

UNIVERSIDAD NACIONAL INTERCULTURAL DE LA AMAZONÍA

FACULTAD DE INGENIERÍA Y CIENCIAS AMBIENTALES

CARRERA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROFORESTAL ACUÍCOLA



**Efecto de diferentes concentraciones de Ácido Indolbutírico (AIB)
en el enraizamiento de estaquillas de *Annona muricata*
“Guanábana” en el vivero de la UNIA.**

Tesis para Optar el Título Profesional de

Ingeniero Agroforestal Acuícola

Víctor Reyger Perez Ortiz

YARINACocha – PERÚ

2018

DEDICATORIA

A Dios todo poderoso, por concederme la salud y fortaleza, por iluminarme el camino y darme la voluntad en los momentos más difíciles y permitirme cumplir con éxito mi sueño anhelado.

A mis padres Abaniel y Rut por haberme forjado como la persona que soy en la actualidad; y que siempre me apoyaron incondicionalmente en la parte moral y económica para poder llegar a ser un profesional.

AGRADECIMIENTO

Mi sincero agradecimiento a:

La Universidad Nacional Intercultural de la Amazonia, por acogerme en sus aulas y forjarme como profesional.

A los docentes de la Facultad de Ingeniería y Ciencias Ambientales de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía, y en especial a los docentes de la Carrera Profesional de Ingeniería Agroforestal Acuícola, por ser los forjadores de mi perfil profesional.

A mis asesores Ing. Mg. Nadia Masaya Panduro Tenazoa y al Ing. Mg. Pablo Pedro Villegas Panduro, por compartir conmigo sus conocimientos, por su gran dedicación y atinados consejos, que tanto enriquecieron la realización de trabajo de tesis.

INDICE

	Pág.
Caratula.....	1
Dedicatoria.....	2
Agradecimiento.....	3
Índice.....	4
Índice de cuadros.....	7
Índice de figuras.....	9
Resumen.....	11
Abstract.....	12
I. INTRODUCCIÓN.....	13
II. REVISION DE LITERATURA.....	15
2.1. Antecedente de la investigación.....	15
2.2. Bases teóricas.....	17
2.2.1. Generalidades de <i>Annona muricata</i> “Guanabana”.....	17
A. Taxonomía.....	17
B. La Guanábana (<i>Annona muricata</i>).....	17
C. Usos.....	18
2.2.2. Propagación vegetativa.....	19
A. Importación de la propagación vegetativa.....	19
B. Métodos de propagación vegetativa.....	20
C. Propagación vegetativa a través de estaquillas.....	20
D. Ventaja de la propagación vegetativa a través de estaquillas.....	21
E. Características ideales de una especie en la propagación vegetativa.....	21
F. Desventajas de la propagación vegetativa a través de estaquillas...	21
G. Origen de las raíces adventicias.....	22
H. Factores condicionantes que afectan la capacidad de enraizamiento ambiental.....	22
2.2.3. Reguladores de crecimiento.....	24
2.2.4. Ambiente para el enraizamiento.....	25
A. Cámara de subirrigación.....	25
III. METODOS.....	27
3.1. Tipo y nivel de investigación.....	27
3.2. Período de ejecución.....	27

3.3.	Métodos de la investigación.....	27
3.3.1.	Ubicación del experimento.....	27
3.3.2.	Descripción del área de estudio.....	27
3.3.3.	Material de estudio.....	27
3.2.4.	Procedimientos.....	28
A.	Recolección del material vegetativo.....	28
B.	Identificación del material vegetativo.....	28
C.	Acondicionamiento en cámara de subirrigación.....	28
D.	Preparación y aplicación de las dosis hormonales.....	35
E.	Monitoreo.....	29
3.4.	Población y muestras.....	30
3.5.	Descripción y técnicas e instrumentos de recolección de datos.....	30
IV.	RESULTADO Y DISCUSION.....	32
4.1.	Número de raíces.....	32
4.2.	Longitud de raíces.....	47
4.3.	Porcentaje de sobrevivencia.....	50
4.4.	Porcentaje de estaquillas enraizadas.....	55
V.	CONCLUSIONES.....	63
VI.	RECOMENDACIONES.....	64
VII.	BIBLIOGRAFÍAS.....	65
VIII.	ANEXOS.....	68
IX.	ICONOGRAFÍA.....	75

INDICE DE CUADROS

En el texto	Pág.
01. Prueba de promedios de Tukey, para el número de raíces por estaca de Guanábana.....	31
02. Prueba de promedios de Tukey, para la longitud de raíces por estaca de Guanábana.....	33
03. Prueba de promedios de Tukey, para el porcentaje de sobrevivencia de estaquillas de Guanábana.....	34
04. Prueba de promedios de Tukey, para el porcentaje de estaquillas enraizadas de Guanábana.....	36
En el anexo	
05. ANOVA para el número de raíces.....	38
06. ANOVA para la longitud de raíces.....	40
07. ANOVA para el porcentaje de sobrevivencia.....	41
08. ANOVA para el porcentaje de estaquillas enraizadas.....	43
09. Base de datos.....	44

INDICE DE FIGURAS

En el texto	Pág.
01. Esquema de una cámara de subirrigación.....	25
02. Número de raíces por estaquillas.....	31
03. Longitud de raíces por estaca de Guanábana.....	33
04. Porcentaje de sobrevivencia de estaquillas de guanábana.....	35
05. Porcentaje de estaquillas enraizadas de Guanábana.....	36
En el anexo	
06. Preparación de las soluciones de Ácido Indolbutírico.....	45
07. Tratamiento de aplicación de Ácido Indolbutírico en estaquillas de Guanabana.....	47
08. Resultados de la aplicación de los tratamiento de Ácido Indolbutírico en estaquillas de Guanábana.....	51
09. Estaquillas de Guanábana vivas sin enraizamiento.....	52

RESUMEN

La investigación titulado “Efecto de diferentes concentraciones de Ácido Indolbutírico (AIB) en el enraizamiento de estaquillas de *Annona muricata* “Guanábana” en el vivero de la UNIA”, se llevó a cabo en el vivero agroforestal de la UNIA, ubicada en el km 0.5 de la carretera a San José de Tushmo, distrito de Yarinacocha, provincia de Coronel Portillo, región Ucayali, Perú, en los meses de Agosto a Octubre del 2017. Las estacas de guanábana fueron recolectadas, cortando las ramitas con tijera de podar, con 10 - 12 cm de longitud, y un diámetro de 0.5 cm, para luego cortar las hojas con un bisturí. Las estaquillas se desinfectaron con fungicida, por 10 minutos y oreándolos 10 minutos, luego, las estacas fueron introducidas cerca de 1 cm de su base, en un envases conteniendo las diferentes soluciones de AIB, remojándolas por un lapso de 3 segundos, y con la ayuda de un ventilador se secaron durante 1 minuto, con el fin de que el alcohol se volatilice y pueda fijarse la hormona, para luego instalarlas dentro de la cámara de subirrigación de acuerdo a los tratamientos estudiados (0 ppm de AIB, 1000 ppm de AIB, 2000 ppm de AIB y 3000 ppm de AIB), concluyéndose que: para el número de raíces, el tratamiento testigo (0 ppm de AIB) y el tratamiento con 2000 ppm AIB, presentaron los mejores promedios (3.55 y 3.39 raíces respectivamente), no encontrándose diferencias significativas entre los tratamientos para la longitud de raíces, y para el porcentaje de estaquillas enraizadas, el tratamiento con 1000 ppm de AIB, presento el mejor promedio (41%) y finalmente, para el porcentaje de sobrevivencia, el tratamiento con 2000 ppm de AIB presentó el mejor promedio (99.33 %).

Palabras clave: Guanábana, ácido Indolbutírico, cámara de subirrigación, partes por millón, estaquillas.

ABSTRACT

The research entitled "Effect of different concentrations of Indolbutiric Acid (AIB) in the rooting of cuttings of *Annona muricata*" Guanábana "in the nursery of the UNIA", was carried out in the agroforestry nursery of the UNIA, located at km 0.5 from the highway to San José de Tushmo, district of Yarinacocha, province of Coronel Portillo, Ucayali region, Peru, from August to October 2017. The guanabana stakes were collected, cutting the twigs with pruning shears, with 10 - 12 cm in length, and a diameter of 0.5 cm, to then cut the leaves with a scalpel. The cuttings were disinfected with fungicide, for 10 minutes and 10 minutes, then the stakes were introduced about 1 cm from their base, in a container containing the different AIB solutions, soaking them for a period of 3 seconds, and with the A fan aid was dried for 1 minute, in order that the alcohol volatilizes and the hormone can be fixed, and then installed inside the uprigation chamber according to the treatments studied (0 ppm of AIB, 1000 ppm of AIB , 2000 ppm of AIB and 3000 ppm of AIB), concluding that: for the number of roots, the control treatment (0 ppm of AIB) and the treatment with 2000 ppm AIB, presented the best averages (3.55 and 3.39 roots respectively), no significant differences were found between the treatments for root length, and for the percentage of rooted cuttings, the treatment with 1000 ppm of AIB, I present the best average (41%) and finally, for the percentage of and survival, treatment with 2000 ppm of AIB presented the best average (99.33%).

Key words: Soursop, indolbutiric acid, uprigation chamber, parts per million, cuttings.

I. INTRODUCCION

El cultivo de la Guanábana es considerada una planta medicinal que constituye una alternativa común para el tratamiento del cáncer gástrico y gastrointestinal en muchos países del mundo (Alonso *et al.*, 2010).

La guanábana (soursop en inglés, graviola en portugués), perteneciente a la familia Annonacea, género *Annona* y de nombre científico *Annona muricata* Linn, es originaria de América y África tropical, y debido a la llegada de los españoles a América fue distribuida en los trópicos y hoy en día es posible encontrarla en el oeste de la India, en Norte y Suramérica, Islas del Pacífico y en el Sureste de Asia (Badrie y Schauss, 2010; Bicas *et al.*, 2011, Márquez, 2009).

La guanábana es una de las frutas exóticas más apreciadas por su agradable, aromática, sub-ácida y jugosa pulpa; lo que la convierte en una fuente potencial para producir puré, jugo, mermelada, jalea, barras dulces y postres (Abbo *et al.*, 2006). Además, uno de los intereses en esta fruta es la creciente demanda en el mundo por sabores exóticos, por lo cual es probable que sus usos se extiendan (Pinto *et al.*, 2005). El manejo como cultivo de *Annona muricata* en la región Ucayali es poco conocido por los agricultores dado que su siembra se ha limitado a patios y pequeñas parcelas puesto que se ha venido utilizando el método tradicional de propagación por semillas obteniendo plantas de Guanábana con características variables y muchas veces no deseadas.

El escaso conocimiento sobre la propagación vegetativa por estaquillas de *Annona muricata* “Guanábana” hace que se utilice la propagación por semillas. El propósito de realizar propagación vegetativa asexual (estaquillas) en el cultivo de *Annona muricata* con ayuda del Ácido Indol-3-butírico (AIB), es de mantener las características fenotípicas del árbol madre, asimismo, la propagación por estaquillas no presenta variabilidad fenotípica en comparación con la propagación por semillas que producen una variabilidad en las características fenotípicas deseables y menor viabilidad.

Con la aplicación del Ácido Indolbutírico (AIB) se pretende obtener buenos resultados en el enraizamiento, mayor sobrevivencia y mayor número de callos en las estaquillas de *Annona muricata*.

La formación y crecimiento de las raíces en las estaquillas, son procesos regulados principalmente por hormonas como las auxinas. Así, el uso de biorreguladores específicos para promover el desarrollo radical es una herramienta que puede incorporarse al manejo de los cultivos de *Annona muricata* “Guanábana”.

Por esta razón se decidió iniciar el estudio de propagación vegetativa por estaquillas de *Annona muricata* “Guanábana” en el vivero de la UNIA en cámara de subirrigación, ya que es una especie que se puede cultivar en la Amazonía y que tiene un alto valor comercial, a la vez brindar un aporte a la agricultura y así mismo contribuir en el conocimiento de esta especie para futuros estudios.

OBJETIVOS

Objetivo general

Determinar el efecto de diferentes concentraciones de ácido Indol butírico (AIB) en el enraizamiento de estaquillas de *Annona muricata* “Guanabana” en el vivero de la UNIA.

Objetivos específicos

- Determinar la concentración adecuada de Ácido Indolbutírico (AIB) para el enraizamiento de estaquillas de *Annona muricata* “Guanabana” en el vivero de la UNIA.
- Determinar el porcentaje de sobrevivencia de estaquillas de *Annona muricata* “Guanabana” por efecto del ácido Indol butírico (AIB) en el vivero de la UNIA.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Antecedentes de la investigación.

2.1.1. A nivel internacional

IIFT (2011), indica que para *Annona muricata*, el método de propagación tradicional más utilizado es por la vía sexual (semillas), también se puede utilizar la vía asexual (injertos y esquejes).

a) Propagación por semillas: Las semillas deben ser extraídas de frutos maduros, provenientes de árboles sanos, lavadas y secadas a la sombra durante 3 a 4 días, las semillas germinan entre 15 y 20 días después de la siembra y se pueden almacenar por más de un año reteniendo el 70% de germinación. Para la obtención de un kg de semillas (2800 semillas) son necesarias de 30 a 40 kg de fruta (IIFT, 2011).

b) Propagación por injerto: El patrón recomendado es la misma especie, aunque existe compatibilidad con *A. montana* Macfad y *A. glabra* L. Los tipos de injerto más utilizados son: tangencial con patrón decapitado y el de chapa (IIFT, 2011).

c) Propagación por esquejes: Se utilizan ramas terminales las que se sumergen en Ácido Indolbutírico a 2000 ppm. Luego se establece un vivero de esqueje con un nebulizador intermitente con una frecuencia de riego de 5 segundos cada 5 minutos (IIFT, 2011).

2.1.2. A nivel nacional

Soplin (2015), en su estudio "Propagación botánica de *Annona muricata* L. "Guanabana" bajo cuatro sustratos en Iquitos - Perú" concluye que el sustrato Tierra negra obtuvo el más alto porcentaje de germinación (76.79); considerándolo como un buen sustrato para la propagación botánica de la guanábana; de igual manera el sustrato Tierra Negra, producto de la descomposición de material vegetal, presentó mejores resultados en el crecimiento inicial como: Altura de plántulas, número de hojas, peso fresco y seco de hojas, tallos y raíces; asimismo, se puede observar el efecto negativo de la gallinaza al afectar la germinación y el crecimiento de las plántulas, por la presencia de sales producto de la descomposición.

2.1.3. A nivel local

Se encontró poca información sobre propagación vegetativa por estaquillas de *Annona muricata* “guanábana”, sin embargo, en otras especies se realizó trabajos de propagación por estaquillas como:

Flores (2010), evaluó el efecto de cinco dosis de fitohormona, tres tipos de sustrato y tres rasgos de morfotipo en el enraizamiento de estaquillas juveniles de *Amburana cearensis* (ishpingo), en ambientes controlados, en Pucallpa – Ucayali, Perú, en el cual, utilizar arena gruesa y la dosis de 8000 ppm de AIB, favoreció el mayor porcentaje de enraizamiento en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*) logrando hasta un 90 % de enraizamiento. Que 4.5 cm es la longitud de estaquilla más adecuada para obtener el mayor porcentaje en brotes (19.4 %) y la mayor longitud de brotes (5 mm) en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*). Se comprobó que los niveles apical y media son los más convenientes para alcanzar los máximos valores en todas las variables evaluadas en el enraizamiento de estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*).

Abanto (2005), en la Estación Experimental del IIAP en Ucayali, instaló la prueba de enraizamiento, utilizando ácido indolbutírico (AIB) y ácido naftalenacético (ANA) como hormonas de enraizamiento, bajo un diseño de bloques completamente al azar (DBCA), con cuatro tratamientos, un testigo y tres repeticiones; considerando 15 estacas por tratamiento. Los tratamientos fueron: 200 ppm de AIB con 24 horas de inmersión, 200 ppm de AIB con 48 horas, 200 ppm de ANA con 24 horas y 200 ppm de ANA con 48 horas de inmersión y un testigo sin aplicación. Se evaluaron las variables número y longitud de brotes, número y longitud de raíces y porcentaje de enraizamiento. A los 30 días no se encontró diferencias significativas en la variable nº y longitud de brotes, pero el mejor comportamiento se observó en el tratamiento testigo con 4.5 cm y 4.73 en longitud y número de brotes respectivamente; en relación a las demás variables sí encontramos diferencias significativas (Tukey 0.05 %), considerando como mejor tratamiento a 200 ppm AIB con 48 horas de inmersión, seguido por 200 ppm AIB con 24 horas de inmersión con 80 y 60% de enraizamiento, 5.13 y 2.33 en número de raíces, 4.56 y 2.55 cm en longitud de raíces respectivamente.

Puente (2009), busco establecer de una metodología de propagación vegetativa de *Myrciaria dubia* (H.B.K.) Me Vaugh, camu camu arbustivo, que permita la multiplicación de fenotipos sobresalientes optimizando el material genético mediante la utilización de estaquillas, y sin la aplicación de hormonas; de esta

manera avanzar significativamente en el proceso de mejoramiento genético de la especie. La propagación se realizó en propagadores de sub irrigación con sustrato arena previamente lavada y solarizada. Las estaquillas se colectaron de 9 plantas madres procedentes del Anexo Pacacocha-INIA-Pucallpa, previo trabajo de selección y preparación mediante el trabajo de poda y fertilización foliar; cada estaquilla de cada clon se trató con 2 hojas, 4 hojas y 6 hojas con 9, 12 y 15 cm de longitud respectivamente a fin de determinar el efecto de la variabilidad del ortet y el número de hojas 1 en el enraizamiento y la interacción de ambos. Los resultados muestran que el efecto de la variabilidad fenotípica influye de manera altamente significativa en el % enraizamiento, encontrándose un rango muy amplio desde un 80.741 % hasta un 11.11 %, Número de raíz de 3 a 1.5 raíces/estaquilla y Longitud de raíz, de 4.14 a 2.56 cm. El número de hojas tiene un efecto altamente significativo en el enraizamiento, donde los mejores resultados se logró en estaquillas con 4 y 6 hojas, reportando un 47.653 % y 51.85 % de enraizamiento, con 2.3 y 2.2 raíces/estaquilla respectivamente, estadísticamente no existiendo diferencias significativas entre si; así mismo en estaquillas con 6 hojas se logró la mayor longitud de raíz con 4.14 cm, siendo significativamente superior que las estaquillas con 4 hojas (3.59 cm) y 2 hojas (2.03 cm). El efecto de la interacción del factor clon y número de hojas en el % de enraizamiento se tiene: con 6 hojas un rango que va desde 91.113 % hasta 17.777 %, con 4 hojas de 86.667 % a 15.553 %, y con 2 hojas de 64.443 % hasta 0 % de enraizamiento lo cual el 17 % de esta varianza, esta predicha por la variabilidad genética y el número de hojas. El porcentaje de enraizamiento de estaquillas de *M. dubia* como resultado de una mezcla de 9 clones, bajo parámetros de 4 y 6 hojas, utilizando propagadores de sub irrigación sin la aplicación de hormonas fue de 49.753%.

Vásquez (2009), propago caoba (*Swietenia macrophilla*) mediante enraizamiento de estaquillas juveniles en cámaras de subirrigación y encontró que la arena fina y media presentaron los mejores resultados en el desarrollo longitudinal de raíces, numero de brotes .así mismo, la dosis 1000 ppm de AIB fue la concentración que proporcione mejor comportamientos en el número de callos, porcentaje de callosidad, brotación y sobrevivencia. La interacción de los factores sustrato y dosis hormonal influyen significativamente en el porcentaje de callosidad y sobrevivencia presento un mejor comportamiento con arena gruesa y brotación con arena fina .además, el porcentaje de callos depende en gran medida del tipo de sustrato.

2.2. Bases teóricas

2.2.1. Generalidades de *Annona muricata* “Guanábana”

A. Taxonomía

La clasificación taxonómica de la guanábana es la siguiente:

Clasificación Científica	
Reino	Plantae
División	Angiospermae
Clase	Magnoliopsida
Orden	Magnoliales
Familia	Annonaceae
Género	<i>Annona</i>
Especie	<i>A. muricata</i> L.

Fuente: Liogier (1974).

B. Característica botánica de *Annona muricata* “Guanábana”

Planta: Árbol o arbusto perennifolio/caducifolio, de 3 a 8 m (hasta 10 m) de altura (SEPHU, 2010).

Hojas oblongo-elípticas a oblongo-ovadas, de 6 a 12 cm de largo por 2,5 a 5,0 cm de ancho, glabras (SEPHU, 2010).

Flores solitarias a lo largo del tallo, sépalos 3, ovados, de menos de 5 mm de largo; pétalos 6, los 3 exteriores son ovados, libres, gruesos, de 2 a 3 cm de largo, los 3 interiores, delgados y pequeños (SEPHU, 2010).

Fruto: La Guanábana es parecida a la Chirimoya, pues son de la misma familia, pero son de mayor tamaño, llegando a pesar entre 0,25 y 5,0 kilos. La cáscara es de color verde oscuro brillante, que se vuelve verde mate cuando está madura, y está cubierta de espinas. La pulpa es blanda, generalmente de color blanco puede ser ligeramente amarillenta, de una textura carnosa y jugosa y un sabor marcadamente ácido. El fruto alberga en su interior numerosas semillas de color negro que se desprenden fácilmente (SEPHU, 2010).

La Guanábana es muy apreciada en todos los países Centroamericanos y con su pulpa se preparan deliciosos helados, bebidas, jugos, confituras, postres,

muses, merengues, mermeladas, etc. Se debe cosechar antes de estar madura (SEPHU, 2010).

C. Requerimientos edafoclimáticos

SEPHU (2010), indica los requerimientos edafoclimáticos requeridos por el cultivo de la guanábana:

- Luz: Mínima de 2000 horas de luz/año.
- Temperaturas: Es una especie susceptible al frío, y es la anonácea cuyos requerimientos de clima más tropical, húmedo y cálido (23 a 30°C), característico de altitudes inferiores a 1.000 msnm.
- Humedad relativa: Este es un factor crítico en el cultivo de la Guanábana. La humedad relativa alta, aumenta la propensión a la Antracnosis. Una humedad relativa demasiado baja, dificulta la polinización, afectando, por esta vía, los niveles de producción.
- Suelos: Crece en suelos con buen drenaje, francos o franco-arenosos, de buena profundidad, ricos en materia orgánica y con pendientes máximas del 50%. La Guanábana se puede cultivar desde el nivel del mar hasta los 1.000 m de altitud, pero su altitud óptima para el perfecto desarrollo está entre 400 y 600 m. El árbol de guanábana es exigente en Nitrógeno, Fósforo y Potasio principalmente, y a los micro elementos esenciales, y se desarrolla en suelos con un pH ligeramente ácido de 5,5 a 6,5.
- Riego: Es un árbol tolerante a la sequía, pero en caso de periodos secos mayores de 30 días, se requiere la aplicación de riego abundante antes y durante la floración por cualquier sistema de fertirrigación. Necesita una estación seca bien definida.

D. Valor nutricional

SEPHU (2010), muestra el valor nutricional por cada 100 g de porción comestible de Guanábana:

- Calorías..... 61,3-53,1
- Humedad..... 82,80 g
- Proteína..... 1,00 g
- Grasa..... 1,00 g
- Carbohidratos..... 14.63 g
- Fibra..... 0.79 g

- Cenizas..... 60,00 g
- Calcio..... 10.3 mg
- Fósforo..... 27,70 mg
- Hierro 0,64 mg
- Vitamina A (B-caroteno) 0
- Tiamina..... 0,11 mg
- Riboflavina..... 0,05 mg
- Niacina..... 1,28 mg
- Ácido Ascórbico..... 29,60 mg

E. Usos

La guanábana se cultiva por su fruta, la cual tiene una pulpa de color blanco y de aspecto algodonoso. Esta especie es el único miembro del género *Annona* cuya fruta es apropiada para su procesamiento y conservación. La pulpa dulce se usa para hacer jugos lo mismo que dulces y helados. Nutricionalmente, la fruta es alta en carbohidratos, particularmente fructosa (Liogier, 1974).

El fruto también contiene cantidades significativas de vitaminas C, B₁ y B₂. En las regiones donde la planta es común, hay diversos usos médicos para la fruta y las hojas entre las personas nativas. Las frutas menos ácidas y de menor contenido en fibra pueden comerse frescas directamente con una cuchara; la pulpa puede partirse en pedacitos y agregados a ensaladas o cocteles de frutas (Liogier, 1974).

La utilización y mejora de la comercialización de la guanábana se debe, desde el punto de vista alimentario, a los componentes nutricionales que se han determinado en este fruto (Ojeda *et al.*, 2007). Por otra parte, en la farmacología ha empezado a cobrar fuerza el hecho que su tallo, sus hojas y semillas han sido usadas históricamente en medicina tradicional por los pueblos indígenas dadas sus capacidades antitumorales, parasitocidas y anti-diarreicas (Solís Fuentes *et al.*, 2010)

Las hojas de guanábana son utilizadas tradicionalmente en Brasil para problemas del hígado (Solís Fuentes *et al.*, 2010), también son usadas como supurativo (contra mucosidades, secreciones o flujos) y antipirético (Badrie y Schauss, 2010) y contra la inflamación (Gomez *et al.*, 2009). Vieira de Sousa *et al.* (2010), por ejemplo, realizaron un análisis de la capacidad antiinflamatoria del

extracto etanólico de las hojas de guanábana obteniendo la confirmación de su posible uso terapéutico, pero recomendando la realización de estudios sobre los efectos secundarios que se pueden presentar.

Respecto a las semillas de la guanábana, se encuentra que su aceite puede contener características fisicoquímicas que incrementan su utilización en la industria alimenticia, farmacéutica y cosmética (Solís Fuentes *et al.*, 2010). Tradicionalmente estas semillas se usan como insecticida, astringente y carnada de pesca (Badrie y Schauss, 2010).

Los frutos de guanábana se usan en América del Sur para tratar gusanos y parásitos, para bajar la fiebre, incrementar la leche de las madres después del parto y como un astringente para diarrea y disentería (Baskar *et al.*, 2007; Álvarez, 2007). Además de los usos mencionados anteriormente en la industria de alimentos.

Las investigaciones realizadas en pulpa de guanábana que determinan actividad antioxidante total y compuestos con propiedades antioxidantes presentan concentraciones por debajo de las encontradas en frutos de mayor consumo en Colombia como la naranja y la mora, excepto en el caso del estudio poscosecha, que al noveno día presentó mayor actividad antioxidante que el banano y la naranja. De igual forma sucedió para pulpa congelada, hojas, jugos y vinos de guanábana, donde no se supera o iguala valores de capacidad antioxidante de frutos como mango, mora, naranja, guayaba y banano. En algunos casos no se pudo realizar comparación con frutas de mayor consumo en Colombia debido a que las unidades o forma de expresar los resultados eran diferentes (Correa *et al.*, 2012).

En los estudios encontrados se evidenciaron algunos limitantes que complican el análisis de los resultados, como es la existencia de diversos referentes (Trolox, AA, BHT, entre otros) y métodos analíticos (solventes, pH, tiempos, etc.) para realizar un mismo ensayo; el hecho que un sólo análisis no refleje la capacidad antioxidante total de un sistema demuestra que un estudio no es prueba suficiente para concluir si la guanábana es fuente alta o baja de actividad antioxidante. Por otro lado, falta de investigación sobre biodisponibilidad de nutrientes proveniente de la guanábana antes y después de algún procesamiento (pulpas, jugos, postres, yogurts, etc.) y se requiere investigación en otras partes de la planta (cáscara, semillas y raíces) que puedan contener mayor actividad y concentración de antioxidantes útiles en diferentes industrias (Correa *et al.*, 2012).

Los estudios encontrados sobre actividad antioxidante y compuestos que la otorgan en la guanábana, no presentan información suficiente para concluir el tipo de antioxidantes presentes, ya que en algunos casos sólo se determinaban los compuestos que actuaban mediante un mecanismo específico, un sistema lipofílico, o sólo un compuesto específico. Por éste motivo es necesario realizar una investigación que involucre sistemas hidrofílicos y lipofílicos, mecanismos que actúen por transferencia de electrones y donación de hidrógeno, además de analizar diferentes compuestos para realizar correlaciones confiables entre la presencia de éstos y la actividad antioxidante total en la guanábana (Correa *et al.*, 2012).

En cuanto a la investigación de guanábana en Colombia, se requiere información de actividad antioxidante total y respecto a todos los compuestos que la presentan, ya que sólo se encontró un documento que provee información sobre ésta actividad, pero de manera muy general y con carencias de información, como relación entre TAC y concentración de polifenoles, vitamina C, flavonoides y otros en pulpa, semilla, hojas y cáscara de la guanábana, para conocer su potencial en diferentes industrias: alimentaria, nutricional, farmacéutica y cosmética (Correa *et al.*, 2012).

2.2.2. Propagación vegetativa

Quijada (1980) dice que la propagación vegetativa, es la obtención de nuevos individuos a partir de partes vegetativas bien diferenciadas, debido a la capacidad de regeneración que posean estas partes (rama, fuste, retoño, hijuelos, inclusive trocitos o tejidos celulares) cuando se colocan en condiciones favorables. Coincidiendo con Vekhov (1941), al estudiar varias especies de árboles y arbustos, llegó a la conclusión de que es posible propagar en cierto grado todas las especies difíciles, siempre que se determinen las condiciones óptimas que rigen la emisión de raíces que permiten sobrevivir al propagarlo.

La propagación vegetativa o asexual se realiza con las partes de una planta, provistas de yemas y con capacidad de enraizamiento para originar nuevos individuos. Esta técnica asegura rápidas ganancias genéticas ya que se pueden seleccionar y reproducir genotipos individuales. Además la propagación vegetativa captura ambos componentes genéticos: aditivos y no aditivos, para producir masas de poblaciones altamente uniformes y productivas (Easley, 1984), lo cual es más difícil de lograr por vía sexual.

Todas las plantas que forman un clon son genéticamente iguales entre sí y con la planta madre, esto es posible porque cada célula que compone la planta contiene la información genética necesaria para generar otro individuo de similares características al del original denominado clon (Sevilla, 2004); Manifestaba que la propagación vegetativa o asexual se utiliza para producir una planta que posea el mismo genotipo que la planta madre (planta donadora) y esto es posible porque todas las células de una planta poseen la información necesaria y/o suficiente para reproducir la planta entera (Hartmann, 1992).

A. Importancia de la propagación vegetativa.

Este tipo de reproducción en el campo forestal se usa para multiplicar árboles seleccionados con base a características deseables que se quieren perpetuar como: velocidad de crecimiento, rectitud del fuste, resistencia a plagas y enfermedades, es decir, permite conservar genotipos valiosos (Carrera, 1997).

Hartmann y Kester (1992) asegura que una de las características más significativas de la clonación es que todos los descendientes del clon tienen el mismo genotipo básico, por lo cual la población tiende a ser fenotípicamente uniforme. Por lo general toda la progenie de un clon tienen el mismo aspecto, tamaño, época de floración, época de maduración, etc., haciendo con ello posible la estandarización de la producción y otros usos del cultivo.

B. Métodos de propagación vegetativa

Gispert (1984), describe cuatro métodos de propagación vegetativa: la primera es por estacas que consiste en secciones de tallos o ramas que puestos en condiciones permite el enraizamiento. La segunda es por injerto, consiste en propagar las plantas por medio de soldaduras de una yema con otro llamado patrón. La tercera es por acodo, que son secciones de una planta que son sometidos a un proceso provocado de enraizamiento, responde positivamente al tratamiento. Luego de lograr la nueva plántula se le separa de la planta madre. Finalmente se tiene el tejido de cultivo, cuando se logra nuevos vástagos en función a la utilización de tejidos, células o protoplastos del vegetal.

Hartmann y Kester (1983) dicen que las técnicas de propagación son: embriones apomicticos, estolones, hijuelos, acodado, separación, división, estaca, injerto, micropropagación. Asimismo, menciona que en el campo forestal la estaca del tallo es el más importante, se obtiene de segmentos de ramas que contienen

yemas terminales o laterales con la mira que al colocarlos en forma adecuada, produzcan raíces adventicias y originan una planta independiente.

C. Propagación vegetativa a través de estaquillas

La propagación por estaquillas es el sistema de propagación asexual más antigua; es poco costoso, fácil de realizar, no requiere de habilidad especial de parte del operador y necesita de poco espacio (Mesen, 1993). Por otro lado, propagar árboles forestales por estaca permitiría el fomento de clones o grupos de plantas que se obtuvieron de una planta de origen seminal, eliminando diferencias de constitución entre los árboles (Flores, 1986).

D. Ventajas de la propagación vegetativa a través de estaquillas.

Mesen (2008), menciona que algunas de las principales ventajas del uso de estaquillas juveniles en plantación en comparación con el uso de material proveniente de semillas son: mayor productividad y mejor calidad del producto; mayor ganancia genética, al capturar tanto los componentes aditivos como no aditivos de la variación genética total; mayor homogeneidad en plantaciones; mayor facilidad de manejo; posibilidad de replicar individuos con combinaciones genéticas únicas, lo cual no es posible mediante el uso de semillas; posibilidad de iniciar la propagación mucho antes de que el árbol alcance su edad reproductiva; es una herramienta valiosa para la conservación de genotipos en peligro de extinción; se evita la dependencia hacia el uso de semillas y los problemas asociados con algunas especies como: la fructificación a edades adultas, producción baja e irregular, solo en ciertas épocas del año, depredación de frutos y semillas, baja germinación, dificultades de almacenamiento.

E. Características ideales de una especie en la propagación vegetativa

Recto, sano, sin bifurcaciones, con ramas delgadas, de DAP y altura superior al promedio, sin corteza espiral, con copa pequeña y buena capacidad de auto poda (si aplica), los estándares deben ajustarse a la arquitectura de la especie, algunas características deberían ser absolutas (ejemplo rectitud, ausencia de bifurcación, sanidad), para otras (DAP, altura, diámetro de ramas y tamaño de copa), no se pueden fijar estándares fijos para la especie, sino que el árbol debe ser comparado con sus vecinos más cercanos (Mesen, 2008).

F. Desventajas de la propagación vegetativa a través de estaquillas

Mesen (2008) sustenta que la propagación vegetativa mediante enraizamiento de estaquillas presenta las siguientes desventajas: es un proceso más elaborado que el uso de semillas; el costo final de cada planta es ligeramente mayor, pero se justifica plenamente; la tala del árbol seleccionado puede ser problemática en ciertas circunstancias, aunque existen medidas alternativas; algunas especies no producen rebrotes, afortunadamente son la excepción.

G. Origen de las raíces adventicias

Las raíces adventicias suelen originarse a partir de células que se dividen en la proximidad del floema de los vasos conductores, los cuales forman un callo del que se diferencian luego las raíces. Si se produce una herida en una planta herbácea, las células parénquimáticas próximas a la herida se diferencian y vuelven a dividirse para formar un callo cicatricial, el cual corresponde a un conjunto de células parénquimáticas en varios estados de lignificación. En los vegetales leñosos los callos pueden proceder del cambium, aunque también de la corteza y medula. Más tarde empiezan a aparecer en algunas células del callo diferenciaciones que conducen a un nuevo tejido: se forman por ejemplo, puntos vegetativos caulinares o radicales y se establece la unión con los elementos conductores (Strasburger, 1994).

Por lo general, las estacas colocadas en condiciones favorables para el enraizamiento forman un callo que consiste en un tejido indiferenciado de células parenquimatosas (Haissig, 1974) con frecuencia las primeras raíces aparecen a través del callo, esto ha hecho suponer que la formación de dicha estructura es esencial para el enraizamiento.

Hartmann y Kester (1992) sustenta que la callosidad es un recurso defensivo, así el hecho de que la estaca llegue a formar una magnífica callosidad no es un índice de enraizamiento.

H. Factores condicionantes que afectan la capacidad de enraizamiento ambiental

Hartmann y Kester (1992) menciona que las temperaturas excesivas de aire tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y a aumentar la pérdida de agua por las hojas más bien las temperaturas entre 21°C y 27°C son satisfactorias para lograr el enraizamiento en la mayoría de las especies forestales, algunas enraízan mejor a temperaturas

bajas y se debe evitar la temperatura del aire demasiado alta. En zonas frías recomienda utilizar un instrumento que proporcione calor constantemente permitiendo un mayor porcentaje de enraizamiento. Debido a que las temperaturas dependen del nivel de irradiación, el uso de sombra es una medida efectiva para prevenir un aumento en la temperatura del sustrato de enraizamiento y del aire que rodea las estacas (Leakey y Mesen 1991; citado por Nuñez, 1997).

a. Luz

La irradiación, el fotoperíodo y la cantidad de luz, cuyas necesidades son variables según la especie, deben ser adecuadas para mantener una tasa fotosintética que garantice suficiente producción de carbohidratos para la sobrevivencia de las estacas y la iniciación radicular sin comprometer el vigor vegetativo de las estacas, las cuales son variables con las especies (Xavier, 2002; citado por Torres, 2003).

Cuculiza (1956) sustenta que con poca luz, la emisión de raíces se realiza antes que la hojas; además disminuye la evaporación de agua de constitución que llevan las estacas, evitando así su desecación; sin embargo la falta de luz no debe ser exagerada pues no se realizaría la función fotosintética, que es de vital importancia para el desarrollo de las plantas, además es recomendable que para el desarrollo normal de la actividad fotosintética debe proporcionarse por lo menos un 30% de luz a las estacas teniendo cuidado que esta luz no eleve la temperatura óptima.

b. Sustrato

Hartmann y Kester (1983) afirman que las relaciones de agua, luz y medio de enraizamiento constituyen factores importantes, siendo imprescindible un medio de enraizamiento que proporcione porosidad, tener una alta capacidad de retención y buen drenaje para estacas de madera dura y semi dura, coincidiendo con (Quijada, 1980) sustentando que un medio de enraizamiento debe garantizar una humedad sin excesos y esto se logra con una textura media, semiarenosa y una humedad de aire adecuada.

c. Factor juvenil

El uso de material juvenil para la propagación vegetativa ha demostrado ser el más eficiente en numerosos estudios realizados por el CATIE (Leakey, 1985; Díaz, 1991; Mesen, 2008). Según Wells (1979), este método de propagación es

el más utilizado a nivel práctico y posee una gran importancia económica. Hartmann y Kester (1988), dicen que casi siempre las estacas tomadas de plántulas jóvenes (crecimiento juvenil), enraízan con mayor facilidad que aquellas tomadas de plántulas adultas. Esto se explica por el incremento en la producción de inhibidores de las raíces a medida que la planta aumenta de edad.

d. Condición fisiológica de la planta madre

Hartmann y Kester (1983) afirman que existe evidencia que la nutrición de la planta madre influye sobre el desarrollo de las raíces y ramas en las estacas tomadas de ellas; cuando se habla de material adecuado de estacas se refiere a la riqueza de carbohidratos y puede determinarse por la firmeza del tallo. Sin embargo puede confundirse con la firmeza debida a la maduración de los mismos. Las estacas obtenidas de plantas jóvenes o de sectores más juveniles tienen mayor capacidad para formar raíces, cualquier tratamiento previo que logre rejuvenecer a la planta o mantener la fase juvenil (podas drásticas, aplicaciones de giberelinas, injertos) será efectivo para favorecer el enraizamiento de las estacas (Botti, 1999).

e. Área foliar

La presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte acción estimulante sobre la iniciación de las raíces. Es probable que el fuerte efecto promotor de inducción de raíces que ejercen las hojas y yemas se deba a otros factores más directos, dado que las yemas y hojas son poderosos productores de auxina y los efectos se observan directamente debajo de ellas, ya que existe un transporte polar, del ápice a la base (Hartmann y Kester 1992).

Cuando se produce una estaca se corta la provisión natural de agua que viene desde la raíz, pero sí esta contiene hojas, pierden agua por efecto de transpiración. En especies que enraízan con facilidad, pronto permite que la absorción de agua compense la cantidad que es eliminada por las hojas, pero en especies de enraizamiento lento, la transpiración de las hojas se debe reducir a una cantidad muy baja hasta que se formen las raíces (Hartmann y Kester, 1992).

2.2.3. Reguladores de crecimiento

El desarrollo vegetal está influenciado, entre otros factores, por diversas sustancias de síntesis natural, conocidas como hormonas, y otras sintéticas

denominadas reguladores de crecimiento. Para distinguir entre las hormonas vegetales y reguladores del crecimiento, se puede decir, todas las hormonas regulan el crecimiento, pero no todos los reguladores de crecimiento son hormonas; de las fitohormonas (etileno, giberelinas, citoquininas, auxinas e inhibidores del crecimiento, como el ácido abscísico), las auxinas son los que tienen el mayor efecto en cuanto a la división celular y la elongación, así como en un aumento en el transporte de carbohidratos y cofactores foliares a la base de la estaca, donde se llega a promover el desarrollo y formación del primordio inicial (Haissig, 1974, citado por Núñez, 1997).

Jordan y Casaretto (2006), mencionan que, es sorprendente que un número tan bajo de hormonas en las plantas de cuenta de la morfogénesis particular que se expresa en tantos tipos de plantas con la más diversa morfología. Consideremos por ejemplo que en primates, animales que poseen una mayor semejanza entre sí, sin embargo su pool hormonal es mucho más amplio. La presencia de hormonas en diferentes niveles en las plantas y sus células, permite que éstas desarrollen caminos morfogénicos alternativos muy distintos, los cuales pueden darse todos de acuerdo al grado de ontogenia. Lo más general es que las células en crecimiento por acción de varias hormonas expresen división y elongación celular; sin embargo, y especialmente bajo condiciones in vitro, se ha observado que tales células inician procesos de diferenciación bajo ciertos niveles hormonales, por ejemplo, generación de elementos xilemáticos. A nivel tisular en cambio las respuestas pueden ser más sorprendentes. Si se combinan diferentes niveles de auxinas y citocininas pueden darse varias respuestas alternativas: la presencia de niveles relativamente altos de ambas hormonas conduce solo a una multiplicación celular con escasa diferenciación. Si existiese un nivel relativamente alto de citocininas vs. auxinas, el tejido manifiesta la formación de nuevos brotes a cambio de la intensa proliferación celular vista antes. Si por el contrario, los niveles de ambas hormonas se invierten de manera de tener una relación más alta de auxinas vs. citocininas, la expresión del tejido cambia y se originan raíces. De manera que, las células vegetales que cuentan con núcleo y tienen un grado de diferenciación relativo, pueden bajo ciertas condiciones revertir a su estado meristemático y expresar luego diferentes respuestas conducentes todas a la generación de órganos y plantas. Se trata de células totipotentes. Esta propiedad se ha usado en ciencia y tecnología permitiendo regenerar plantas fértiles en forma masiva in vitro a partir de células y a la vez, lograr los avances en ingeniería genética. Con ello se han generado plantas

modificadas a partir de células que han recibido y codificado positivamente nuevos genes insertos que se expresan en plantas viables y son reproducibles genéticamente y fielmente en el tiempo, mediante el potencial de la biotecnología derivada de la totipotencia celular vegetal.

Las auxinas son un grupo de hormonas vegetales naturales que regulan muchos aspectos del desarrollo y crecimiento de plantas. La forma predominante en las plantas es el ácido indolacético (IAA), muy activo en bioensayos y presente comúnmente en concentraciones nanomolares. Otras formas naturales de auxinas son el ácido 4-cloro-indolacético (4-ClIAA), ácido fenilacético (PAA), ácido indol butírico (IBA) y el ácido indol propiónico (Ludwig-Müller & Cohen 2002).

Síntesis y degradación

Las rutas de síntesis del IAA que se conocen hoy en día se basan en evidencias obtenidas a partir de la identificación de intermediarios, la actividad biológica de éstos y la identificación de enzimas capaces de convertir algún intermediario en IAA o algún precursor de éste. La síntesis de IAA puede derivar del triptófano por cuatro vías: (1) por descarboxilación para producir triptamina (TAM), (2) por oxigenación para originar indolacetamida (IAM); (3) por transaminación para producir ácido indol-3-pirúvico (IPA) y (4) por oxigenación para producir indol-3-acetaldoxima (IAOx). La ruta vía IAM es una ruta sintética descrita en bacterias que también puede ocurrir en plantas (Jordan y Casaretto, 2006).

Transporte de auxinas

El ápice de los tallos es sin duda el tejido por excelencia donde se sintetiza IAA y de donde se puede establecer un gradiente de la hormona hasta la base. Algunas objeciones a esta hipótesis sugieren que el IAA presente en ápices aéreos sería transportado desde semillas por el xilema. Una evidencia para ello es la presencia de IAA en el exudado de gutación en coleoptilos decapitados. Las semillas en desarrollo también son una importante fuente de auxinas. Niveles altos de IAA se encuentran en semillas de maíz antes de entrar en la etapa de maduración. Al madurar, el IAA se encuentra como formas conjugadas. En frutos, el contenido en IAA tiende a aumentar después de la polinización (Jordan y Casaretto, 2006).

Crecimiento y formación de raíces.

Debido a que las auxinas influyen tanto la división, como el crecimiento y diferenciación celular, están involucradas en muchos procesos del desarrollo, en algunos de ellos interactuando con otras fitohormonas. Diversos bioensayos han sido descritos para analizar respuestas a auxinas, los cuales han sido útiles en la identificación de compuestos con actividad típica de auxinas y de plantas mutantes con defectos en la síntesis, metabolismo o respuestas a auxinas. Uno de los ensayos que caracterizan el efecto de auxinas en el desarrollo es la regulación del crecimiento radicular el cual es definido desde el desarrollo embrionario (Jenik & Barton 2005). Mientras las auxinas estimulan el crecimiento de los tallos y coleótilos, inhiben el crecimiento de la raíz primaria, pero estimulan la formación de raíces secundarias. La concentración óptima para el promover elongación de tallos es entre 10^{-6} y 10^{-5} M, sin embargo, en raíces esta concentración es muy alta y retarda su crecimiento. Las auxinas además promueven la biosíntesis de la hormona etileno que inhibe el crecimiento radicular. Niveles menores a 10^{-9} M de IAA serían capaces de inducir crecimiento de raíz, pero no ocurriría a niveles normales endógeno más altos. El proceso de rizogénesis está íntimamente asociado a la división celular. Una práctica común en horticultura es aplicar auxinas para favorecer el enraizamiento de esquejes. En técnicas de cultivo de tejidos se utilizan auxinas y citocininas para promover la división celular y la diferenciación de raíces y tallos, respectivamente. Las auxinas estimulan a la división de células localizadas en el periciclo en la zona justo arriba de la zona de elongación para provocar la formación de raíces laterales. Este fenómeno también se aplica en la formación de raíces adventicias la cual puede ocurrir en varios tejidos donde existan un grupo de células en activa división (Jordan y Casaretto, 2006).

El ácido Indol – 3 - Butírico (AIB), es una auxina sintética químicamente similar al Ácido Indol - acético (AIA) que en la mayoría de las especies ha demostrado su efectividad frente a otras auxinas como el ácido Naftalenacético (ANA); la hormona AIB, ofrece muchas ventajas, el cual no se degrada fácilmente por la luz o microorganismos, es insoluble en agua, no es tóxico y permanece por más tiempo en el sitio de aplicación (Mesén, 1998).

2.2.4. Ambiente para el enraizamiento

A. Cámara de sub-irrigación

Mesen (1998), indica que, la cámara de sub-irrigación está siendo actualmente actualizada en el enraizamiento de estaquillas juveniles

de diferentes especies maderables. Es un propagador de tecnología de bajo costo, de fácil construcción, muy efectivo y no necesita agua de cañería, ni electricidad. Fue descrito en detalle por Leakey en 1990.

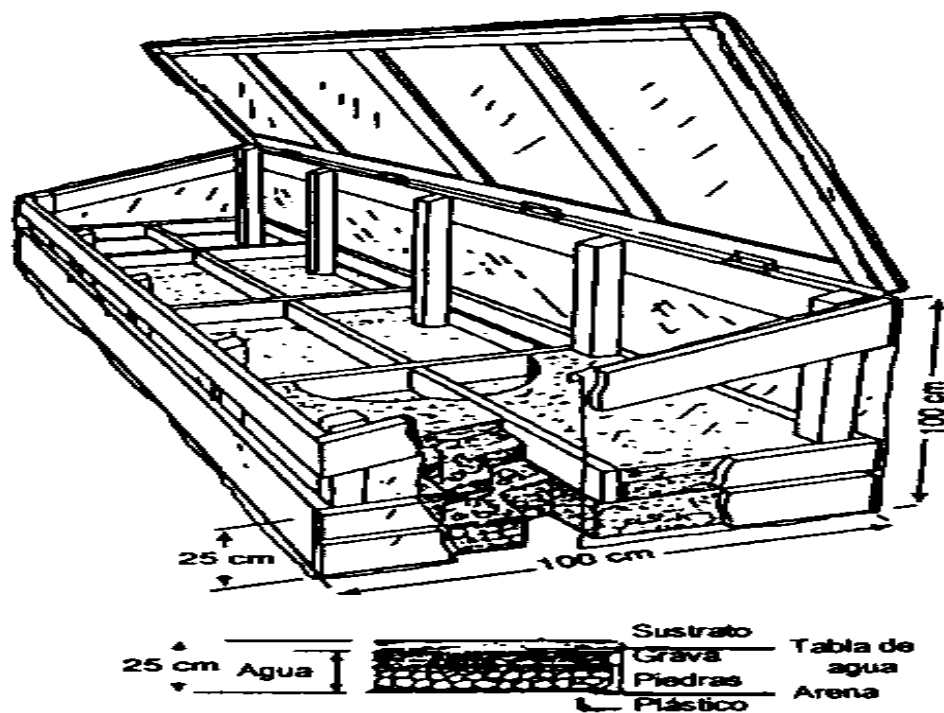


Figura 01. Esquema de una cámara de subirrigación.

III. MÉTODOS

3.1. Tipo y de nivel de investigación

El presente estudio de acuerdo a su naturaleza se ajusta a un tipo de investigación aplicado ya que se utilizó bases teóricas, así como las ciencias agronómicas, ciencia de propagación asexual vegetativa.

Asimismo, el presente trabajo de investigación se ajusta a un nivel experimental, ya que se trabajara con variables independientes (diferentes concentraciones de AIB) y variables dependientes (enraizamiento de estaquillas de *Annona muricata*).

2.2. Período de ejecución

La ejecución del trabajo de investigación se realizó en la primera semana agosto y concluyo en octubre del 2017.

2.3. Método de la investigación

3.3.1. Ubicación del experimento

El experimento se llevó a cabo en el Vivero Agroforestal de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía, ubicada en el km 0.5 de la carretera a San José de Tushmo, distrito de Yarinacocha, provincia de coronel Portillo, región Ucayali, Perú y se encuentra a 156 msnm.

3.3.2. Descripción del área de estudio

Las cámaras de subirrigación se ubicaron en el Vivero Agroforestal de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía (UNIA).

3.3.3. Material experimental

El objeto de estudio fueron las estaquillas de *Annona muricata* de la parte media y apical de la planta adulta, con una longitud de 10 – 12 cm y 0.5 cm de diámetro las cuales fueron recolectadas de una plantación ubicado en el fundo “Los gemelos” la cual se encuentra ubicado a la margen izquierdo de la carretera Federico Basadre km 26, interior 2 km.

3.3.4. Procedimiento.

A. Recolección del material vegetativo

Las estaquillas de *Annona muricata* fueron recolectadas de una plantación del fundo “Los gemelos” la cual se encuentra ubicado a la margen izquierdo de la carretera Federico Basadre km 26, interior 2 km.

La recolección se realizó en horas de la mañana, a las 6 a.m.

Se identificaron las plantas madres con las características deseables así como el fruto que sea de buen tamaño, que presenta resistencia a la enfermedad, resistencia a plagas y que presente buen follaje.

B. Identificación del material vegetativo

Se procedió a identificar la parte media y apical de las plantas madres (*Annona muricata*) ya seleccionada.

Se midieron las ramitas con una regla, luego se cortaron las ramitas con tijera de podar de 10 - 12 cm de longitud, con un vernier se midió el diámetro que es de 0.5 cm, para luego cortar las hojas con un bisturí.

Las estaquillas fueron trasladadas en hieleras de tecnopor para evitar que se deshidraten.

C. Acondicionamiento en cámara de subirrigación

Una vez trasladado las estaquillas de *Annona muricata* al vivero de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía, se acondicionaron en una cámara de subirrigación que presentó dimensiones de 1m de ancho x 1m de largo x 1m de altura. Dicha cámara fue constituida de madera pre-dimensionada y forrado con mica translúcida de polietileno.

En el interior de la cámara se colocó varias capas sucesivas de piedra, grava y arena. Se agregó aproximadamente 30 litros de agua, las mismas que permitió irrigar con agua todo el interior de la cámara, abasteciendo de agua a las estaquillas cuya humedad fue retenida entre las paredes de la cámara herméticamente cerrada cumpliendo el mecanismo de mantener la humedad interna dentro de la cámara.

Las estaquillas se desinfectaron con fungicida (Cupravit), durante un periodo de 10 minutos, oreándolos durante 10 minutos, para colocarlos en el interior de la cámara de subirrigación separándolos en filas, con doce estaquillas, cada fila de estaquillas, con diferentes concentraciones de Ácido Indolbutírico (AIB).

D. Preparación y aplicación de las dosis hormonales

Se prepararon las concentraciones de Ácido Indolbutírico, por ejemplo, para preparar una solución de Ácido Indolbutírico a 2000 ppm, para un volumen de 100 ml, primero se pesó en una balanza analítica, 0.2 g de Ácido Indolbutírico (AIB), para luego diluirlo en 100 ml de alcohol de 96%. Similar operación se realizó para las otras soluciones hormonales.

Las estaquillas fueron introducidas cerca de 1 cm de su base, en envases conteniendo las diferentes soluciones hormonales, remojándolas por un lapso de 3 segundos, se dejó orear durante 1 minuto, con el fin de que el alcohol se volatilice y pueda fijarse solo la hormona en la base de la estaquilla. Seguidamente se instalarán las estaquillas dentro de la cámara de subirrigación según la ubicación de los tratamientos.

E. Monitoreo

Se realizó la evaluación al final de los dos meses (60 días), donde se observó el desarrollo radicular, porcentaje de sobrevivencia y porcentaje de enraizamiento.

- Número de raíces: Se extrajo del sustrato de arena, las estacas y se procedió a contar el número de raíces formada por estaca.
- Longitud de raíces: Con la ayuda de un vernier, se procedió a medir la longitud de las raíces formadas por estaca.
- Porcentaje de sobrevivencia: Se procedió a contar el número de estacas vivas, diferenciando a las estacas ennegrecidas y secas, considerándolas como muertas.
- Porcentaje de estacas enraizadas: Se contó el número de estacas vivas que formaron sistema radicular y el número de estacas vivas que no desarrollaron sistema radicular.

3.4. Población y muestra.

3.4.1. Población.

La población fue igual al número de estacas de los cuales se realizó la evaluación de investigación, teniéndose un total de 12 unidades experimentales.

Cada repetición constaba de 12 estaquillas de guanábana, haciendo un total de 36 estaquillas por tratamiento, finalmente 144 entre los cuatro tratamientos.

Se evaluaron el total de estaquillas, lo que significa que la población es igual a la muestra.

3.5. Descripción y técnicas e instrumentos de recolección de datos

- La técnica de que se aplicó en esta investigación fue el de observación y experimentación ya que se observó el comportamientos de las estaquillas de *Annona muricata* frente a las diferentes concentraciones de AIB.
- Los instrumentos que se utilizaron fueron fichas y formatos

3.5.1. Tratamiento estadístico

Se utilizó un diseño completamente al azar (DCA) con cuatro tratamientos y tres repeticiones, haciendo un total de 12 unidades experimentales, y cada unidad experimental contaba con 12 estaquillas, usando un total de 144 estaquillas.

Para poder explicar los efectos de los tratamientos y sus interacciones se realizó el análisis de varianza (ANOVA) y la prueba de comparación de las medias de Tukey ($\alpha=0.05$), con el fin de probar si existen diferencias significativas con los diferentes tratamientos de Ácido Indolbutírico (AIB). Para el análisis estadístico, se utilizó el programa informático SPSS versión 21.

Modelo estadístico

$$Y_{ij} = u + T_i + E_{ij}$$

Dónde:

Y_{ij} = el valor o rendimiento observado en el i-esimo tratamiento, j-esima repetición

U = es el efecto de la media general

T_i = es el efecto del i -ésimo tratamiento

E_{ij} = es el efecto del error experimental en el i -ésimo tratamiento, j -ésima repetición

IV. RESULTADOS Y DISCUCIONES

4.1. Número de raíces

El cuadro 01, muestra la prueba de promedios de Tukey, para el número de raíces por estaca, para los tratamientos de Ácido Indolbutírico en estacas de guanábana.

Cuadro 01. Prueba de promedios de Tukey, para el número de raíces por estaca de guanábana a los 60 días de instalado.

Tratamientos	Descripción	No de raíces
1	0 ppm AIB	3.58 a
2	1000 ppm AIB	3.36 a
3	2000 ppm AIB	3.40 a
4	3000 ppm AIB	2.08 b

Al realizar el análisis de varianza (ver anexo 01), se observó que existen diferencias significativas entre los tratamientos en estudio, el mismo que se demuestra en la prueba de promedios (ver cuadro 01) en el cual, los tratamientos con 0 ppm de AIB, 1000 ppm de AIB y 2000 ppm de AIB, mostraron los mejores promedios de número de raíces, no mostrando diferencias significativas entre ellos, pero si mostraron diferencias significativas con respecto al tratamiento con 3000 ppm de AIB, como se muestra en la siguiente figura.

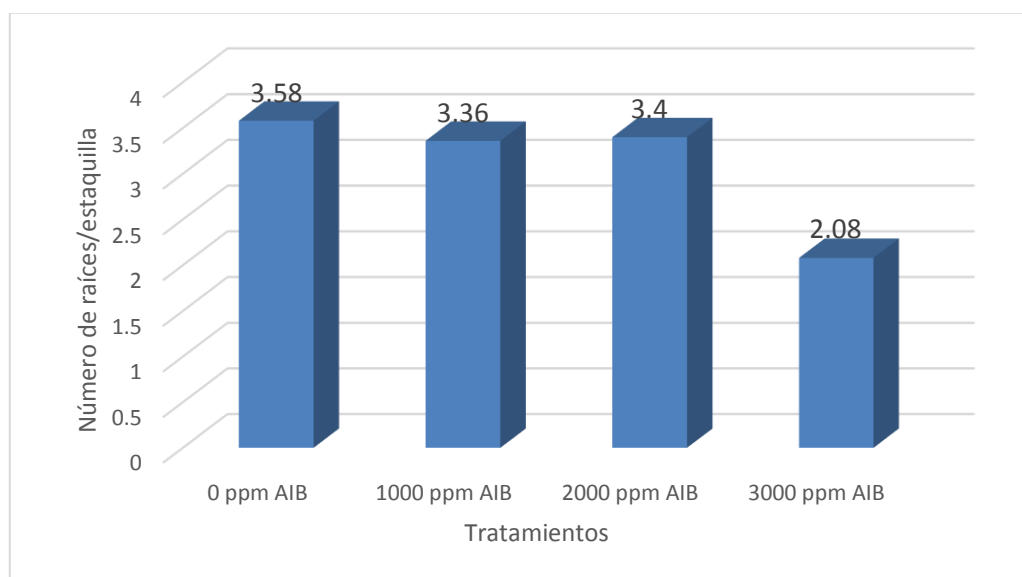


Figura 02. Número de raíces por estaca.

De acuerdo con Hartmann y Kester (2001) la ausencia de luz en la zona donde se formarán las raíces, la aplicación de reguladores del crecimiento tipo auxinas (ácidos indolbutírico (AIB) y naftalenacético (ANA)) y la utilización de un sustrato que suministre humedad continua y temperatura moderada, son otros factores que favorecen el enraizamiento.

Las auxinas son un grupo de fitohormonas que funcionan como reguladoras del crecimiento, provocando el crecimiento por división o elongación de las células, participan activamente en el desarrollo de la raíz embrionaria y postembrionaria, así como también en el gravitropismo. Pueden ser sintetizadas en las partes aéreas de la planta o en los ápices de las raíces primarias y secundarias (Ljung *et al.*, 2005). En todas las especies estudiadas hasta ahora, la inhibición del transporte de auxinas conduce rápidamente a una disminución en el crecimiento de la raíz primaria (Blilou *et al.*, 2005).

Silva (2015) en su estudio “Efecto de diferentes dosis de ácido indolbutírico en el enraizamiento de estacas de *Lonchocarpus utilis* (barbasco) en vivero”, encontró efecto significativo en los tratamientos, especialmente para las dosis de Ácido Indol Butirico que con la aplicación de 2000 ppm de AIB hizo efecto positivo en la aparición de brotes en el tipo de estaca basal con 8.75 brotes/planta. Mientras que la dosis de 1000 ppm ha permitido obtener mayor crecimiento de las raíces, dado por la longitud de raíces expresado en centímetros, siendo similares estadísticamente las estacas basales y media con 35,5 y 33,25 cm, de longitud respectivamente, el factor 1000 ppm de AIB, también permitió mayor volumen de masa radicular en el tipo de estaca basal.

4.2. Longitud de raíces

El cuadro 02, muestra la prueba de promedios de Tukey, para la longitud de raíces por estaca, para los tratamientos de Ácido Indolbutírico en estacas de guanábana.

Cuadro 02. Prueba de promedios de Tukey, para la longitud de raíces por estaca de guanábana a los 60 días de instalado.

Tratamientos	Descripción	Longitud raíces
1	0 ppm AIB	3.99 a
2	1000 ppm AIB	3.29 a
3	2000 ppm AIB	3.15 a
4	3000 ppm AIB	4.76 a

Al realizar el análisis de varianza (ver anexo 02), se muestra que no existen diferencias significativas entre los tratamientos en estudio, el mismo que se demuestra en la prueba de promedios (ver cuadro 02) en el cual, los tratamientos en estudio, no mostraron diferencias significativas entre ellos, como se muestra en la siguiente figura.

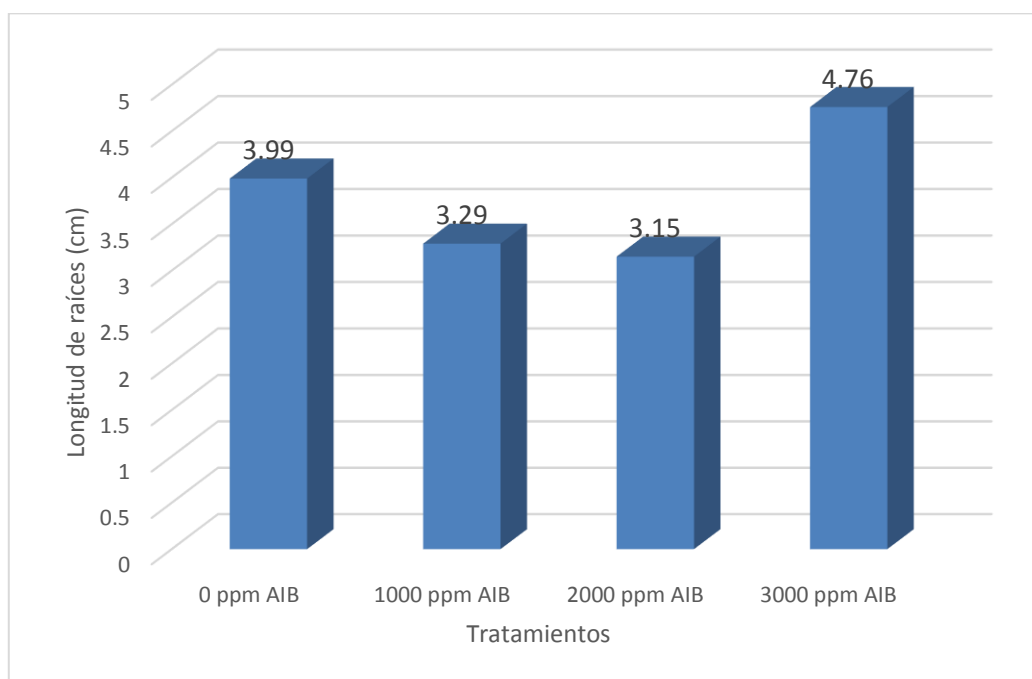


Figura 03. Longitud de raíces por estaca de guanábana.

El crecimiento de la raíz es regulado por señales endógenas que mantienen la actividad del meristemo apical de la raíz y contribuyen con el patrón de generación de nuevas raíces laterales. Entre ellos, las auxinas juegan un papel crucial, aunque otras hormonas contribuyen a la conformación de la arquitectura total de la raíz (Jovanovic *et al.*, 2008).

La aplicación de auxinas en especies de difícil enraizamiento, es una práctica útil para la formación de raíces, debido a que acelera la iniciación radical, aumenta el número de estacas enraizadas, incrementa el número y la calidad de las raíces, además de proporcionar una mayor uniformidad en el crecimiento y desarrollo de las raíces (Bacarín *et al.*, 1994).

4.3. Porcentaje de sobrevivencia

El cuadro 03, muestra la prueba de promedios de Tukey, para el porcentaje de sobrevivencia, para los tratamientos de Ácido Indolbutírico en estacas de guanábana.

Cuadro 03. Prueba de promedios de Tukey, para el porcentaje de sobrevivencia de estaca de guanábana a los 60 días de instalado.

Tratamientos	Descripción	% sobrevivencia
1	0 ppm AIB	84 b
2	1000 ppm AIB	73 d
3	2000 ppm AIB	99.33 a
4	3000 ppm AIB	78 c

Al realizar el análisis de varianza (ver anexo 03), se muestra que existen diferencias significativas entre los tratamientos en estudio, el mismo que se demuestra en la prueba de promedios (ver cuadro 03) en el cual, el tratamiento con 2000 ppm de AIB presento el mejor porcentaje de sobrevivencia de estacas, el cual mostró diferencias significativas con respecto al tratamiento con 0 ppm de AIB (testigo), el mismo que mostró diferencias significativas con respecto al tratamiento con 3000 ppm de AIB, el cual también mostró diferencias significativas con respecto al tratamiento con 1000 ppm de AIB, siendo este tratamiento, el que obtuvo el menor porcentaje de sobrevivencia de estacas, como se muestra en la siguiente figura.

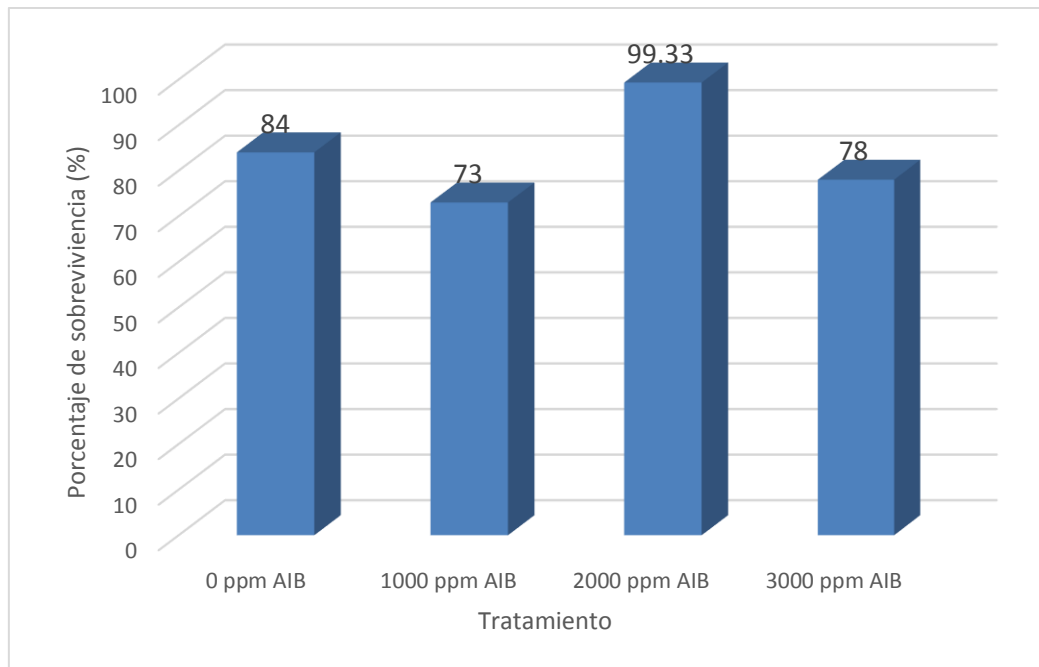


Figura 04. Porcentaje de sobrevivencia de estaca de guanábana.

El Ácido Indolbutírico (AIB), tiene una débil actividad auxínica en general pero una excelente acción rizógena (Boutherin y Bron, 1994). Sin embargo, el AIB es probablemente el mejor material para uso masivo debido a que no es toxico para las plantas en una amplia gama de concentraciones y es efectivo para estimular el enraizamiento de un gran número de especies de plantas (Hartmann y Kester, 1999). Los sistemas de enzimas destructores de auxinas la destruyen en forma relativamente lenta, además se desplaza muy poco, se retiene cerca del sitio de aplicación (Hartmann y Kester, 1999). La mayoría de las especies forestales enraízan bien con dosis de 0,2% a 0.3% de AIB, aunque algunas pueden requerir dosis mayores o menores (Soudre *et al.*, 2008; Mesen, 1998).

4.4. Porcentaje de estacas enraizadas

El cuadro 04, muestra la prueba de promedios de Tukey, para el porcentaje de estacas enraizadas, para los tratamientos de Ácido Indolbutírico en estacas de guanábana.

Cuadro 04. Prueba de promedios de Tukey, para el porcentaje de estacas enraizadas de guanábana a los 60 días de instalado.

Tratamientos	Descripción	% estacas enraizadas
1	0 ppm AIB	39 a
2	1000 ppm AIB	41 a
3	2000 ppm AIB	21 b
4	3000 ppm AIB	20.66 b

Al realizar el análisis de varianza (ver anexo 04), se muestra que existen diferencias significativas entre los tratamientos en estudio, el mismo que se demuestra en la prueba de promedios (ver cuadro 04) en el cual, los tratamientos con 0 ppm de AIB y 1000 ppm de AIB presentaron los mejores porcentaje de estacas enraizadas (39% y 41 % respectivamente), los cuales mostraron diferencias significativas con respecto a los tratamientos con 2000 ppm (21 %) y el tratamiento con 3000 ppm de AIB (20.66 %), los cuales no mostraron diferencias significativas entre ellos, como se muestra en la siguiente figura.

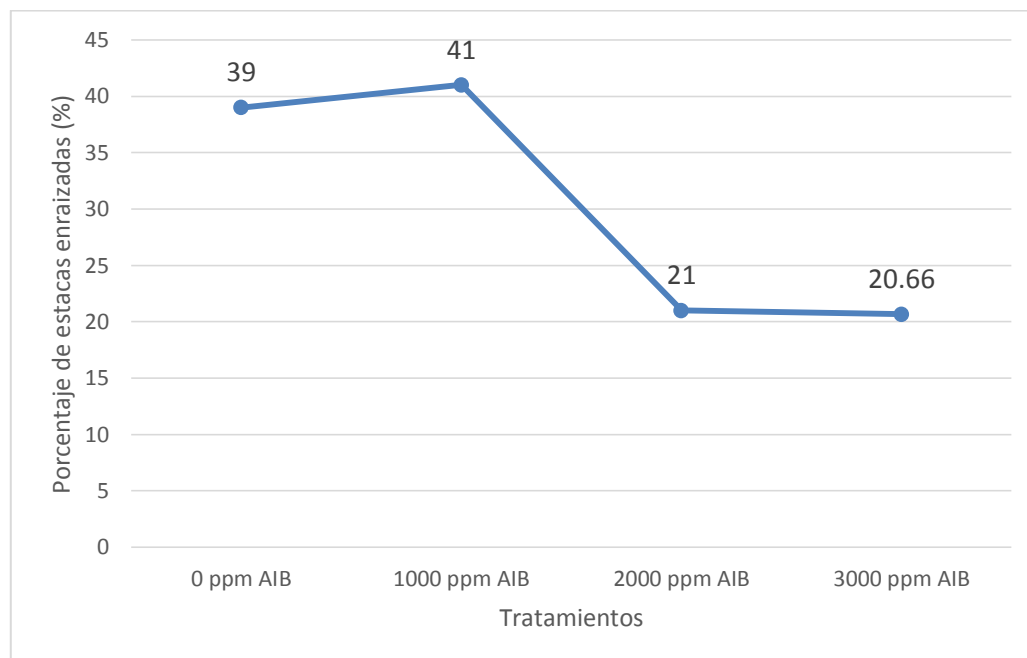


Figura 05. Porcentaje de estacas enraizadas de guanábana.

En la mayoría de especies leñosas se encontró que la propagación por estacas es el método de propagación más eficiente en términos de rapidez, manejo y costo (Hartmann y Kester, 1999). Una característica indispensable para el enraizado de estacas en especies leñosas es el uso de tejido juvenil (Iglesias et

al., 1996), por lo que es común utilizar plantas jóvenes o rebrotes juveniles de plantas de mayor edad (Chaturvedi *et al.*, 1996; Palanisamy y Kumar, 1997). Pero aún con rebrotes juveniles la capacidad de enraizado de las estacas es afectada por otros factores fisiológicos y ambientales. Entre los primeros se incluye la concentración endógena de fitohormonas, las reservas de carbohidratos y el grado de lignificación del tallo (Veierskov, 1988; Mateo *et al.*, 2000), factores que están relacionados con la posición de la estaca en la planta madre o en el rebrote.

V. CONCLUSIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos, se concluye lo siguiente:

1. Para el número de raíces, el tratamiento testigo (0 ppm de AIB), el tratamiento con 1000 ppm AIB y el tratamiento con 2000 ppm AIB, presentaron los mejores promedios (3.58, 3.36 y 3.40 raíces respectivamente), no encontrándose diferencias significativas entre los tratamientos para la longitud de raíces, y para el porcentaje de estaquillas enraizadas, el tratamiento con 0 ppm AIB y el tratamiento con 1000 ppm de AIB, presentaron los mejores promedios (39 % y 41 % respectivamente).
2. Para el porcentaje de sobrevivencia, el tratamiento con 2000 ppm de AIB presentó el mejor promedio (99.33 %).

VI. RECOMENDACIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos, podemos mencionar las siguientes recomendaciones:

- Repetir los tratamiento 0 ppm (testigo), 1000 ppm de AIB y 2000 ppm de AIB, en estaquillas de guanábana.
- Evaluar el enraizamiento de los tratamientos estudiados en un período de 60 a 90 y 120 días.
- Evaluar la capacidad rizogénica de algunos enraizantes naturales como el agua de coco, extracto de lentejas, entre otros, en el enraizamiento de estaquillas de guanábana.

VII. BIBLIOGRAFIA

- ABBO ES, OLURIN T, ODEYEMI G. 2006. Studies on the storage stability of soursop (*Annona muricata* L.) juice. Afr J Biotechnol 5: 108 - 112.
- ALONSO AJ, VILLARREAL ML, SALAZAR LA, GOMEZ M, DOMINGUEZ F, GARCIA A. 2010. Mexican medicinal plants used for cancer treatment: pharmacological, phytochemical and ethnobotanical studies. J Ethnopharmacol 133: 945 - 972.
- ÁLVAREZ P. 2007. Decisiones en reacciones adversas a medicamentos, intoxicaciones y respuestas inesperadas de productos naturales como problemas de salud pública. Rev Peru Med Exp Salud Publica 24: 405 - 426.
- BACARÍN, M.; M. BENINCASA; V. ANDRADE E F. FERREIRA. 1994. Enraizamiento de estacas aéreas de goiabeira (*Psidium guajava* L.): efeito do ácido indolbutírico sobre a iniciacao radicular. Revista Científica, Sao Paulo 22:71-79.
- BADRIE N, SCHAUSS A. 2010. Soursop (*Annona muricata* L.): composition, nutritional value, medicinal uses, and toxicology. Pp 621 - 643. En Bioactive foods in promoting health: fruits and vegetables. Watson RR, Preedy VR [Eds]. Elsevier Inc. Oxford, UK.
- BASKAR R, RAJESWARI V, SATHISH-KUMAR T. 2007. *In vitro* antioxidant studies in leaves of *Annona* species. Indian J Exp Biol 45: 480 - 485.
- BICAS JL, MOLINA G, DIONISIO AP, CAVALCANTE FF, WAGNER R, MAROSTICA MR, PASTORE, G. 2011. Volatile constituents of exotic fruits from Brazil. Food Res Int doi:10.1016/j.foodres.2011.01.012.
- BOTTI, C. 1999. Principios de la propagación y técnicas de propagación por estacas. En: Manejo tecnificado de invernaderos y propagación de plantas. Departamento de Producción Agrícola. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. Santiago, Chile 72-82 p.
- BOUTHERIN, D.; BRON, G. 1989. Multiplicación de plantas hortícolas. Instituto Agrícola y Hortícola Anger. 225p.
- BLILOU, I.; J. XU; M. WILDWATER; V. WILLEMSSEN; I. PAPONOV; J. FRIML; R. HEIDSTRA; M. AIDA; K. PALME AND B. SCHERES. 2005. The PIN auxin efflux facilitator network controls growth and patterning in Arabidopsis roots. Nature 433: 39-44.
- CARRERA, M.V. 1997. La propagación vegetativa en el género Pinus. Ciencia Forestal (Mex) 3-29 p.

- CHATURVEDI O P, A N JHA, D K DAS (1996) Vegetative propagation of *Acacia auriculiformis* by stem cuttings. Forest, Farm, and Community Tree Research Reports. Vol. 1. Department of Forestry, Rajendra Agricultural University. Bihar, India. pp:41-44.
- CORREA GORDILLO, J.; ORTIZ, D.; LARRAHONDO, J. E.; SÁNCHEZ MEJÍA, M.; PACHÓN, H. 2012. Actividad antioxidante en guanábana (*Annona muricata* L.): una revisión bibliográfica Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas, vol. 11, núm. 2, 2012, pp. 111-126. Universidad de Santiago de Chile. Santiago, Chile. Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=85622734002>
- CUCULIZA, P.I. 1956. Propagación de plantas. Editorial talleres gráficos Villanueva. Lima – Perú. 280 p.
- DÍAZ, E. 1991. Técnicas de enraizado de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. y *Gmelina arborea* L. Tesis Magister Scientiae. CATIE. Costa Rica. 111 p.
- EASLEY, D.F. 1984. Tendencia en el potencial de enraizamiento de *Eucalyptus grandis*. Cartón de Colombia. Informe de Investigación nº126. 5 p.
- FLORES PAIMA, M. 2010. Evaluación del efecto de cinco dosis de fitohormona, tres tipos de sustrato y tres rasgos de morfotipo en el enraizamiento de estaquillas juveniles de *Amburana cearensis* a.c. smith (ishpingo), en ambientes controlados. Tesis Lic. .ing.for.peru.58p.
- FLORES A. R. 1986. Efectos de topofisis y de dos profundidades de siembra en la propagación por estacas de *Eritrina poppigiana* (wopen). O. F. Cook (Pro). Tesis para optar el grado de magíster agricultura IICA de la OEA. Costa Rica. 67 p.
- GISPERT, 1984. Frutales y bosque. Biblioteca Práctica Agrícola y Ganadera. Tomo 3. Ediciones Océano. Barcelona – España. 204 p.
- GOMEZ H, GERMOSEN ROBINEAU L, NOSSIN E. 2009. Estudio etnofarmacológico de las plantas medicinales usadas en el Caribe colombiano. En Reyes G. Diálogo de saberes: plantas medicinales, salud y cosmovisiones. Universidad Nacional de Colombia, Sede Amazonia. ARFO Editores e Impresos Ltda. Bogotá, Colombia.
- HARTMANN, H. KESTER, D. 1983. Propagación de plantas, principios y prácticas. Trad. Por Marino Ambrosio A. La Habana, Cuba. Instituto Cubano del libro. 693 p.
- HARTMANN, H.T; KESTER, D AND DAVIES F.T. 1992. Plant propagation. principles and practices. fifth.

- HARTMAN, H; KESTER, D. 1998. Propagación de plantas-Principios y prácticas. VI Edición. Compañía editorial continental. México, 1998.760p.
- HARTMANN, H. Y D. KESTER. 2001. Propagación de plantas. Principios y prácticas. Octava reimpresión. Ed. Continental. México. 760 p.
- HARTMANN H T, D E KESTER. 1999. Propagación de Plantas: Principios y Prácticas. Traducción al Español por Antonio Marino. 7a reimpresión, Ed. CECSA. México D. F., México. pp:219-363.
- HAISSIG, B.E. 1974. Influences of auxin and auxin synergists on adventitious root primordium initiation and development. New Zealand of Forestry Science, 4(2):311-323.
- IGLESIAS G L, M ALARCÓN B, J A PRIETO R. 1996. La propagación vegetativa de plantas forestales. Ciencia For. Méx. 21:15-41.
- INSTITUTO DE INVESTIGACIONES EN FRUTICULTURA TROPICAL (IIFT). 2011. Instructivo técnico para el cultivo de la guanábana. Ministerio de la Agricultura. Asociación Cubana de Técnicos Agrícolas y Forestales. Primera edición: 2011 ISBN: 978-959-7210-41-2. Disponible en: http://www.actaf.co.cu/index.php?option=com_mtree&task=att_download&link_id=502&cf_id=24
- JENIK PD & MK BARTON. 2005. Surge and destroy: the role of auxin in plant embryogenesis. Development 132: 3577-3585.
- JOVANOVIC, M.; V. LEFEBVRE; P. LAPORTE; S. GONZÁLEZ RIZZO; C. LELANDAIS BRIÈRE; F. FRUGIER; C. HARTMANN AND M. CRESPI. 2008. How the environment regulates root architecture in dicots. Advances in Botanical Research 46: 35-74.
- JORDÁN, M. Y CASARETTO, J. 2006. Fisiología Vegetal (F.A. Squeo & L. Cardemil, eds.) Ediciones Universidad de La Serena, La Serena, Chile (2006). Capítulo XV Hormonas y Reguladores del Crecimiento: Auxinas, Giberelinas y Citocininas. Disponible en: <http://www.exa.unne.edu.ar/biologia/fisiologia.vegetal/Auxinasgiberelinasycitocinas.pdf>
- LEAKEY, R. 1985. The capacity for vegetative propagation in trees. En: Cannell, M.G.R. Jackson, J.E. (eds.) Attributes of trees as crop plants. Abbots Ripton, Institute of Terrestrial Ecology, p. 110-113.
- LIOGIER, ALAIN HENRI. 1974. Diccionario Botánico de Nombres Vulgares. Santo Domingo: UNPHU.

- LJUNG, K.; A. K. HULL; J. CELENZA; M. YAMADA; M. ESTELLE; J. NORMANLY AND G. SANDBERG. 2005. Sites and regulation of auxin biosynthesis in *Arabidopsis* roots. *Plant Cell* 17: 1090-1104.
- LUDWIG MÜLLER J & JD COHEN. 2002. Identification and quantification of three active auxins in different tissues of *Tropaeolum majus*. *Physiologia Plantarum* 115: 320–329.
- MÁRQUEZ, C.J. 2009. Caracterización fisiológica, físicoquímica, reológica, nutracéutica, estructural y sensorial de la guanábana (*Annona muricata* L. cv. Elita). Tesis de maestría, Universidad Nacional de Colombia sede Medellín, Colombia.
- MATEO, S., VARGAS, H., LOPEZ, P. JASSO, M., 2000. Enraizado de estacas juveniles de cinco especies de coníferas ornamentales. *Ciencia For. México*. 23:29-39.
- MESÉN, F. 1993. Vegetative Propagation of Central American Hardwoods. Unpublished Ph. D. Thesis, University of Edimburgh, Institute of terrestrial Ecology. Edimburgh, scotland. 231 pp.
- MESÉN, F. 2008. Curso: Bases Técnicas Para la Propagación Vegetativa de Árboles Tropicales Mediante Enraizamiento de Estaquillas. Pucallpa - Perú.
- MESÉN, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: Uso de Propagadores de sub-Irrigación. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza - CATIE. Turrialba, Costa Rica. 1998. 33p.
- MÉNDEZ, J. 2009. Biodiversidad/Revista generación .Guanábana. No. 132:46-50.
- NUÑES, Y. 1997. Propagación vegetativa del Cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); pilon (*Hyeromina alchorneoides*, Allemo) y surá (*Terminalia oblonga*, Ruiz & Pavon) mediante el enraizamiento de estacas juveniles Tesis Mg. Sc. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 172 p.
- OLIVA CRUZ, C.A. 2005. Efecto de fitoreguladores enraizantes y la temperatura en el enraizamiento de estacas de *Myrciaria dubia* (HBK) Mc Vaugh, camu camu arbustivo, en Ucayali – Perú. *Folia Amazónica* 14 (2) – 2005. Disponible en: <http://www.iiap.org.pe/upload/publicacion/publ632.pdf>
- OJEDA G, CORONADO J, NAVA R, SULBARÁN B, ARAUJO D, CABRERA L. 2007. Caracterización físicoquímica de la pulpa de la guanábana (*Annona Muricata*) cultivada en el Occidente de Venezuela. *Bol Centro Invest Biol* 41(2): 151 - 160.

- PALANISAMY K, P KUMAR. 1997. Effect of position, size of cuttings and environmental factors on adventitious rooting in Neem (*Azadirachta indica*). For. Ecol. Manag. 98:277-280.
- PINTO AC, CORDEIRO MC, DE ANDRADE SR, FERREIRA FR, FILGUEIRAS HA, ALVES RE, KINPARA DI. 2005. *Annona* species. University of International Southampton, Centre for Underutilised Crops. Southampton, UK.
- PUENTE, GANZ, L. 2009. VALIDACIÓN clonal de plantas madres promisorias de *Myrciaria dubia* (H.B.K.) Mc Vaugh "camu camu arbustivo", en cámaras de sub irrigación en Ucayali - Perú. Tesis para optar el título de Ingeniero en Recursos Naturales Renovables, Mención Forestales. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Facultad de Recursos Naturales Renovables. Departamento Académico de Ciencias de los Recursos Naturales Renovables. Disponible en: <http://repositorio.unas.edu.pe/bitstream/handle/UNAS/644/T.FRS-264.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- QUIJADA R.M. 1980. Métodos de propagación vegetativa. En mejora genética de árboles forestales. FAO. DANIDA. Roma.341 p.
- SEPHU (Sociedad Española de Productos Húmicos S.A.) 2010. Cultivo de la guanábana: Recomendaciones para solucionar problemas de Floración, Cuajado y Aborto de Flores. Noticias SEPHU No 046. www.sephu.com
- SEVILLA, H. 2004. Recursos Genéticos Vegetales. Primera edición. Edit. Torre Azul SAC. Lima, Perú. 445 p.
- SILVA TELLO, G.G. 2015. Efecto de diferentes dosis de ácido indolbutírico en el enraizamiento de estacas de *Lonchocarpus utilis* (barbasco) en vivero. Tesis para optar el título de Ingeniero Agroforestal Acuícola. Universidad Nacional Intercultural de la Amazonia. Facultad de Ingeniería y Ciencias Ambientales. Departamento Académico de Ingeniería Agroforestal Acuícola. Yarinacocha, Perú.
- STRASBURGUER, E. 1994. Tratado de botánica. Omega, Barcelona. 1.068 p.
- SOLÍS FUENTES JA, AMADOR C, HERNANDEZ MR, DURAN MC. 2010. Caracterización fisicoquímica y comportamiento térmico del aceite de "almendra" de guanábana (*Annona muricata*, L). Grasas y Aceites 61: 58 - 66.
- SOPLIN TRIGOSO, H. 2015. Propagación botánica de *Annona muricata* L. "Guanabana" bajo cuatro sustratos en Iquitos – Perú. Tesis para optar el Título Profesional de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional de la Amazonia Peruana. Facultad de Agronomía Escuela de Formación Profesional de Agronomía. Iquitos, Perú. Disponible en:

http://repositorio.unapiquitos.edu.pe/bitstream/handle/UNAP/3370/Hilda_Tesis_Titulo_2015.pdf?sequence=1&isAllowed=y

- SOUDRE, M; MESES, F; DEL CASTILLO, D. GUERRA, H. 2008. Memoria del curso internacional “Bases técnicas para la propagación vegetativa de árboles tropicales mediante enraizamiento de estaquillas” IIAP, Pucallpa. Perú. 100 pág.
- TORRES, A. 2003. Relação entre sazonalidade desrama e carboidratos no crescimento do eucalipto na propagação vegetativa por miniestaquia. Dissertação Mestrado. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo. 65 p.
- VÁSQUEZ VELA, A.L. 2009. Propagación vegetativa de caoba (*Swietenia macrophilla*) tesis lic. Ing. Forestal. Perú. 60 p.
- VEIERSKOV, B. 1988. Relations between carbohydrate and adventitious root formation. In: Adventitious Root Formation in Cuttings, T D Davis, B E Haissig, N Sankhla (eds). Dioscorides Press. Portland, Oregon, USA. pp:70-78.
- VEKHOV, N. K. 1941. Vegetative propagation of trees and shrubs by joints of summer cuttings. Bull. Appl. Bot. And Plant Breeding. Suppl. 61: 1 – 247.
- VIEIRA DE SOUSA O, VIEIRA GDV, PINHO JJ, YAMAMOTO CH, ALVES MS. 2010. Antinociceptive and anti-inflammatory activities of the ethanol extract of *Annona muricata* L. leaves in animal models. Int J Mol Sci.11: 2067 - 2078.
- WELLS, J. 1979. Silvicultura chilena actual. Chile. Ed. Huckle. 75 p.

VIII. ANEXOS

Cuadro 05. ANOVA para el número de raíces.

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	3	4.28416667	1.42805556	7.05	0.0123
Error	8	1.62000000	0.20250000		
Corrected Total	11	5.90416667			
C.V. = 14.47					

Cuadro 06. ANOVA para la longitud de raíces.

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	3	4.93573958	1.64524653	4.15	0.0478
Error	8	3.17331667	0.39666458		
Corrected Total	11	8.10905625			
C.V. = 16.55					

Cuadro 07. ANOVA para el porcentaje de sobrevivencia.

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	3	1174.2500000	391.4166667	117.42	0.0001
Error	8	26.6666667	3.3333333		
Corrected Total	11	1200.9166667			
C.V. = 2.18					

Cuadro 08. ANOVA para el porcentaje de estacas enraizadas.

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	3	1108.2500000	369.4166667	341.00	0.0001
Error	8	8.6666667	1.0833333		
Corrected Total	11	1116.9166667			
C.V. = 3.42					

Cuadro 09. Base de datos.

Tratamientos	Repeticiones	No raíces	Long raíces	% Supervivencia	% Estacas enraizadas
1	1	3	3.725	85	38
1	2	4.5	4.67	83	39
1	3	3.25	3.6	84	40
2	1	3.2	3.87	75	40
2	2	3.4	3.87	70	41
2	3	3.5	2.15	74	42
3	1	3.2	3.23	100	20
3	2	3.8	3	98	22
3	3	3.2	3.23	100	21
4	1	2.25	5.27	80	20
4	2	2	4.74	78	22
4	3	2	4.29	76	20

IX. ICONOGRAFIA



Figura 06.
Preparación de
las soluciones de
Ácido
Indolbutírico.



Figura 07. Tratamiento de aplicación de Ácido Indolbutírico en estaquillas de
Guanabana.

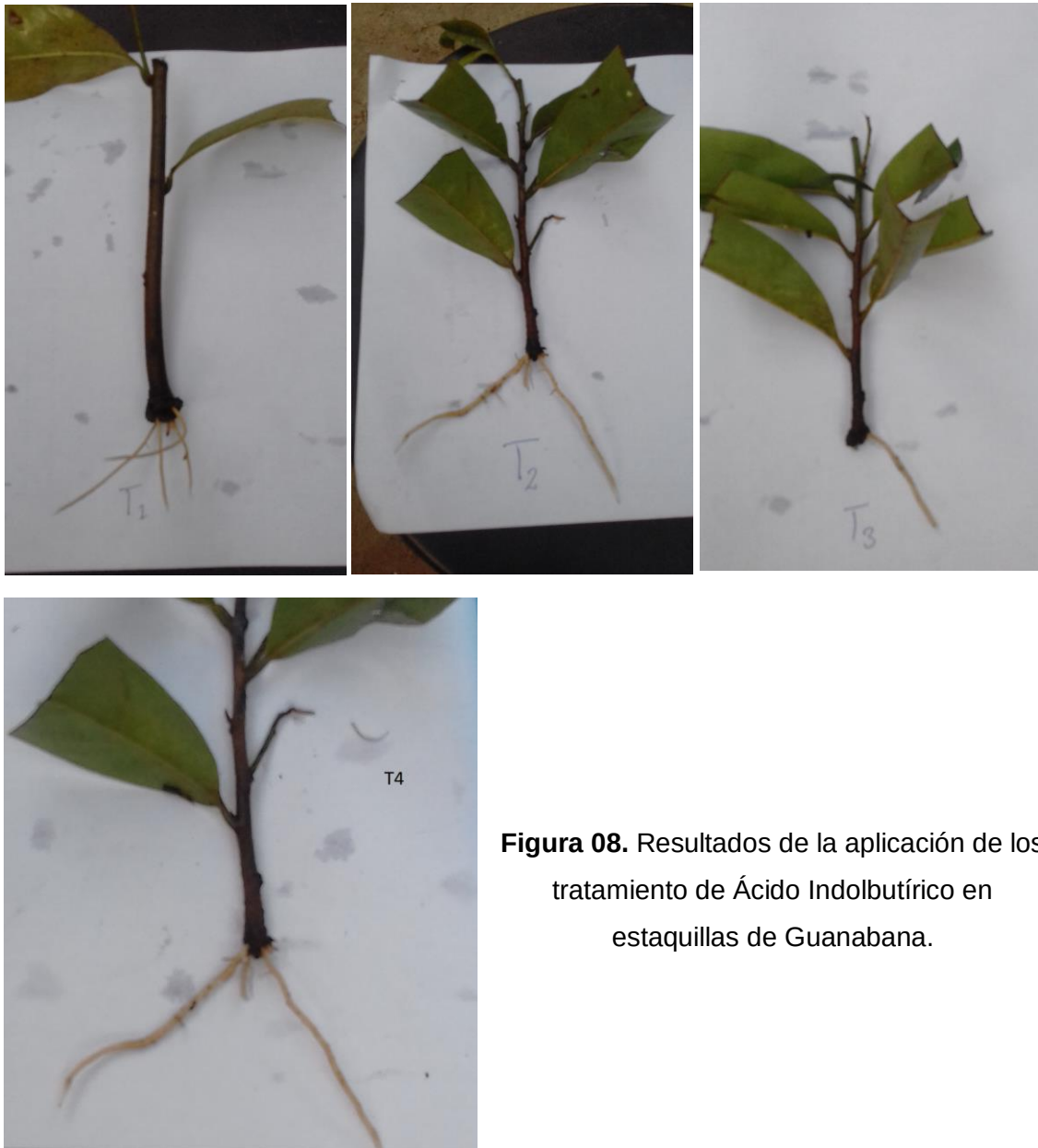


Figura 08. Resultados de la aplicación de los tratamiento de Ácido Indolbutírico en estaquillas de Guanabana.



Figura 08. Estaquillas de Guanábana vivas sin enraizamiento.