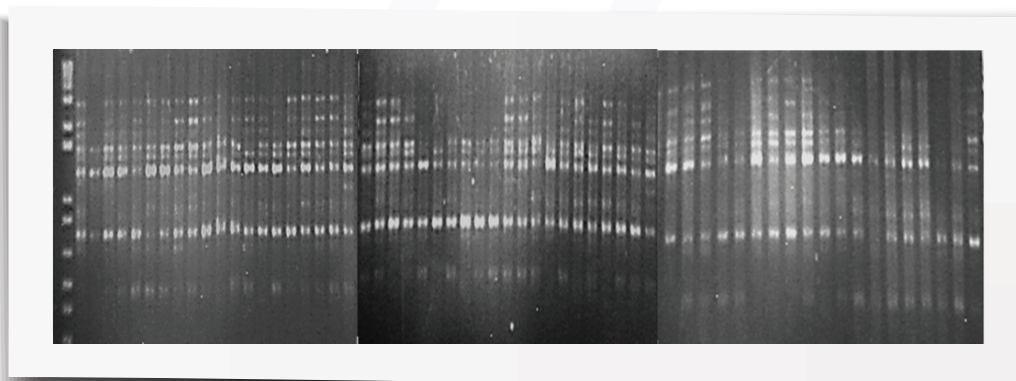


Figura 75. Amplificación del ADN de 60 accesiones del germoplasma *in situ* de guanábana del sur de Manabí, a través del cebador ISSR UBC824.

Los estudios de diversidad genética en anonáceas con el uso de marcadores ISSR son escasos, sin embargo, han sido utilizados en otras especies arbóreas y de ciclo corto. Khaled et al. (2015) obtuvieron con el cebador ISSR 17899B un 80% de polimorfismo en caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.), valor inferior al observado en guanábana en el presente estudio, en el que ese cebador y el ISSR HB14 produjeron 100% de polimorfismo.

Otros investigadores como Manimekalay et al. (2006) al analizar la variabilidad genética de varias accesiones de un germoplasma de coco (*Cocos nucifera* L.) observaron un polimorfismo de 82,9% y un número promedio de fragmentos polimórficos por cebador de 9,70. Tagizad et al. (2010) informaron por su parte un polimorfismo de 63,7% en el análisis de la diversidad genética de pistacho (*Pistacia vera* L.). Lisek y Rozpara (2010) obtuvieron tamaños de fragmentos entre 280 y 1790 pares de bases nitrogenadas y entre 7 y 9 fragmentos polimórficos, principalmente con los cebadores ISSR 830, ISSR 840 e ISSR 844, con los que se determinaron un polimorfismo de 71,5% en cultivares de pera (*P. communis*). Por su parte, Lima et al. (2015) con marcadores

ISSR en acerola (*M. emarginata*) determinaron la diversidad genética con el uso de 20 iniciadores que promovieron la formación de 148 bandas polimórficas (79,57%), lo que permitió establecer diferencias entre los genotipos. Los autores citados concluyeron que los ISSR son muy eficientes para determinar el polimorfismo en los frutales mencionados, lo cual avala su elección para la presente investigación.

El porcentaje superior de polimorfismo observado frente a otros realizados en guanábana y otras especies con el uso de marcadores ISSR se debe probablemente a la alta variabilidad del germoplasma *in situ* de guanábana del sur de Manabí, que sustenta a la diversidad fenotípica observada, tanto en los caracteres morfológicos de la planta como físico-químicos del fruto.

El PIC (contenido de información polimórfica) observado (0,26) está considerado como informativo en la escala que proponen Mýsków *et al.* (2010), y Adhikari *et al.* (2015), para marcadores dominantes como los ISSR.

Manimekalay *et al.* (2006) al analizar la variabilidad genética de varias accesiones de germoplasma de coco (*C. nucifera*) observaron un PIC de 0,31, mientras que Pinho *et al.* (2012) al evaluar la variabilidad genética en *Machura tinctoria* L., especie arbórea cuyo látex se utiliza como tintura, con el empleo de dos cebadores ISSR observaron un rango de PIC de 0,29 a 0,47 con un promedio de 0,37, por lo cual los catalogan como marcadores de información media. Sin embargo, este criterio puede considerarse relativo si se tiene en cuenta que el valor de PIC máximo para marcadores moleculares de tipo dominante es de 0,50 como lo afirman Mýsków *et al.* (2010) y Adhikari *et al.* (2015).

Los marcadores ISSR permiten descubrir productos polimórficos simultáneamente en varios *loci* (Mýsków *et al.*, 2010). Las distancias genéticas expresadas entre los 60 genotipos permitieron conformar cinco grupos de similitud a través del dendrograma (Fig. 76) elaborado por el método de Ward (1963) y el coeficiente de disimilitud de Jaccard, que presentó una correlación cofenética de 0,62. Este valor está acorde con lo sugerido por Manly (2006) quien considera un mínimo de 0,6 para que se logre una óptima relación entre los valores de las distancias genéticas y los representados en el dendrograma. Estos resultados demuestran la eficiencia de los marcadores ISSR en la detección de polimorfismo en estudios de diversidad genética de especies frutícolas (Lima *et al.*, 2009; Ahmad *et al.*, 2010).

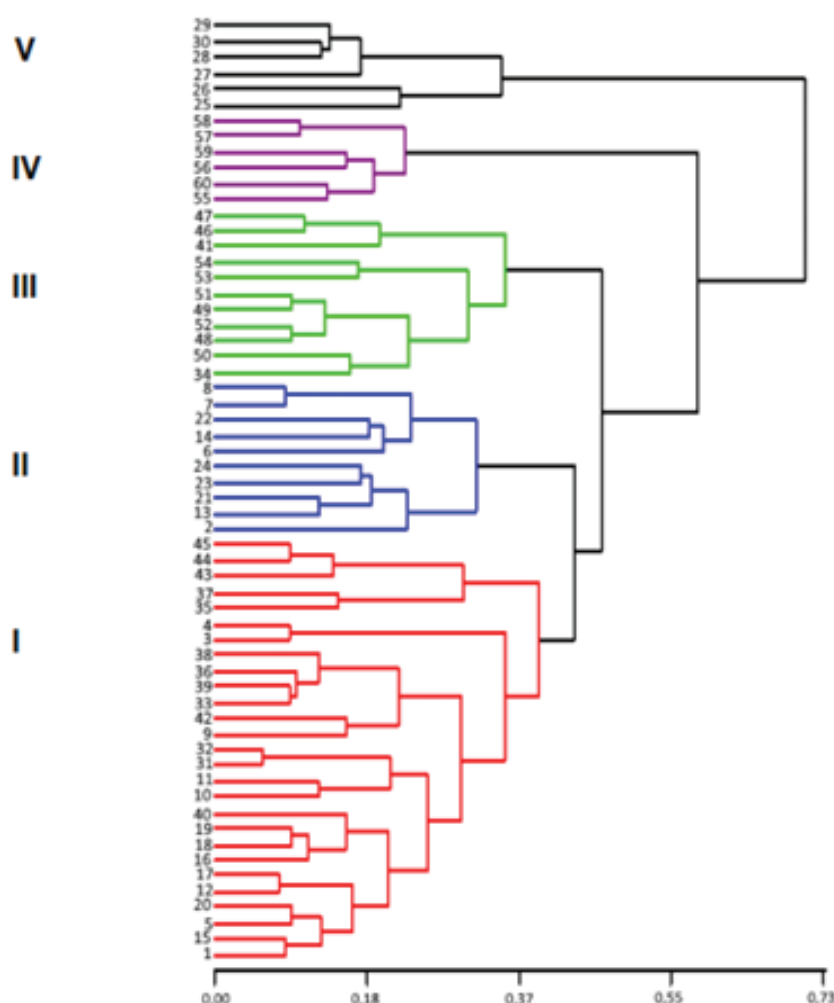


Figura 76. Dendrograma para la formación de conglomerados generados con el coeficiente de disimilitud de Jaccard y el método de asociación de Ward en 60 accesiones del germoplasma in situ de guanábana del sur de Manabí.

Los genotipos de cada uno de los cinco conglomerados descritos anteriormente se encuentran geográficamente próximos entre sí, por lo que la similitud genética expresada resulta lógica. Para explicar esta respuesta es necesario considerar que la guanábana es un frutal prevalentemente alógamo, que presenta dicogamia protogínica.

Esta condición impide que exista fecundación a partir del polen de una misma flor por la no coincidencia de los estados de madurez entre los órganos sexuales masculino y femenino. Esta falta de sincronización entre los estados de madurez de los órganos sexuales se considera una estrategia natural de las especies de anonáceas para evitar la autofertilidad y la endogamia (Peña, 2003).

Otro factor que dificulta la polinización es la morfología cerrada de la flor de guanábana, constituida por una

cámara con tres pétalos externos y tres internos que dificultan la entrada de los agentes polinizadores, por lo que es prácticamente nula la acción del viento y las aves en este proceso (Escobar *et al.*, 1986).

Por lo expuesto, la polinización queda circunscrita a pequeños insectos de acción geográfica muy reducida como aquellos pertenecientes a los géneros *Atta* y *Cyclocephala*, así como pequeños escarabajos de la subfamilia Dynastinae (Peña, 2003). Lo indicado explicaría la variabilidad genética observada principalmente entre accesiones distantes entre sí y, por el contrario, las similitudes entre accesiones vecinas. Podría sumarse a estas explicaciones que la zona prospectada está atravesada por cadenas montañosas escarpadas, lo cual imposibilitaría el movimiento a grandes distancias de fauna nativa en el proceso de dispersión del polen.

Las accesiones 25, 26, 27, 28, 29 y 30, con una distancia genética de $r=0,71$ frente a los demás individuos, al igual que las accesiones 55, 56, 57, 58, 59 y 60 con una distancia de $r=0,51$, entre otros genotipos, fueron las más diferenciadas genéticamente con respecto al resto del germoplasma. Estos individuos pueden ser considerados como óptimos desde el punto de vista de las combinaciones híbridas para ser utilizados en programas de mejoramiento vegetal por la divergencia genética que presentan con las otras accesiones del germoplasma (Lima *et al.*, 2015). Esto permitirá obtener segregantes heterocigóticos de alto desempeño agronómico. Por el contrario, se deben evitar hibridaciones entre genotipos de mucha similitud genética para evitar los efectos negativos de la endogamia (Al-Khairy *et al.*, 2015).

Es importante señalar que la selección final de los genotipos a hibridar deberá hacerse de forma integral, y deben considerarse las características morfoagronómicas deseadas. En los procesos de obtención de materiales mejorados de plantas, son atributos esenciales el rendimiento y la calidad de la fruta (Famiani *et al.*, 2015), caracteres ampliamente distribuidos en el germoplasma *in situ* de guanábana del sur de Manabí. Por estas razones los resultados alcanzados son de extraordinaria relevancia en futuros planes de desarrollo y aprovechamiento de este frutal en Ecuador.

Los marcadores genéticos en general están asociados directamente con la base genética de la variabilidad (Hillis y Wiens, 2000; Mall y Lovett-Doust, 2005; Rentería, 2007) y los de tipo ISSR han permitido profundizar en el origen de la variabilidad del germoplasma *in situ* de guanábana del sur de Manabí como complemento a la caracterización morfoagronómica, ya que cuando los grupos de similitud se han formado solamente sobre la base de los rasgos fenotípicos no existe certeza sobre cuánto de su expresión se debe a los genes y cuánto a la influencia del ambiente (Villamizar *et al.*, 2012).

2) LA BIOTECNOLOGÍA APLICADA A LA MULTIPLICACIÓN DE LA GUANÁBANA

La guanábana se cultiva en muchos países tropicales, entre ellos Ecuador. La propagación y conservación *ex situ* de materiales élite de esta especie constituye un desafío para los fitomejoradores y productores de material de siembra. Las características hermafroditas de la flor y la falta de sincronización en la maduración de los órganos masculino y femenino, origina en la especie el fenómeno conocido como dicogamia parcial de tipo protogínico de las anonáceas (Jiménez *et al.*, 2016). Lo anterior promueve el cruce entre individuos o selecciones, e induce un alto grado de variación genética; esto trae como consecuencia que la propagación por semillas de este frutal sea poco viable.

La propagación agámica, ya sea mediante injerto o el enraizamiento de estaquillas, constituye la técnica más utilizada para la obtención de material de siembra de guanábana (Iglesias y Sánchez, 1985; Dos Santos *et al.* 2013). Sin embargo, la respuesta es muy variada y depende del genotipo.

El cultivo *in vitro* de células y tejidos vegetales es una técnica que se utiliza para producir plantas idénticas a partir de una sola célula o de tejido. Aunque *A. muricata* se ha clasificado como una especie recalcitrante o difícil para el cultivo *in vitro*, debido a los problemas de contaminación, oxidación y dificultad para lograr el enraizamiento, en la literatura internacional existen diversos reportes sobre la propagación *in vitro* de guanábana.

Bejoy y Hariharan (1992) en uno de los primeros trabajos sobre la micropropagación *in vitro* de guanábana, lograron un promedio de 4,8 brotes por explante después de 35 días de cultivo, a partir de hipocótilos cultivados en medio de cultivo de Murashige y Skoog (1962) (MS) suplementado con 2,0 mg L⁻¹ de 6-bencilaminopurina (6-BAP) y 0,1 mg L⁻¹ de ácido naftalenacético (ANA). En la fase de enraizamiento obtuvieron de 2 a 6 raíces por explante en un rango de cuatro a cinco semanas.

Otros autores como Lemos y Blake (1996) con hipocótilos y segmentos nodales como explantes, lograron la propagación de guanábana en el medio para plantas leñosas (WPM), desarrollado por McCown y Lloyd (1981), suplementado con 2 mg L⁻¹ de 6-BAP y 0,5 mg L⁻¹ de ANA, en seis semanas, mientras que en explantes nodales, la misma concentración de 6-BAP en combinación con una dosis más baja de ANA (0,1 mg L⁻¹) fue suficiente para inducir la formación de brotes. Los autores describen que la adición de carbón activado y de galactosa como fuente de carbono mejoró la inducción de raíces. La propagación de guanábana a partir de material juvenil también ha sido descrita por otros autores (Rivero *et al.*, 2001; López *et al.*, 2014).

Uno de los trabajos más completos realizados en la propagación de guanábana describe cómo estacas de árboles de cuatro años de edad fueron estimuladas a inducir en condiciones *in vitro* la formación de cuatro nuevos brotes por cada yema en cinco semanas (Bridg, 2000). En la etapa de proliferación de brotes *in vitro*

el uso de ácido giberélico permitió la elongación de entrenudos con una tasa de proliferación de 1:6 explantes por subcultivo. Sin embargo, durante los subcultivos los brotes presentaron clorosis *in vitro* y decaimiento total del explante. Los resultados confirmaron que *A. muricata* requiere en la etapa de proliferación una suplementación de nitrógeno superior a la del medio de cultivo de Nitsch y Nitsch (1969), siendo el medio de cultivo MS, formulado por Murashige y Skoog (1962) el más adecuado para proliferar explantes de alta calidad en esta especie.

Este mismo estudio (Bridg, 2000) se revela que la inducción y desarrollo de raíces tampoco es fácil de lograr en las plantas cultivadas *in vitro*, lo que podría estar relacionado con los contenidos elevados de citoquininas que se utilizan durante la proliferación de los brotes, ya que se conoce que, en las especies leñosas, el efecto residual de citoquininas puede limitar posteriormente la rizogénesis. El subcultivo a un medio de cultivo sin reguladores, previo al tratamiento exógeno con auxinas, permitió alcanzar una eficiencia de 45,6 a 55,5% en el enraizamiento de plantas, con mayores probabilidades de endurecimiento y adaptación a las condiciones de invernadero. Haciendo uso de la técnica Random Amplified Polymorphic DNA (RAPD) con 29 cebadores se pudo confirmar la estabilidad genética de las plantas micropropagadas. Con el protocolo descrito, se logró regenerar y propagar árboles selectos de *A. muricata*, preservando la estabilidad genética de los mismos, resultado de gran importancia en términos de conservación de la diversidad natural.

La microinjertación seriada permitió la propagación clonal exitosa de árboles adultos de guanábana con más de 20 años de edad (Acosta *et al.*, 2011); sin embargo, el enraizamiento fue limitado. Además, se ha reportado la propagación clonal *in vitro* a partir de segmentos nodales de yemas pre-brotadas, obtenidas de estacas de árboles adultos, los cuales se mantuvieron en agua en condiciones de invernadero, para estimular la brotación (García *et al.*, 2005).

También se ha informado un protocolo para la propagación clonal de guanábana mediante la inducción de brotes adventicios a partir de callos obtenidos de segmentos nodales (Abubacker y Deepalakshmi, 2017). Los autores lograron inducir la formación de callos, a partir de segmentos de la base de la hoja, en un medio de cultivo MS suplementado con 1,5 mg L⁻¹ de 6-BAP y 2,0 mg L⁻¹ de ácido 2,4-diclorofenoxiacético (2,4-D). Una vez formado los brotes adventicios, el alargamiento de estos fue posible en medio MS suplementado con 1,0 mg L⁻¹ de 6-BAP, 0,5 mg L⁻¹ de kinetina y 1,5 mg L⁻¹ de ácido indolbutírico (AIB). Para el enraizamiento utilizaron el medio MS suplementado con 2,0 mg L⁻¹ de AIB, 0,5 mg L⁻¹ de ANA y 1,0 mg L⁻¹ de 6-BAP. Las plantas obtenidas se aclimataron exitosamente en el invernadero.

Sin embargo, aun cuando se han descrito diferentes protocolos para la propagación de la guanábana, estos son limitados y abarcan solo la escala de investigación. Los resultados obtenidos aún son insuficientes para la aplicación de esta técnica en la propagación masiva a gran escala de genotipos promisorios de guanábana. De hecho, solo con la técnica de microinjertación se ha logrado el establecimiento y evaluación de plantaciones homogéneas en campo, con una respuesta similar a las plantas propagadas por método convencional de injertación (Ruiz *et al.*, 2000).

Estos protocolos solo refieren experiencias en la multiplicación de los brotes durante uno o pocos subcultivos, pero en el caso de las especies leñosas, es conocido que el mayor problema suele presentarse a medida que se incrementan los subcultivos en medios enriquecidos con citoquininas (Quiala *et al.*, 2014). El efecto residual de las citoquininas provoca en estas especies problemas relacionados con desórdenes anatómicos y fisiológicos, que en ocasiones no son perceptibles a simple vista, la muerte apical y la pérdida o limitada capacidad para proliferar *in vitro* o emitir raíces. Todos estos factores inciden de manera negativa en la capacidad de adaptación durante la transferencia *in vitro/ex vitro*.

Las características biológicas de las especies frutales leñosas como las anonáceas y en particular *A. muricata*, las hacen recalcitrantes a las técnicas de mejora y conservación de recursos genéticos, que tradicionalmente se aplican a otras especies frutales. Aunque en los últimos años se han incrementado los estudios sobre *Annona muricata* L., aún se requieren mayores esfuerzos de investigación para incrementar la eficiencia de los protocolos de propagación *in vitro*, para que su aplicación masiva sea económicamente rentable.

En este sentido, el desarrollo de otras técnicas de regeneración de plantas más eficientes como la embriogénesis somática podría ser una herramienta eficaz para solucionar los diferentes problemas que inciden en la respuesta *in vitro* de especies como *A. muricata*. Esta técnica se está aplicando a escala comercial por muchas empresas a nivel mundial, para la propagación masiva, la conservación de material seleccionado y el establecimiento de plantaciones comerciales de diversas especies arbóreas. La combinación de la embriogénesis somática con la formación de setos clonales y el enraizamiento de mini-esquejes podría ser una estrategia eficaz y económicamente rentable para la propagación masiva de esta especie. Por otra parte, el desarrollo de protocolos con base en cultivos celulares embriogénicos facilitaría la implementación de nuevas técnicas de mejoramiento genético como la edición génica para mejorar en este valioso árbol frutal características como la estructura del árbol, el tamaño del fruto, el espesor y la resistencia de la cubierta externa, el número de semillas, entre otros.

3) EFECTO DE LOS BIORREGULADORES Y EL ANILLADO SOBRE LA PRODUCCIÓN DE LA GUANÁBANA EN ECUADOR

Los diferentes cultivos frutícolas en Ecuador tienen uno de sus principales problemas de productividad en la falla de los procesos de inducción-diferenciación floral, que conlleva a muchas especies a producir floraciones escasas, erráticas, heterogéneas y en algunos casos nulas. Estos problemas tienen su principal causa en las condiciones ambientales, pues es común en el litoral ecuatoriano la ocurrencia de periodos excesivamente calientes y lluvias extemporáneas, que alteran los procesos fenológicos que desencadenan la floración.

Ante tal situación, el uso de sustancias biorreguladoras sintéticas como los promotores de etileno, el

forclorfenurón y otras podrían coadyuvar a que se dé en el árbol con mayor intensidad el proceso fisiológico de la floración, como ya se ha observado en otros cultivos.

Otras de las prácticas muy poco exploradas y utilizadas tanto a nivel experimental como comercial es el anillado de ramas, cuyo sustento fisiológico está en no permitir que la savia elaborada proveniente de las hojas se pierda en la alimentación del sistema radical, generando más crecimiento vegetativo, y por el contrario las sustancias queden acumuladas en las ramas y hojas que las sintetizaron, sirviendo como reservas energéticas para la floración.

Ante la necesidad de aplicar prácticas limpias que incrementen la productividad del cultivo de guanábana en Ecuador, continuamente se están probando varios biorreguladores vegetales sobre la producción de botones florales, flores, cojinetes florales y frutos en la guanábana, así como se evalúa el efecto del anillado de ramas sobre la producción de botones florales, flores, cojinetes florales y frutos en este frutal.

En una finca ubicada en la localidad de Progreso de la provincia del Guayas se ensayó el efecto de estas tecnologías, con la aplicación de los siguientes tratamientos:

1. **Anillado**
2. **N-2-cloro-4-piridil-N-fenilurea (CPPU) 30 ppm**
3. **Ethrel 250 ppm**
4. **Nitrato de potasio 3%**
5. **Testigo (manejo convencional por el productor)**

Las sustancias biorreguladoras se aplicaron con bomba manual en horas de la tarde, cuando los rayos solares eran tenues. El anillado consistió en interrumpir el suministro de savia del floema mediante de un corte de 3 mm de ancho en toda la circunferencia de las ramas seleccionadas; se mantuvo una rama que mantenía conectada la parte aérea con la raíz para evitar la muerte del árbol.

Las evaluaciones se iniciaron dos meses después de aplicados los tratamientos y se midieron las siguientes variables:

-  Cantidad de botones florales
-  Cantidad de flores
-  Cantidad de cojinetes florales
-  Cantidad de frutos

En las Figs. 77, 78 y 79 se puede observar que anillar las ramas de guanábana genera la mayor producción de flores, frutos y botones más cojinetes florales con 64, 55 y 124 unidades por árbol/año respectivamente.

También se observa que los árboles tratados con CPPU (30 ppm) generaron valores altos de estas estructuras (60, 46 y 86 unidades por árbol/año respectivamente). El tratamiento testigo (manejo del productor) arrojó valores de 24, 20 y 61 de las variables ya descritas.

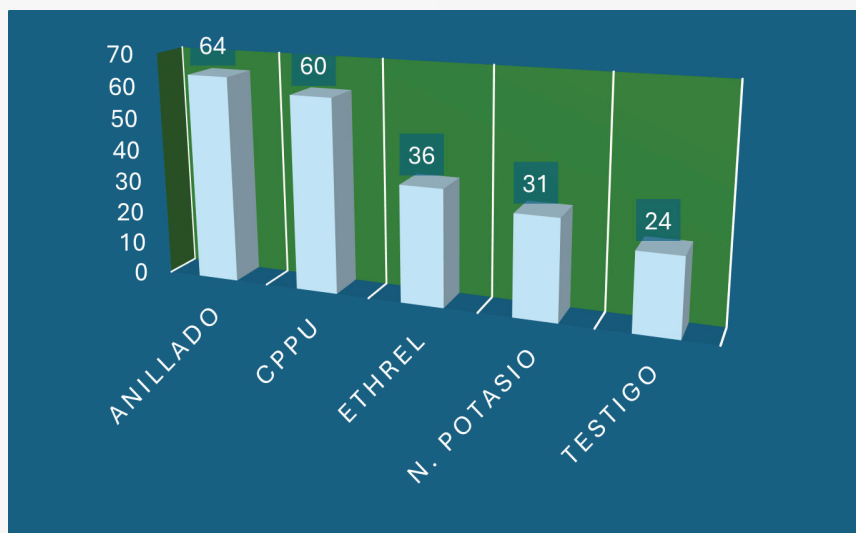


Figura 77. Efecto de los biorreguladores y el anillado sobre la cantidad de flores en guanábana.

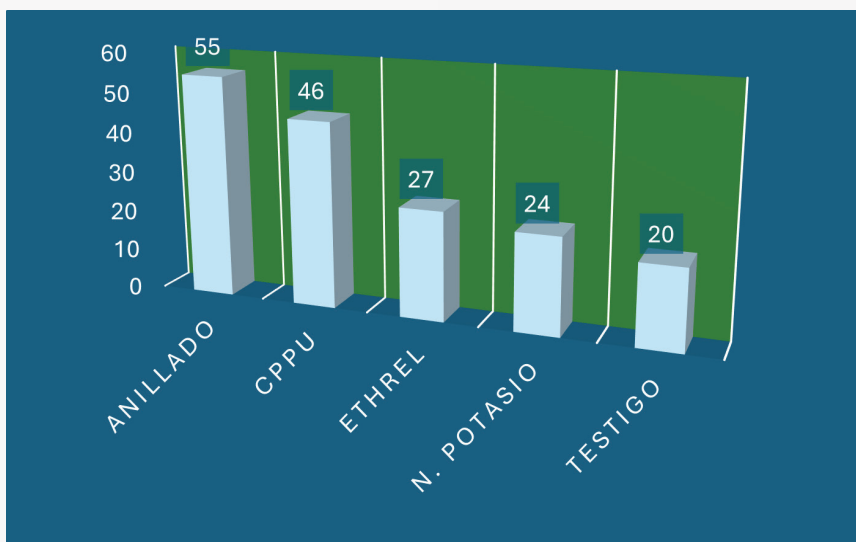


Figura 78. Efecto de los biorreguladores y el anillado sobre la cantidad de frutos en guanábana.

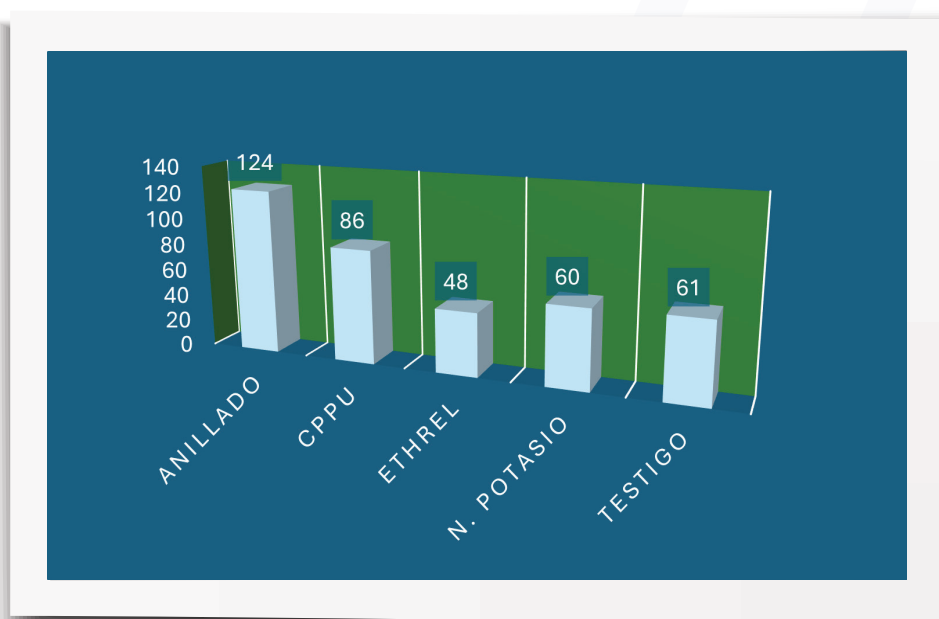


Figura 79. Efecto de los biorreguladores y el anillado sobre la cantidad de botones + cojinetes florales en guanábana.

Los resultados observados permiten concluir que el anillado de las ramas de la guanábana incrementa las cantidades de flores, botones y cojinetes florales, lo que a su vez incrementa la cantidad de frutos por árbol. El biorregulador CPPU en dosis de 30 ppm promueve también una alta cantidad de estructuras reproductivas y frutos por árbol.

4) ESTUDIOS ENTOMOLÓGICOS

Diagnóstico de plagas en el cultivo de guanábana

La guanábana no está exenta del ataque de plagas en diferentes estados fenológicos del cultivo, por lo que ha sido necesario realizar diagnosticar el estado actual y el manejo de insectos plaga por parte de los productores.

En 2008 en la provincia del Guayas se realizó un diagnóstico a través de encuestas a productores, para identificar los principales insectos que afectan al cultivo, los muestreos que realizan antes de tomar alguna medida de control, el tipo de control que utilizan, y cuántas aplicaciones realizan de acuerdo al estado fenológico del cultivo.

La tercera parte de los productores encuestados informó la aparición de una sola plaga (*Cerconota sp.*); otra

proporción similar indicó la presencia de varias plagas (*Cerconota sp.*, *Empoasca sp.*, *Godononta*, ácaros, mosca blanca y barrenador de ramas). El resto tiene un complejo de plagas presentes en su cultivo (Tabla 21).

Tabla 21. Insectos plaga en guanábana, provincia del Guayas, 2008.

Insectos	Productores que lo informan (%)
<i>Cerconota sp.</i>	33,33
<i>Cerconota sp.</i> , <i>Empoasca sp.</i> , <i>Godononta</i> , ácaros, mosca blanca y barrenador de ramas	33,33
<i>Cerconota sp.</i> , <i>Empoasca sp.</i> , <i>Godononta</i> perforador de semillas, mosca blanca y escamas	33,33

Proporciones similares se informaron en cuanto al tipo de control que aplican a las plagas (Tabla 22). Para el control de plagas un tercio realiza control químico, otro realiza varios tipos de controles como químico, cultural, microbiológico y etológico y el resto aplica control químico y microbiológico.

Tabla 22. Tipos de controles utilizados para el manejo de insectos en guanábana, provincia del Guayas, 2008.

Tipo de control	Productores que lo informan (%)
Químico	33,33
Químico, microbiológico, cultural y etológico	33,33
Químico y microbiológico	33,33

Para el control de plagas, la tercera parte de los encuestados aplica insecticidas 3 veces en época lluviosa, otro tercio hace 3-4 aplicaciones por ciclo y el resto aplica hasta 8 veces durante el manejo del cultivo (Tabla 23).

Tabla 23. Frecuencia de aplicaciones de insecticidas en guanábana, provincia del Guayas, 2008.

Frecuencia	Productores que lo informan (%)
3 veces en época lluviosa	33,33
3-4 aplicaciones por ciclo	33,33
8 aplicaciones	33,33

En cuanto al estado fenológico, las proporciones se mantienen en cuanto a las aplicaciones cuando los árboles están en floración, fructificación y después de la poda (Tabla 24).

Tabla 24. Aplicación de insecticidas según el estado fenológico del cultivo, provincia del Guayas, 2008.

Estado fenológico	Productores que lo informan (%)
Floración	33,33
Fructificación	33,33
Poda	33,33

Las dos terceras partes de los productores (Tabla 25) realizan monitoreo y lo hacen según calendario, mientras el resto solo se basa en el calendario.

Tabla 25. Tipos de muestreo para la aplicación de insecticidas en guanábana, provincia del Guayas, 2008.

Tipo de muestreo	Productores que lo informan (%)
Según calendario y monitoreo	66,66
Según calendario	33,33

Por último, en cuanto a la utilización de plaguicidas, la tercera parte emplea solo cipermetrina; otro tercio usa cuatro productos insecticidas y los restantes hacen rotaciones de un sinnúmero de productos (Tabla 26).

Tabla 26. *Insecticidas utilizados en guanábana, provincia del Guayas, 2008.*

Estado fenológico	Productores que lo informan (%)
Cipermetrina	33,33
Cipermetrina, endosulfan, malathión y diazinón	33,33
Malathión, diazinón, diclorvos, clorpirifos, carbaryl, aceite agrícola y oleatos vegetales	33,33

El estudio realizado permitió arribar a las siguientes conclusiones:

-  *Cerconota sp.* es la plaga de mayor incidencia.
-  Para el control de las plagas se aplican preferentemente insecticidas químicos.
-  Desde la floración, durante la fructificación y hasta el inicio de la cosecha se aplican diferentes tipos de controles.
-  Las aplicaciones van desde 3 hasta 8 veces por ciclo.
-  Los controles se realizan de acuerdo a calendario y monitoreo.
-  Utilizan insecticidas sintéticos tóxicos que perjudican la fauna benéfica.

Identificación y dinámica poblacional de los principales insectos plagas en guanábana

El área de entomología del INIAP ha apoyado la ejecución de diferentes actividades para el manejo de insectos plagas en el cultivo de guanábana en las provincias del Guayas y Santa Elena. Se requiere crear bases que permitan desarrollar el manejo adecuado de los problemas entomológicos a través de la investigación, para la búsqueda de soluciones. Por esa razón se han desarrollado estudios de identificación, evaluación de las poblaciones y de sus enemigos naturales.

Durante las visitas de campo para determinar la dinámica poblacional se realizaron las colectas de insectos; la identificación se ejecutó en el laboratorio mediante el uso de claves taxonómicas y con especímenes de referencias. Otros insectos se enviaron al Servicio de Laboratorio Entomológico (SEL) en Beltsville, EE.UU., para su verificación.

En las haciendas Rapallo, provincia de Santa Elena y Rancho Alegría, provincia del Guayas, se seleccionaron seis árboles y se dividieron en cuatro cuadrantes. El muestreo se realizó cada 15 días; se contabilizaron las poblaciones de insectos plagas y benéficos. Además, se colectaron cuatro hojas por cuadrante y por árbol, en las que se evaluaron las poblaciones en el laboratorio, utilizando un estereomicroscopio y en condiciones de confinamiento para observar y coleccionar enemigos naturales.

En la **Tabla 27** se detallan los insectos plagas y benéficos identificados durante las evaluaciones realizadas en las haciendas Rapallo y Rancho Alegría.

Tabla 27. *Tabla 27. Insectos plagas y benéficos identificados en árboles de guanábana (Estación Experimental Litoral Sur-INIAP, 2008-2009).*

Insectos plaga				
Orden	Familia	Género	Especie	Nombre común
Lepidoptera	Oecophoridae	<i>Cerconota</i>	<i>annonella</i>	Perforador del fruto
Lepidoptera	Noctuidae	<i>Gonodonta</i>	<i>sp.</i>	Langosta
Lepidoptera	Papilionidae	<i>Leucanella</i>	<i>sp.</i>	Langosta
Lepidoptera	Lycaenidae	<i>Tecla</i>	<i>ortygmus</i>	tecla
Hymenoptera	Chalcididae	<i>Bephrata</i>	<i>maculicollis</i>	Perforador del fruto
Homoptera	Cicadellidae	<i>Empoasca</i>	<i>sp.</i>	Lorito verde
Homoptera	Aleyrodidae	<i>Aleurotrixus</i>	<i>floccosus</i>	Mosca blanca
Homoptera	Coccidae	<i>Ceroplastes</i>	<i>floridensis</i>	Escama cerosa
Homoptera	Coccidae	<i>Philephedra</i>	<i>tuberculosa</i>	Escama algodonosa
Homoptera	Diaspididae	<i>Pinaspis</i>	<i>strachani</i>	Escama blanca
Homoptera	Pseudococcidae	<i>Dysmicoccus</i>	<i>sp.</i>	Piojo harinoso
Hemiptera	Tyngidae	<i>Corythucha</i>	<i>gossypii</i>	Chinche de encaje
Artrópodos benéficos				
Neuroptera	Chrysopidae	<i>Chrysopa</i>	<i>sp.</i>	Crisopa, basurita
Hemiptera	Reduviidae	<i>Zelus</i>	<i>sp.</i>	Chinche asesina
Diptera	Syrphidae			Predador de moscas blancas
Clase Aracnida				Arañas

Bibliografía

Abubacker, M. N., Deepalakshmi, T. (2017). In vitro direct regeneration of *Annona muricata* L. from nodal explant. *Biosciences Biotechnology Research Asia* 14 (1), 123-128.

Acosta, A. M., Peña, E. J., Castro, D. (2011). Evaluación de medios de cultivo para la producción in vitro de *Annona muricata* mediante la técnica de microinjertación seriada. *Acta Agronómica* 60 (2), 140-146.

Adhikari, S., Saha, S., Bandyopadhyay, T. K., Gosh, P. (2015). Efficiency of ISSR marker for characterization of *Cymbopogon* germplasms and their suitability in molecular barcoding. *Plant Systematics and Evolution* 301, 439-450.

Aguilar, L. J. (2007). Estructura del esporofito vegetativo joven (sistemas radical y aéreo) del guanábano (*Annona muricata* L.). Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillos, México.

Ahmad, I., Bhagat, S., Sharma, T. V. R. S., Kumar, K., Simachalam, P., Srivastava, R. (2010). ISSR and RAPD marker based DNA fingerprinting and diversity assessment of *Annona* spp. in South Andamans. *Indian Journal of Horticulture* 67 (2), 147-151.

Al-Khairi, J. M., Jain, S. M. Johnson, D. V. (2015). *Advances in Plant Breeding Strategies: Breeding, Biotechnology and Molecular Tools*. Springer Cham, Switzerland.

Alonso, M. A. (2011). Caracterización sensorial y físico-química de manzanas Reineta y pera Conferencia, figuras de calidad en Castilla y León. Tesis de Doctorado. Universidad de León, España.

Andrés, A. J., Andrés, L. (2011). Biología, diversidad, conservación y uso sostenible de los recursos genéticos de Annonaceae en México. Universidad Autónoma Chapingo, Centro Regional Universitario Centro Occidente, México.

Andrés, A. J., González, F., Nieto, R., Barrientos, A. F. (2006). Morphometric of the organs of cherimoya (*Annona cherimola* Mill.) and analysis of fruit parameters for the characterization of cultivars, and Mexican germplasm selection. *Scientia Horticulturae* 107 (4), 337-346.

Arnó, J., Gabarra, R., Liu, T. X., Simmons, A. M., Gerling, D. (2010). Natural Enemies of *Bemisia tabaci*: Predators and Parasitoids. In: *Bemisia: Bionomics and Management of a Global Pest* (Stansly P. A., Naranjo, S., eds). Springer. Dordrecht, Netherlands.

Badrie, N., Schauss, A. G. (2009). Soursop (*Annona muricata* L.): Composition, Nutritional Value, Medicinal Uses, and Toxicology. En: Bioactive Foods in Promoting Health. Fruits and Vegetables (Ross-Watson, R., Preedy, V. R., eds.). Oxford, Academic Press.

Bejoy, M., Hariharan, M. (1992). In vitro plantlet differentiation in *Annona muricata* L. Plant Cell, Tissue and Organ Culture 31, 245-247.

Benavides, G. A. (1997). Caracterización numérica del germoplasma de guanábana (*Annona muricata* L.) muestreado in situ en el Pacífico y norte de Nicaragua. Programa de Recursos Fitogenéticos Nicaragüenses. Universidad Nacional Agraria, Nicaragua.

Bridg, H. (2000). Micropropagation and determination of the in vitro stability of *Annona cherimola* Mill. and *Annona muricata* L. Humboldt University of Berlin, Germany.

Brito, E. A., Bittencourt, M. A. L., Oliveira, R. A., Ferraz, M. I. F., Moura, J. I. L. (2010). Efeito do ensacamento e pulverização de frutos de graviola, frente à broca-do-fruto das Anonáceas, *Cerconota anonella* (Lepidoptera: Oecophoridae). Agrotropica 22 (3). 171-176.

Brito, G. B., Vásquez, W. (2013). Control de la calidad en pre y pos cosecha de las frutas. Manual Técnico de laboratorio. Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias, Estación Experimental Santa Catalina, Ecuador.

Castañeda, S. L. (2014). Evaluación morfológica y molecular de accesiones de anonáceas (Anón, chirimoya y atemoya) en condiciones in situ de las regiones andinas y Caribe colombiano. Tesis de Maestría en Ciencias Agrarias, Área de Genética y Fitomejoramiento. Universidad Nacional de Colombia, Colombia.

Catalogue of Life (2021). <https://www.catalogueoflife.org/>

Chatrou, L. W., Rainer, H., Maas, J. M. (2004). Annonaceae. En: Flowering plants of the Neotropics (Smith, N. P., Mori, S. A., Henderson, A., Stevenson, D. W., Heald, S. V. eds.). New Jersey: Princeton University Press.

Čirjak, D. (2021). Suzbijanje mrežaste stjenice platane (*Corythucha ciliata* (Say, 1832) primjenom prirodnih polifenola. Master's Thesis. Agronomski Fakultet, Sveučilište u Zagrebu, Croacia.

Cituk, D. (2020). Identificación morfológica y molecular del barrenador de la guanábana en zonas productoras de Yucatán, México. Tesis de maestría, Universidad Autónoma de Chapingo, México. <https://repositorio.chapingo.edu.mx/server/api/core/bitstreams/4f9e9c49-d336-4148-a9fc-f4e0520b0ad6/content>

Coto, D., Saunders, J. L. (2001). Insectos plaga de la guanábana (*Annona muricata*) en Costa Rica. Manejo Integrado de Plagas 61, 60-68.

Cronquist, A. (1981). An Integrated System of Classification of Flowering Plants. Columbia University Press. New York, EE.UU.

Degnon, R. G., Adjou, E. S., Noudogbessi, J. P., Metome, G., Boko, F., Dahouenon-Ahoussi, E., Soumanou, M., Sohounhloue, D. C. K. (2015). Investigation of nutritional potential of soursop (*Annona muricata* L.) from Benin for its use as food supplement against protein-energy deficiency. International Journal of Biosciences 3 (6), 135-144.

Demirci, F., Muştu, M., Kaydan, M. B., Ülgentürk, S. (2011). Laboratory evaluation of the effectiveness of the entomopathogen *Isaria farinosa* on citrus mealybug, *Planococcus citri*. Journal of Pest Science 84 (3), 337-342.

Deroin, T. (1989). Évolution des modalités de la pollinisation au cours du développement des axes aériens chez une Annonacée savicole soumise aux feux annuels: *Annona senegalensis* Pers. Comptes Rendus de l'Académie des Sciences Paris 308 (3), 307-311.

Dos Santos, M. Q. C., de Lemos, E. E. P., Salvador, T. L., Campos, R. S., Barros, P. G., Salvador, T. L. (2013). Enraizamento de estacas de graviola coletadas de diferentes posições do ramo e tratadas com ácido indolbutírico. Interciencia: Revista de ciencia y tecnología de América 38(6), 461-464.

Dutta, B., Myers, B., Coolong, T., Srinivasan, B., Sparks, A., Bag, S. (2018). Whitefly-Transmitted Plant Viruses in Southern Georgia. UGA Cooperative Extension Bulletin 1507. https://secure.caes.uga.edu/extension/publications/files/pdf/B%201507_4.PDF

Elizondo, R. (1989). Consideraciones Agroeconómicas del Guanábano (*Annona muricata* L.) en Costa Rica. MAG-ASOPRAGUA. San José, Costa Rica.

Emmen, D., Quiros, D., Vargas, A. (2012). Fluctuación poblacional de áfidos (Hemiptera: Aphididae) en plantaciones de cítricos de la provincia de Coclé, Panamá. Tecnociencia 14 (2): 117-132.

Escobar, T.W., Zárate, R.D., Bastidas, A. (1986). Biología floral y polinización artificial del guanábano (*Annona muricata* L.) en condiciones del valle del Cauca, Colombia. Acta Agronómica 36 (1), 7-20.

Evans, J. R., Caemmerer, S. v. (1996). Carbon dioxide diffusion inside leaves. Plant Physiology 110, 339-346.

Famiani, F., Battistelli, A., Moscatello, S., Cruz, J. G., Walker, R. P. (2015). The organic acids that are accumulated in the flesh of fruits: occurrence, metabolism and factors affecting their contents- a review. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 21 (2), 97-128.

FAO (2014). Normas para bancos de germoplasma de recursos fitogenéticos para la alimentación y la Agricultura. Roma: FAO.

Fasakin, A. O., Fehintola, E. O., Obijole, O. A., Oseni, O. A. (2008). Compositional analyses of the seed of the sour-sop, *Annona muricata* L., as a potential animal feed supplement. *Scientific Research and Essay* 3 (10), 521-523.

Ferreira, M. F. M. (2011). Análises genética de *Annona crasiflora*, Annonaceae: Implicações para a conservação da especie. Tesis de Maestría. Universidade Federal de Lavras, Brasil.

Franco, T. L., Hidalgo, L. (2003). Análisis estadístico de datos de caracterización morfológica de recursos fitogenéticos. Boletín Técnico No. 8. Instituto Internacional de Recursos Fitogenéticos (IPGRI), Cali, Colombia.

Frank, S. D. (2012). Reduced risk insecticides to control scale insects and protect natural enemies in the production and maintenance of urban landscape plants. *Environmental Entomology* 41 (2), 377-386.

García, M. E. (2010). La guanábana (*Annona muricata* L.). Propiedades y usos. *Revista CitriFrut* 27 (1), 69-70.

García, R., Ramírez, M. C., Sierra, T. M. (2005). Propagación in vitro de la especie frutícola de la Costa Caribe Guanábana (*Annona muricata* L.) a partir de segmentos nodales. Trabajo de Grado. Universidad de Sucre, Colombia.

Gazit, S., Galon, I., Podoler, H. (1982). The role of nitidulid beetles in natural pollination of *Annona* in Israel. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 107 (5), 849-852.

Gerber, E., Schaffner, U. (2016). Review of invertebrate biological control agents introduced into Europe. CABI Digital Library. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/book/10.1079/9781786390790.0000>

Geurts, F. (1981). Annonaceous fruits. Amsterdam: Royal Tropical Institute.

Giacomelli, J. I., Cabello, J. V., Arce, A. L., Dezar, C. A., Ariel, F. D., Chan, R. L. (2008) Mecanismos moleculares de estrés abióticos en las plantas. *Anales de la Academia Nacional de Agronomía y Veterinaria* LXII, 339-350.

Giraldo, A. I., Guerrero, G. E., Salcedo, J. C. (2018). *Rollinia mucosa* (Jacq.) Baillon (Annonaceae) active metabolites as alternative biocontrol agents against the lace bug *Corythucha gossypii* (Fabricius): an insect pest. *Universitas Scientiarum* 23 (1), 21-34.

Giraldo, E., López, M., Hormaza, J. (2010). Selection of the most discriminating morphological qualitative variables for characterization of fig germplasm. *Journal of the American Society of Horticultural Science* 135 (3), 240-249.

González, M. E. (2013). Chirimoya (*Annona cherimola* Miller), frutal tropical y sub-tropical de valores promisorios. *Cultivos Tropicales* 34 (3), 52-63.

Gottsberger, G. (1970). Beiträge zur Biologie von Annonaceen-Blüten. *Österreichische Botanische Zeitschrift* 118, 237-279.

Gottsberger, G. (1988). The reproductive biology of primitive angiosperms. *Taxon* 37 (3), 630-643.

Gower, J. C. (1971). A General Coefficient of Similarity and Some of Its Properties. *Biometrics* 27 (4), 857-871.

Hernández, V. A. (2013). Caracterización morfológica de recursos fitogenéticos. *Revista Biociencias* 2 (3), 113-118.

Hesselein, C. (2023). *Aleurothrixus floccosus* (woolly whitefly). <https://plantwisepusknowledgebank.org/-doi/10.1079/PWKB.Species.4538>

Hillis, D. M., Wiens, J. J. (2000). Molecules versus morphology in systematics. En: *Phylogenetic analysis of morphological data* (Wiens, J. J., ed.). Smithsonian Institution Press. Washington, EE. UU.

Iglesias, A., Sánchez, L. (1985). Propagación del guanábano, *Annona muricata* L., por medio de injerto sobre diferentes patrones de anonáceas. *Acta Agronómica* 35(3), 53-58.

INEC (2015). Metodología de la Encuesta de las condiciones de vida ECV. Ecuador en cifras. Instituto Nacional de Estadísticas y Censos del Ecuador. Quito, 84 pp.

INIAP (2012). Informe Anual 2012. Programa de Fruticultura, Estación Experimental Litoral Sur. Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias. Guayas, 72 pp.

INIAP. (2014). Plagas de la guanábana. Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias. Disponible en línea. <http://tecnologia.iniap.gob.ec/index.php/explore-2/mfruti/rguanabana>

INIAP (2015). Informe Anual 2015. Programa de Fruticultura, Estación Experimental Litoral Sur. Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias. Guayas, 65 pp.

Janick, J. (2011). History of fruit breeding. *Fruit, Vegetable and Cereal Science and Biotechnology* 5 (Sp. Issue 1), 1-7.

Jiménez, J., Balois, R., Alia, I., Juárez, P., Sumaya, M. T., Bello, J. (2016). Caracterización de frutos de guanábana (*Annona muricata* L.) en Tepic, Nayarit, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 7 (6), 1-6.

Jones, J. B., Case, V. W. (1990). Sampling, handling and analyzing plant tissue samples. En: *Soil Testing and Plant Analysis* (Westerman, R. L., ed.). Third Edition. Soil Science Society of America Book Series, Number 3. Madison, Wisconsin, EE.UU.

Kabashima, J. N., Dreistadt, S. H. (2014). Scales: integrated pest management for home gardeners and landscape professionals. *Pest Notes*, Publication 7408. Agriculture and Natural Resources. University of California. Davis, CA. https://ipm.ucanr.edu/legacy_assets/PDF/PESTNOTES/pnscales.pdf

Kapranas, A., Tena, A. (2015). Encyrtid parasitoids of soft scale insects: Biology, behavior, and their use in biological control. *Annual Review of Entomology* 60, 195-211.

Kedari, T. S., Khan, A. A. (2014). Guyabano (*Annona muricata*): A review of its traditional uses phytochemistry and pharmacology. *American Journal of Research Communication* 2 (10), 247-268.

Kessler, P. J. A. (1987). Some interesting distribution patterns in the Annonaceae. *Annonaceae Newsletters* 6, 14-23.

Khaled, K. A. M., El-Demardash, I. S., Amer, E. A. M. (2015). Genetic polymorphism among some sugarcane germ-plasm collections as revealed by RAPD and ISSR analyses. *Life Science Journal* 12 (3), 159-167.

Kimbonguila, A., Nsikou, J. M., Matos, L., Loumouamou, B., Ndangui, C. B., Pambou-Tobi, N. P. G., Abena, A. A., Silou, Th., Desobry, S. (2010). Proximate Composition and physicochemical properties on the seeds and oil of *Annona muricata* grown in Congo-Brazzaville. *Research Journal of Environmental and Health Sciences* 2 (1), 13-18.

Klee, H. (2010). Improving the flavor of fresh fruits: genomics, biochemistry, and biotechnology. *New Phytologist* 187 (1), 44-56.

Knapp, M., Palevsky, E., Rapisarda, C. (2020). Insect and mite pests. En: Integrated pest and disease management in greenhouse crops (Gullino, M. L., Albajes, R., Nicot, P. C., eds.). Springer, Switzerland.

Lemos, E. E. P., Blake, J. (1996). Micropropagation of juvenile and mature *Annona muricata* L. *Journal of Horticultural Sciences* 71 (3), 395-403.

León, G., Kondo, T. (2017). Insectos y ácaros de los cítricos. Compendio ilustrado de especies dañinas. CORPOICA. Bogotá, Colombia.

Lima, E. N., Bezerra, M. E., Bertini, C. H.C., Herbster, C. F., Hawerroth, M. C. (2015). Diversidade genética de clones de aceroleira avaliada por meio de marcadores moleculares ISSR. *Comunicata Scientiae* 6 (2), 174-180.

Lima, E. N., Cavalcanti, J. J. V., Oliveira, F. I. C., Cardoso, J. E., Bertini, C. H. C. (2009). Variabilidade genética de graviroleira identificada por marcadores ISSR. *Congresso Brasileiro de Melhoramento de Plantas*, 5. EMBRAPA, Brasil.

Lisek, A., Rozpara, E. (2010). Identification of pear cultivars with RAPD and ISSR markers. *Journal of Fruit and Ornamental Plant Research* 18 (2), 17-22.

Liu, K., Haili, L., Changchun, Y., Yonglian, H., Yan, C., Jinxian, L. (2015). Identification of phenological growth stages of sugar apple (*Annona squamosa* L.) using the extended BBCH-scale. *Scientia Horticulturae* 181, 76-80.

Londoño, M. (2008). Insectos. En: Tecnología para el cultivo del aguacate (Bernal, J. A., Díaz, C. A., eds.). CORPOICA, Colombia.

López, C., Carmona, E., Arana, A., González, I. M. (2014). Biotechnology applied to *Annona* species: a review. *Revista Brasileira de Fruticultura* 36 (ed. esp.), 17-21.

López, G., Gómez, J., Barrera, J., Herrera, E., Hernández, M., Bravo, E., Solís, J., Zamarripa, A. (2013). Artrópodos asociados a higuera (*Ricinus communis* L.) en el sur de México. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA), Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), Centro de Investigación Regional Pacífico Sur. 1-79. <https://docplayer.es/65184308-Artrópodos-asociados-a-higuera-ricinus-communis-l-en-el-sur-de-mexico.html>

Lora, J., Hormaza, J. I., Herrero, M. (2010). The progamic phase of an early-divergent angiosperm, *Annona cherimola* (Annonaceae). *Annals of Botany* 105 (2), 221-231.

Love, K., Paull, R. (2011). Soursop. College of Tropical Agriculture and Human Resources, University of Hawaii at Manoa. UH-CTAHR.

Mal, T. K., Lovett-Doust, J. (2005). Phenotypic plasticity in vegetative and reproductive traits in an invasive weed, *Lythrum salicaria* (Lythraceae), in response to soil moisture. *American Journal of Botany* 92 (5), 819-825.

Malavolta, E., Vitti, G. C., Oliveira, S. A. (1997). Avaliação do estado nutricional das plantas: princípios e aplicações. Associação Brasileira para Pesquisa da Potassa e do Fosfato (POTAFOS). Piracicaba, Brasil.

Manimekalay, R., Nagarajan, P., Kumaran, P. M. (2006). Comparison of effectiveness of RAPDs, ISSR and SSR markers for analysis of coconut (*Cocos nucifera* L.) germplasm accessions. *Tropical Agricultural Research* 18, 1-10.

Manly, F. J. (2006). Texts in Statistical Science. Randomization, Bootstrap and Monte Carlo Methods in Biology. Third Edition. CRS Press, EE.UU.

Márquez, C. J. (2009). Caracterización fisiológica, físico-química, reológica, nutracéutica, estructural y sensorial de la guanábana (*Annona muricata* L. cv. Elita). Tesis de Doctorado en Ciencias Agronómicas. Universidad Nacional de Colombia, Colombia.

Márquez, C., Villacorta, V., Yepes, D., Ciro, H., Cartagena, J. (2012). Physiological and physico-chemical characterization of the soursop fruit (*Annona muricata* L. cv. Elita). *Revista de la Facultad Nacional de Agronomía de Medellín* 65, 6477-6486.

McCown, B., Lloyd, G. (1981). Woody Plant Medium (WPM) - A mineral nutrient formulation for microculture of woody plant species. *Horticultural Science* 16, 453-453.

Mengel, K., Kirkby, E. A. (2000). Principios de Nutrición Vegetal. (1era ed. en español). Instituto Internacional de la Potasa. Basilea, Suiza.

Meza, N., Bautista, D. (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.

Mills, H. A., Benton Jones, J., Wolf, B. (1996). Plant Analysis Handbook II. A practical sampling, preparation, analysis, and interpretation guide. Micro-Macro Pub, EE.UU.

Miranda, D., Arce, C., Gómez, L., Vasto, D., Arboney, J., Bravo, A. (2000). Conozcamos el Cultivo de Guanábana. Cartilla divulgativa. CORPOICA Regional 6, 252 pp.

Moghadamtousi, S. Z., Fadaeinasab, M., Nikzad, S., Mohan, G., Ali, H., Kadir, H. (2015). *Annona muricata* (Annonaceae): A review of its traditional uses, isolated acetogenins and biological activities. *International Journal of Molecular Sciences* 16 (7), 15625-15658.

Morandi, W. J., Grützmacher, A. D., Botton, M., Bertin, A. (2021). Chemical control of mealybugs *Planococcus citri* (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae) in vineyards of different ages. *Arquivos do Instituto Biológico* 76 (3), 427-435.

Moreira R., E. Héctor., F. Uguña., F. Flores., D. Rodríguez. 2016. Variabilidad físico-química de frutos de guanábana (*Annona muricata* L.) de una población in situ del sur de Manabí, Ecuador. *Agrotecnia de Cuba* 40 (1), 34-46.

Moreira, R. (2017). Caracterización morfoagronómica y molecular del germoplasma in situ de guanábana (*Annona muricata* L.) del sur de Manabí, Ecuador. Tesis de Doctorado en Ciencias Agrícolas. Universidad Agraria de La Habana, Cuba.

Moreira, R., Moreno, J., Buitrón, J., Orbe, K., Héctor, E., Uguña, F., Viera, W. (2018). Characterization of soursop population (*Annona muricata*) from the Central region of Ecuadorian littoral using ISSR markers. *Vegetos* 31(3), 13-18.

Moreira M., H. Rodríguez E. Héctor A., C. Feicán M., S. Mestanza., W. Viera. 2020. In situ morphological characterization of soursop (*Annona muricata* L.) plants in Manabí, Ecuador. *Enfoque UTE*, V.11-N.2, Abr.2020, pp. 58-70.

Moreira, R., Uguña, F. (2010). Memoria Técnica Anual del Programa de Fruticultura, Estación Experimental del Litoral Sur. Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP). Proyecto SENESCYT, 70 pp.

Morton, J. F. (1987). Sugar Apples. In: *Fruits of Warm Climates* (Morton, J. F., ed.). Creative Resource System Inc. Winterville, North Caroline, EE.UU.

Murashige, T., Skoog, F. (1962). A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco cultures. *Physiologia Plantarum* 15 (3), 473-497.

Murcia, D., Salamanca, M. (2006). Búsqueda de microorganismos potenciales controladores de *Bephratelloides maculicollis* plaga de *Annona muricata* L. en algunos cultivos de los departamentos de Tolima y Cundinamarca. Tesis de Microbiología Industrial. Pontificia Universidad Javeriana. Bogotá, Colombia. <https://repository.javeriana.edu.co/bitstream/handle/10554/8270/tesis252.pdf;jsessionid=A0687DAD0F438D1DFC7323AB3DEB22DA?sequence=1>

Mýsków, B., Milczarki, P., Masojc, P. (2010). Comparison of RAPD, ISSR and SSR markers in assessing genetic diversity among rye (*Secale cereale* L.) inbred lines. *Plant Breeding and Seed Sciences* 62, 107-116.

Nadel, H., Peña, J. E. (1994). Identity, behavior, and efficacy of nitidulid beetles (Coleoptera: Nitidulidae) pollinating commercial *Annona* species in Florida. *Environmental Entomology* 23 (4), 878-886.

Nagamitsu, T., Inoue, T. (1997). Cockroach pollination and breeding system of *Uvaria elmeri* (Annonaceae) in a lowland mixed-dipterocarp forest in Sarawak. *American Journal of Botany* 84 (2), 208-213.

Nakasone, H. Y., Paull, R. E. (1998). *Tropical Fruits*. Wallingford: CAB International.

Nitsch, J. P., Nitsch, C. (1969). Haploid plants from pollen grains. *Science* 163(3862), 85-87.

Ogbonna, N. C., Brisibe, E. A., Chukwurah, P. N., Uyoh, E. A. (2015). Molecular and morphological marker reveals exploitable diversity in soursop (*Annona muricata* L.). *Journal of Biotechnology and Biomaterials*. <https://www.omicsonline.org/proceedings/molecular-and-morphological-markers-reveal-exploitable-diversity-in-soursop-annona-muricata-l-32851.html>

Oliveira, S. R., Silva, C. A. D., Carvalho, T. S., Costa, L. A. A. (2019). Biology of *Corythucha gossypii* Fabricius, 1794 (Hemiptera: Tingidae) in *Ricinus communis* at different temperatures and thermal requirements. *Brazilian Journal of Biology* 79 (2), 278-285.

Onyechy, A. U., Ibeanu, V. N., Eme, P. E., Keleche, M. (2015). Nutrient and phytochemical, composition and sensory evaluation of soursop (*Annona muricata*) Pulp and Drink among Workers in University of Nigeria, Nsukka Community. *Pakistan Journal of Nutrition* 14 (12), 866-870.

Ortu, R., Pollini, K., Kobbe, C. (2002) *Mealybugs Identification and Behavior*. Aspen Publishers Inc. Gathersburg, EE.UU.

Orwa, C., Mutua, A., Kindt, R., Jamnadass, R., Anthony, S. (2009). *Agroforestry Database: tree reference and selection*. Guide version 4.0.

Othman, O. C., Fabian, C., Lugwisha, E. (2014). Postharvest physicochemical properties of soursop (*Annona muricata* L.) fruits of coast region, Tanzania. *Journal of Food and Nutrition Sciences* 2 (5), 220-226.

Padmini, S. M. P. C., Pushpakumara, D. K. N. G., Samarasekera, R. (2013). Morphological variation in selected *Annona muricata* L. (Soursop) germplasm in Sri Lanka. *Tropical Agricultural Research* 24, 362-374.

Palacin, P. S., Maquera, D. A., Díaz, J. L., Romero, J. (2021). Primera aproximación a las moscas blancas (Hemiptera: Aleyrodidae) sus plantas hospedantes y parasitoides asociados en Huánuco, Perú. *Revista Investigación Agraria* 3 (2), 15-26.

Palma-Jiménez, M., Blanco-Meneses, M., Guillén-Sánchez, C. (2019). Las cochinillas harinosas (Hemiptera: Pseudococcidae) y su impacto en el cultivo de Musáceas. *Agronomía Mesoamericana* 30 (1), 281-298.

Paull, R. E., Deputy, J. C., Chen, N. J. (1983). Changes in organic acids, sugars and headspace volatiles during fruit ripening of soursop (*Annona muricata* L.). *Journal of American Society of Horticulture Science* 108 (6), 931-934.

Peña, J. E. (2003). Insectos polinizadores de frutas tropicales: no solo las abejas llevan la miel al panal. *Manejo Integrado de Plagas y Agroecología* 6, 6-20.

Pinho, A. F., Santos, J. A., Araújo, G., Brito, M., Martins, E., Silva M. A. (2012). Determinação da variabilidade genética de plantas da espécie *Machura tinctoria* L. Gaud em uma população situada na região Norte de Minas Gerais. *Forum Ensino Pesquisa Extensão Gestao*, 24 a 27 setembro. Universidade Saberes e práticas inovadoras. http://www.fepeg2014.unimontes.br/sites/default/files/resumos/arquivo_pdf_anais/determinacao_da_variabilidade_genetica_de_plantas_da_especie_maclura_tinctoria_l._gaud_em_uma_populacao_situada_na_regiao_norte_de_minas_gerais.pdf

Pinto, A. C., Cordeiro, M., Andrade, M., Ferreira, F., Filgueira, H., Alves, R., Kimpara, D. (2005). *Annona species*. International Centre for Underutilized Crop. University of Southampton.

Podoler, H., Galon, I., Gazit, S. (1985). The effect of atemoya flowers on their pollinators: nitidulid beetles. *Acta Oecologica* 6 (3), 251-258.

Popenoe, H., King, S. R., León, J., Kalinowski, L. S., Vietmeyer, N. D. (1989). Cherimoya. En: *Lost crops of the Incas: Little-known plants of the Andes with promise for worldwide cultivation*. Washington, DC: National Academy Press.

Prabhaker, N., Morse, J. G., Castle, S. J., Naranjo, S. E., Henneberry, T. J., Toscano, N. C. (2007). Toxicity of seven foliar insecticides to four insect parasitoids attacking citrus and cotton pests. *Journal of Economic Entomology* 100 (4), 1053-1061.

Protasov, A. (2017). Citrus mealybug (*Planococcus citri*) and long-tailed mealybug (*Pseudococcus longispinus*) - two important plant pests of Mediterranean Region (Scale insects of the order Hemiptera). Males and females. https://www.shutterstock.com/es/image-photo/citrus-mealybug-planococcus-citri-longtailed-pseudococcus-584548696?src=hK_ZUBfCSwpgxS71cxKz0GA-1-0

Quesada, K. A., Rivera, W. (2016). Aislamiento, identificación y patogenicidad de *Hirsutella* en *Planococcus citri*. *Revista Tecnología en Marcha Vol. Esp. Biocontrol*, 74-84.

Quiala, E., Jiménez-Tello, M. V., Barbón, R., Chávez, M., de Fera, M., La O, M., Pérez, M. (2014). Influence of 6-Benzyladenine and gelling agent on the reduction of hyperhydricity in *Tectona grandis* L. *Revista Colombiana de Biotecnología XVI* (1), 129-136.

Rakimov, A., Hoffmann, A. A., Malipatil, M. B. (2015). Natural enemies of soft scale insects (Hemiptera: Coccoidea: Coccidae) in Australian vineyards. *Australian Journal of Grape and Wine Research* 21, 302-310.

Ranisaharivony, B. G., Ramanandraibe V., Rasoanaivo, L. H., Rakotovo, M., Lemaire, M. (2015). Separation and potential valorization of chemical constituents of soursop seeds. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry* 24 (2), 161-171.

Raupp, M. J., Holmes, J. J., Sadof, C., Shrewsbury, P., Davidson, J. A. (2001). Effects of cover sprays and residual pesticides on scale insects and natural enemies in urban forests. *Arboriculture and Urban Forestry* 27 (4), 203-214.

Ray, P.K. (2002). *Breeding Tropical and Subtropical Fruits*. Berlin-Heidelberg: Springer-Verlag-Narosa Publishing House.

Reina, J. (2022). Manejo integrado del perforador del fruto *Cerconota anonella* Sepp. 1830 en el cultivo de guanábana *Annona muricata* y su impacto en el rendimiento. Tesis de Ingeniero Agrónomo. Universidad Técnica de Babahoyo, Ecuador. <http://dspace.utb.edu.ec/bitstream/handle/49000/13098/E-UTB-FACIAG-ING%20AGRON-000411.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Reiss, A. (1971). Pollination and fruit set of *Annona cherimola* and *Annona squamosa*. M.Sc. Thesis. The Hebrew University of Jerusalem, Israel.

Rentería, A. M. (2007). Breve revisión de los marcadores moleculares. En: *Ecología Molecular* (Iguiarte, L., Souza, V., Aguirre, X., eds.). Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Instituto Nacional de Ecología. Universidad Nacional Autónoma de México, México.

Rioja, T. C., Ceballos, R. (2023). On a finding of the ladybird *Clitostethus arcuatus* (Coleoptera: Coccinellidae) in citrus orchards infested by *Aleurothrixus floccosus* (Hemiptera: Aleyrodidae) at Pica Oasis and Matilla, Tarapacá Region, Chile. *Idesia* 41 (1), 129-132.

Rivero, G. C., Ramírez, M. C., León, S. (2001). Tipo de explante en el establecimiento in vitro del guanábano (*Annona muricata* L.). *Revista de la Facultad de Agronomía (LUZ)* 18, 258-265.

Robayo, E., Chong, J. H. (2015). General biology and current management approaches of soft scale pests (Hemiptera: Coccidae). *Journal of Integrated Pest Management* 6 (1), 17.

Rodríguez, O., Jiménez, E. (2019). Órdenes de insectos de importancia agrícola en Nicaragua: Identificación y diagnóstico. Universidad Nacional Agraria. Managua, Nicaragua.

Ruiz, D., Egea, J. (2008). Phenotypic diversity and relationships of fruit quality traits in apricot (*Prunus armeniaca* L.) germplasm. *Euphytica* 163, 143-158.

Ruiz, J. J., Royero, N., Arboleda, F., Cabra, J., Baena, D., Tohme, J., Mejía-Jiménez, A. (2000). Field evaluation of the agronomic performance of soursop (*Annona muricata* L.) clones propagated through in vitro micrografting. Project SB02. Corporación BIOTEC, Colombia.

Russell, A., Samuel, R., Rupp, B., Barfuss, M. H. J., Šafran, M., Besendorfer, V., Chase, M. W. (2010). Phylogenetics and cytology of a pantropical orchid genus *Polystachya* (Polystachyinae, Vandaeae, Orchidaceae): Evidence from plastid DNA sequence data. *Taxon* 59 (2), 389-404.

Ryugo, K. (1993). *Fruticultura: Ciencia y Arte*. México: AGT Editor SA.

Sacramento, A. A., Martins Filho, I. E., dos Reis, L. A. (2019). Estudo Etnobotânico das plantas medicinais comercializadas na principal feira livre num município do interior do Sudoeste Baiano. *Revista Enfermagem Atual In Derme* 89 (27), 1-8.

Salazar, J. A. (2014). Bases genéticas y moleculares de la calidad del fruto en albaricoquero (*Prunus armeniaca* L.) Tesis de Ingeniero Agrónomo. Facultad de Biología, Universidad de Murcia, España.

Salisbury, F. B., Ross, C. W. (2000). *Fisiología de las plantas 1: Célula, Agua, Soluciones y Superficies*. Madrid: Paraninfo-Thomson.

Souza, H. A. V., Muller, L. A. C., Brandao, R. I., Lovato, M. B. (2012). Isolation of high quality and polysaccharide-free DNA from leaves of *Dimorphandra mollis* (Leguminosae), a tree from the Brazilian Cerrado. *Genetic and Molecular Research* 11 (1), 756-764.

Syahida, M. Maskat, M. Y., Suri, R. Mamot, S., Hadijah, H. (2012). Soursop (*Annona muricata* L.) blood hematology and serum biochemistry of Sprague-Dawley rats. *International Food Research Journal* 19 (3), 955-959.

Syngenta (2023). Pulgones en cítricos. <https://www.syngenta.es/plagas/pulgones-en-citricos>

Tacán, M. (2007). Caracterización agromorfológica e identificación de zonas potenciales de conservación y producción de guanábana (*Annona muricata*) y chirimoya (*Annona cherimola*) en fincas de agricultores y condiciones ex situ en Costa Rica. Tesis de Maestría en Ciencias. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Turrialba, Costa Rica.

Tagizad, A., Ahmadi, J., Haddad, R., Zarrabi, M. (2010). A comparative analysis of ISSR and RAPD markers for studying genetic diversity in Iranian pistachio cultivars. *Iranian Journal of Genetics and Plant Breeding* 1 (1), 6-16.

Tapia, K. (2021). Evaluación de efectos letales y subletales de extractos de neem y tabaco en el control del pulgón del cacao (*Toxoptera aurantii*). Tesis de Ingeniero Agrónomo. Universidad Técnica Estatal de Quevedo, Ecuador. <https://repositorio.uteq.edu.ec/server/api/core/bitstreams/d-daa6dd7-2aaa-49b4-b1a4-96ba20cfc0cc/content>

Torres, A., Héctor, E., Cué, J. y Cevallos, M. (2018). Fisiología Vegetal. Volumen I: Nutrición hídrica y mineral de las plantas. Ediciones UTM. Portoviejo, Ecuador.

VALAGRO SpA (2004). Los microelementos en la nutrición vegetal. META srl. Lanciano, Italia.

Vallejo, C. F., Estrada, E. I. (2002). Mejoramiento genético de plantas. Universidad Nacional de Colombia, Colombia.

Varón, E. H., Moreira, M. Z., Corredor, J. P. (2010). Efecto de *Corythucha gossypii* sobre las hojas de higuera: criterios para su muestreo y control con insecticidas. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria* 11 (1), 41- 47.

Vidal, L., Vidal, N. A., López, H., Castillo, D. G., Chiquito, R. G. (2014). Proposta dum plano de desenvolvimento da graviola (*Annona muricata* L.) no estado de Veracruz, México. *Revista Brasileira de Fruticultura* 36, 94-101.

Vijay, S., Suresh, S. (2013). Host plants of *Phenacoccus* spp. complex in Tamil Nadu. *Karnataka Journal of Agricultural Sciences* 26, 147-151.

Villalta, R. (1988). Estudio de la biología floral e identificación de agentes polinizadores de la guanábana (*Annona muricata* L.) en la zona atlántica de Costa Rica. Tesis de Licenciatura en Agronomía. Universidad Nacional. Heredia, Costa Rica.

Villamizar, J. M., Rodríguez, N. F., Tezara, W. (2012). Plasticidad fenotípica en plantas de *Lippia dulcis*

(Verbenaceae) sometidas a déficit hídrico. *Acta Biológica Colombiana* 17 (2), 363-378.

Villar, R., Ruiz-Robledo, J., Quero, J., Poorter, H., Valladares F., Marañón, T. (2008). Tasas de crecimiento en especies leñosas: aspectos funcionales e implicaciones ecológicas. En: *Ecología del bosque mediterráneo en un mundo cambiante* (Valladares, F., ed.). Madrid: Ministerio de Medio Ambiente, EGRAF, S. A.

Villegas, C., Zabala, G. A., Ramos, A. A., Benavides, P. (2009). Identificación y hábitos de cochinillas harinosas asociadas a raíces del café en Quindío. *Cenicafé* 60 (4), 354-365.

Vithanage, H. I. M. V. (1984). Pollen-stigma interactions: development and cytochemistry of stigma papillae and their secretions in *Annona squamosa* L. (Annonaceae). *Annals of Botany* 54 (2), 153-168.

Ward, J. H. (1963). Hierarchical groupings to optimize an objective function. *Journal of the American Statistical Association* 58 (301), 236-244.

Watson, G. (2016). *Planococcus citri* (citrus mealybug). CABI Digital Library. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/10.1079/cabicompendium.45082>

Webber, A. (1981). Alguns aspectos da biologia floral de *Annona sericea* Dun. (Annonaceae). *Acta Amazonica* 11 (1), 61-65.

Windbiel, K., Messenger, B. (2020). Sooty Mold. Pest Notes, Publication 74108. Agriculture and Natural Resources. University of California. Davis, CA. https://ipm.ucanr.edu/legacy_assets/PDF/PESTNOTES/pnsooty-mold.pdf

Worrell, D. B., Carrington, C. M. S., Huber, D. J. (1994). Growth, maturation and ripening of soursop (*Annona muricata* L.) fruit. *Scientia Horticulturae* 57 (1-2), 7-15.

Wraight, S. P., Carruthers, R. I., Jaronski, S. T., Bradley, C. A., Garza, C. J., Galaini-Wraight, S. (2000). Evaluation of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Paecilomyces fumosoroseus* for microbial control of the silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*. *Biological Control* 17 (3), 203-217.

Yepes, A., Silveira, M. B. (2011). Respuestas de las plantas ante los factores ambientales del cambio climático global – revisión. *Colombia Forestal* 14 (2), 213-232.

ISBN: 978-9942-22-614-3



EL NUEVO
ECUADOR 

**Instituto Nacional de
Investigaciones Agropecuarias**



@iniapec



@iniapecuador



@iniapecuador

www.iniap.gob.ec