UNIVERSIDAD NACIONAL INTERCULTURAL DE LA AMAZONÍA

FACULTAD DE INGENIERÍA Y CIENCIAS AMBIENTALES

DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE INGENIERÍA AGROFORESTAL ACUÍCOLA

EFECTO DE CUATRO CONCENTRACIONES DEL ÁCIDO INDOLBUTÍRICO (AIB), EN EL ENRAIZAMIENTO DE ESTAQUILLAS SEMILEÑOSAS DE *Theobroma grandiflorum* (COPOAZÚ)

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGROFORESTAL ACUÍCOLA

Bach. ELMER DELGADO IRENE

YARINACOCHA - PERÚ

2014

DEDICATORIA

A DIOS por darme fuerza, buena salud y sabiduría para enfrentar obstáculos y seguir adelante aún en los momentos más difíciles.

A mi Señora Madre: IRENE por apoyarme siempre en mi formación personal guiándome día a día por el camino del bien. Que a pesar de los obstáculos se llega superar mediante el conocimiento y voluntad. Que todo se puede lograr en la vida cuando se lucha con el corazón y por ser ejemplo e inspiración en mí vida.

A la memoria de la que en vida fue mi hermana Sabina Delgado Irene por inducirme a la superación personal.

A mis amigos que de alguna u otra manera apoyaron mi formación profesional.

Autor. Elmer Delgado Irene

AGRADECIMIENTOS

Mi sincero agradecimiento a las siguientes instituciones y personas:

- A la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonia, por todo el apoyo científico y logístico, dándome la oportunidad de desarrollar el presente trabajo de investigación en el marco de los objetivos del proyecto de investigación.
- A los docentes de la Facultad de Ingeniería y Ciencias Ambientales, que contribuyeron en mi formación profesional.
- Al Ing. Mg. Pablo Pedro Villegas Panduro, asesor principal del presente trabajo de tesis, por sus sabias enseñanzas, gran dedicación, acertada orientación, apoyo moral y comprensión durante todo el desarrollo de las diferentes fases de la investigación hasta su culminación.
- Al Ing. Víctor Vargas Clemente, co-asesor del presente trabajo, por compartir sus conocimientos, tiempo, dedicación y su valiosa dirección de la presente tesis.
- Al Ing. MSc. David Gerardo Lluncor Mendoza, por poner a disposición el Laboratorio de Anatomía de la Madera de la UNU y poder realizar el análisis de morfología y anatomía de los tejidos de Copoazú.
- Finalmente, agradezco a todas aquellas personas que de forma indirecta o directa me animaron para la culminación del presente trabajo de tesis, muchas gracias.

ÍNDICE

	Pág.
DEDICATORIA.....	ii
AGRADECIMIENTO.....	iii
ÍNDICE.....	iv
LISTA DE CUADROS…….	vii
LISTA DE FIGURAS…..……..……	viii
INTRODUCCIÓN.....	01
RESUMEN……	03
ABSTRACT.....	04
CAPITULO I……..	05
1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA…….	05
1.1. Descripción de la situación problemática……..……..	05
1.2. Formulación del problema…….…….....	06
1.3. Objetivos de la investigación……..…..……	06
1.3.1. Objetivo general…..……..……..……..	06
1.3.2. Objetivos específicos…….…….....	06
1.4. Justificación del estudio…….……....	06
1.5. Limitaciones de la investigación…….....	07

CAPITULO II……. 08

2. MARCO TEÓRICO……..…… 08

2.1. Antecedentes del problema…….…….. 08

2.2. Bases teóricas……. 08

2.2.1. Descripción del Copoazú……. 08

2.2.2. Propagación vegetativa……..…….. 12

2.2.3. Tipos de reguladores de crecimiento…..……. 16

2.2.4. Ambientes y estructuras para la propagación…….…… 18

2.3. Definición de términos básicos……... 22

2.4. Hipótesis……...……. 23

2.5. Variables……. 23

CAPITULO III…… 25

3. METODOLOGÍA…… 25

3.1. Tipo y nivel de investigación……. 25

3.2. Método de la investigación……..... 25

3.2.1. Ubicación del área Experimental……..... 25

3.2.2. Condiciones ambientales en la zona de estudio……. 25

3.2.3. Ejecución del experimento……..…….……..... 27

3.2.4. Principales variables evaluadas …….. 31

3.3. Diseño de la investigación…… 32

3.4. Población y muestra……..…….. 33

3.5. Descripción de técnicas e instrumentos de recolección de datos..... 34

CAPITULO IV..... 35

4. RESULTADO Y DISCUSIÓN..... 35

4.1. Porcentaje de enraizamiento, callos y número de raíces por estaquillas..... 35

4.2. Número de brotes por estaca y porcentaje de sobrevivencia..... 37

CONCLUSIONES..... 42

RECOMENDACIONES..... 43

BIBLIOGRAFIAS..... 44

ANEXOS..... 49

ICONOGRAFÍA..... 54

LISTA DE CUADROS

En el texto Pág.

Cuadro 01. Valor calórico y composición química de 100 g de la pulpa de Copoazú……. 11

Cuadro 02. Datos promedios de temperatura y humedad relativa en la ciudad de Pucallpa(2000 – 2008)……. 26

Cuadro 03. Datos de temperatura y humedad relativa de la cámara de nebulización. Yarinacocha, Perú, 2014…….. 27

Cuadro 04. Porcentaje de enraizamiento, callos y número de raíces por estaquillas para los tratamientos de las concentraciones con ácido Indolbutírico en estaquillas de Copoazú, a los 60 días de instalados en la cámara de nebulización. Yarinacocha, Perú 2014.. 35

Cuadro 05. Número de brotes por estaquillas y porcentaje de sobrevivencia, para los tratamientos de concentración con ácido Indolbutírico en estaquillas de Copoazú a los 60 días de instalados en la cámara de nebulización. Yarinacocha, Perú, 2014…….. 37

En el anexo Pág.

Cuadro 06. Definición operacional de las variables..... 50

Cuadro 07. Modelo de instrumentos de la investigación..... 51

Cuadro 08. Matriz de Correlación……..…… 52

LISTA DE FIGURAS

En el texto **Pág.**

Figura 01. Croquis de instalación de las estaquillas, en la cama de enraizamiento……. 33

Figura 02. Corte anatómico de las estaquillas de ***Theobroma grandiflorum*** *(*Copoazú)……. 39

Figura 03. Vasos laticíferos emitiendo látex…….. 39

En el anexo **Pág.**

Figura 04.Implementación y acondicionamiento de las camas de propagación…….. 55

Figura 05. Preparación y desinfección del sustrato…….…….. 55

Figura 06. Plantación de Copoazú……. 55

Figura 07. Extracción y transporte del material vegetativo……..…… 56

Figura 08. Preparación y aplicación de la hormona AIB…… 56

Figura 09. Distribución y establecimiento de las estaquillas dentro del Propagador..... 56

Figura 10. Monitoreo y control…… 57

Figura 11. Evaluación del porcentaje de enraizamiento, callos y número de raíces por estaquillas en (%)…….. 57

Figura 12. Estaquillas de Copoazú a los 10 días……. 57

Figura 13. Estaquilla con brote a los 15 días…….. 58

Figura 14. Estaquillas de Copoazú con 0% de enraizamiento a los 40 días…….. 58

Figura 15. Estaquillas de Copoazú con 0% de enraizamiento……. 58

INTRODUCCIÓN

En el mundo existe una preocupación constante, por la producción, conservación y utilización de los recursos renovables. Los bosques amazónicos del Perú presentan una alta heterogeneidad de especies de frutales, originando una extracción selectiva de especies valiosas que tienen mayor demanda en el mercado y mejores precios. El Copoazú (***Theobroma grandiflorum***), es una especie nativa de la amazonía, que se utiliza como fuente de alimentación. La producción de semillas presenta problemas como: la alta variabilidad genética; generando dificultades para obtener semillas de calidad deseada, siendo una alternativa viable la propagación vegetativa por estacas (Gutiérrez, 1969). Una de estas alternativas es el desarrollo de una tecnología apropiada para propagación vegetativa mediante el empleo de material juvenil, considerada una fuente importante de germoplasma para la reforestación de alta productividad teniendo en cuenta que dicho germoplasma es procedente de plantas seleccionadas. No obstante el conocimiento tecnológico apropiado para la propagación vegetativa y los factores que influyen en su enraizamiento como: dosis hormonal y nivel de estaquilla: Base media apical) todavía son desconocidos para el Copoazú (***Theobroma grandiflorum***). No existen antecedentes en propagación vegetativa por estaquillas para la especie de Copoazú. Sin embargo existen referencias de los antecedentes para el género ***Theobroma***. Faria y Sacramento (2003) citado por Sodré (2007) verificaron que el enraizamiento de algunos clones de cacao fueron superiores al 87 %, incluso para estacas sin tratamiento hormonal (concentraciones de AIB de 0 a 8000 ppm) bajo condiciones de cámara de nebulización y que la emisión de raíces se inicia entre los 20 y 30 días después de instaladas.

La propagación vegetativa es una alternativa viable, que ofrece muchas ventajas si se emplea correctamente y no demanda gran inversión económica. Una de las ventajas que ofrece esta técnica es que evita la dependencia de semillas botánicas. En tal sentido considerando la importancia de la especie y el hecho que aún no existen resultados de investigaciones en enraizamiento por estaquillas juveniles, planteamos definir la característica de la estaquilla más apropiada para su enraizamiento, haciendo uso del ácido indolbutírico y de una tecnología sencilla y económica como es la utilización del propagador de nebulización. Por lo expuesto y con la finalidad de contribuir a generar conocimientos, proponiendo una tecnología apropiada para el enraizamiento de material juvenil de Copoazú. Se evaluaron el efecto que produce el AIB en diferentes concentraciones para enraizamiento de Copoazú (***Theobroma grandifloru***), para así iniciar un protocolo de propagación que pueda ser tomado como referencia para implementar la propagación clonal en esta especie en el Perú.

RESUMEN

El presente trabajo de investigación, se desarrolló en el vivero agroforestal de la Universidad Nacional de la Amazonía (UNIA), en Pucallpa, Perú. Se utilizó estaquillas juveniles de Copoazú, instaladas en cámaras de nebulización. El objetivo fue determinar el efecto de cuatro concentraciones del ácido Indolbutírico (AIB) sobre la capacidad de enraizamiento de Copoazú (***Theobroma grandiflorum***), con la finalidad de conocer la respuesta de esta especie a la formación de raíces para la propagación vegetativa de individuos. Para ello se realizaron los ensayos, bajo las condiciones microambientales: temperatura media interna de 26.4 °C, humedad relativa media de 77.9 %, empleando un diseño completamente al azar, conformado por 4 tratamientos, tres repeticiones y diez estaquillas por unidad experimental. Las variables de las respuestas evaluadas fueron el porcentaje de raíces, callos, sobrevivencia, número de raíces, brotes por estaquillas. Las concentraciones de AIB aplicadas fueron 0.00 ppm, 1,000 ppm, 3,000 ppm y 6,000 ppm, utilizando el método de inmersión rápida por 60 segundos. Al término de 60 días se obtuvo un 0 % de enraizamiento utilizando arena como sustrato, un porcentaje de sobrevivencia de 0 % , un porcentaje de formación de callos de 0 % y el número de raíces y brotes fue de 0 % , concluyéndose que no es posible propagar la especie Copoazú, empleando estaquillas semileñosas en sustrato de arena en condiciones de cámara de nebulización, presenta bajo potencial de enraizamiento probablemente a las características intrínsecas de los tejidos que conforman las estaquillas y por las condiciones ambientales en los cuales se desarrolló el trabajo experimental.

ABSTRACT

The present work of investigation, was developed in the agroforestal breeding ground of the National University of Amazonía (UNIA), in Pucallpa, Peru. It was used youthful pegs of Copoazú, installed in nebulización cameras. The objective was to determine the effect of four concentrations of the Indolbutírico acid (AIB) on the capacity of rooting of Copoazú (***Theobroma grandiflorum***), with the purpose of knowing the answer this species the formation by roots for the vegetative propagation of individuals. For it the tests were made, under the microenvironmental conditions: internal average temperature of 26,4 °C, relative humidity average of 77,9 %, using a design completely with parcels at random divided conformed by 4 treatments, three repetitions and ten pegs by experimental unit. The variables of the evaluated answers were the percentage by roots, calluses and number of roots by pegs. The applied concentrations of AIB were 0,00 ppm, 1.000 ppm, 3.000 ppm and 6.000 ppm, using the method of fast immersion by 60 seconds. At the end of 60 days a 0 % of rooting were obtained using sand like substrate a percentage of sobre experience of 0 % , a percentage of formation of calluses of 0 % and the number of roots was of 0 % , concluding that it is not possible to propagate the Copoazú species, using ligneous pegs semi in sand substrate in conditions of nebulización camera, because presenta low potential of rooting due probably to the characteristics intrisecas of the weaves that conform the pegs and by the environmental conditions in which development the experimental work.

CAPITULO I

I. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.1. Descripción de la situación problemática

Durante las últimas décadas, la destrucción masiva de los bosques naturales, ha ocasionado la escasez de los frutales nativos. Una alternativa para satisfacer la demanda, es el establecimiento de plantaciones de frutales, como es el caso de ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú). La producción de semillas presenta problemas como: la alta variabilidad genética; generando dificultades para obtener semillas de calidad deseada, siendo una alternativa viable la propagación vegetativa por estacas (Gutiérrez, 1969). El problema es el desconocimiento de técnicas de propagación asexual de plantones de ***Theobroma grandiflorum***, a través de estaquillas semileñosas en ambientes controlados, lo cual dificulta el abastecimiento de plantones a los programas de reforestación. Otra causa es el desconocimiento del nivel de dosis hormonal que favorezcan al enraizamiento de las estaquillas, si es en menor cantidad no favorece el enraizamiento y si es en exceso lo intoxica produciendo la muerte de los tejidos por ende la pudrición de las estacas.

Conocer la concentración adecuada de AIB, permitirá aumentar el porcentaje de enraizamiento, acelerar el tiempo de formación de raíces y mejorar la calidad del sistema radical formado (Hartmann y Kester 1983). Como tercera causa se tiene el limitado conocimiento de los rasgos de morfotipo (nivel de estaquillas, longitud, y área foliar) que influyen en el éxito del enraizamiento de ***Theobroma grandiflorum***. En la actualidad, los esfuerzos están orientados hacia el desarrollo de técnicas nuevas de enraizamiento de estacas juveniles, con el fin de aumentar el porcentaje de enraizamiento, y tener a corto plazo material seleccionado que cumpla con las características necesarias para aumentar la producción. Hoy en día, ha aumentado considerablemente el interés por utilizar la propagación vegetativa en los programas operativos de plantación (Zobel y Talbert, 1988). Calzada (1993) indica que para cada especie es necesario encontrar la forma de propagación asexual más conveniente.

1.2. Formulación del problema

1.2.1. Problema general

¿Cuál es el efecto de cuatro concentraciones del ácido Indolbutírico (AIB), en el enraizamiento de estaquillas semileñosas de ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú).

1.2.2. Problemas específicos

¿Cuál es el efecto del ácido indolbutírico de cuatro concentraciones en el enraizamiento de estaquillas semileñosas de ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú).

1.3. Objetivos de la investigación

1.3.1. Objetivo general

Evaluar el efecto de cuatro concentraciones del ácido Indolbutírico (AIB), en el enraizamiento de estaquillas semileñosas de ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú).

1.3.2. Objetivos específicos

Determinar el efecto de cuatro concentraciones del ácido Indolbutírico (AIB), en el enraizamiento de estaquillas semileñosas de ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú).

1.4. Justificación del estudio

La producción de plantones de Copoazú procedentes de semillas, no aseguran plantas de alto valor genético, debido a su alta variabilidad, generando a largo plazo, plantaciones con diferente comportamiento de crecimiento vegetativo. La propagación vegetativa por estaquillas garantiza la estabilidad de los caracteres fenológicos y genéticos de la especie, la producción de gran cantidad de material propagativo durante todo el año, de manera constante y permanente, siendo una solución eficiente frente al problema del desconocimiento de técnicas de propagación asexual de plantones de ***Theobroma grandiflorum***.

Además, estos métodos pueden adaptarse a las condiciones económicas del pequeño y mediano productor. También se pretende conocer la respuesta de las concentraciones de Ácido Indolbutírico. Realizar la tesis fue una iniciativa importante para generar conocimientos de propagación más apropiados, para que todos los productores, empresarios, institutos de investigación y universidades, hagan uso de los conocimientos en beneficio de la sociedad. La propagación vegetativa es importante permite la 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, 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 (Mesen, 1998). La propagación vegetativa a través de estaquillas en especies de frutales de la amazonia, es una alternativa para planes de conservación de especies en peligro de extinción y para el repoblamiento agroforestal con fines comerciales, frente a los inconvenientes actuales de propagación por semilla botánica.

1.5. Limitaciones de la investigación

Durante el desarrollo del trabajo de tesis, se encontraron algunas limitaciones, los cuales se mencionan a continuación:

- La infraestructura del vivero de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía, no estaba debidamente implementada.
- Las plantaciones de Copoazú se encuentran fuera de la ciudad de Pucallpa, son alejadas y escasas, encontrándose en caminos intransitables.

CAPÍTULO II

2. MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes del problema

No existen antecedentes específicos en propagación vegetativa a través de estaquillas para la especie de Copoazú. Sin embargo existen antecedentes para el género ***Theobroma***. Faria y Sacramento (2003) citado por Soudré (2007) verificaron que el enraizamiento de algunos clones de cacao fueron superiores al 87 %, incluso para estaquillas sin tratamiento hormonal (concentraciones de AIB de 0 a 8000 ppm) bajo condiciones de cámara de nebulización y que la emisión de raíces se inicia entre los 20 y 30 días después de instaladas. Soudré (2007) afirman que es posible propagar el clon TS188 utilizando mini estacas de 4 a 8 cm de longitud y en cámara de nebulización. Por otra parte, afirma que la sobrevivencia elevada lograda por los clones de cacao en ambientes controlados, no puede a un, repetirse a gran escala. Aldana (2009) indica que se logra prendimientos por encima del 90 % en propagación vegetativa a partir de estacas en esta especie, por esto, en Ecuador gran porcentaje de la propagación del CCN51 se hace por estacas. Sena-Gomes *et al*. (2000) citado por Soudré (2007) identificaron clones con enraizamiento superiores a 70 %, además, clones resistentes a la escoba de bruja, resultado que evidencia que el genotipo tiene una fuerte influencia en la tasa de sobrevivencia de las estacas leñosas y semileñosas.

2.2. Bases teóricas

2.2.1. Descripción del Copoazú

A. Taxonomía

El Copoazú pertenece a la familia ***Sterculiaceae***, que abarca aproximadamente 65 géneros y cerca de 1.000 especies, con una distribución predominantemente tropical y subtropical (Cronquist, 1981; Brumitt, 1992). En Brasil, esta familia está representada por once

géneros y cerca de 115 especies. En el sistema de clasificación de Cronquist (1981), la especie está ordenada en la siguiente secuencia jerárquica:

B. Clasificación Taxonómica

Reino: Plantae
División: Angiospermae
Clase: Magnoliopsida
Orden: Malvales
Familia: Sterculiaceae
Género: Theobroma
Especie: Grandiflorum
N. Científico: ***Theobroma grandiflorum*** (Willd. ex Spreng.) Schum
N. Común: Copoazú

C. Distribución, ecología y suelos

El género ***Theobroma*** es típicamente neotropical, encontrándose distribuido en los bosques tropicales húmedos del hemisferio occidental, entre las latitudes 18° Norte y 15° Sur. Dentro de las especies del género, *T. subincanum* es la que presenta la mayor franja de dispersión, encontrándose en toda la extensión de la cuenca del Amazonas-Orinoco. El copoazú es originario de la Amazonia brasileña, más precisamente del Estado de Paraná (Cavalcante, 1991), sin embargo, no se puede discriminar, dentro del área de distribución espontánea de la especie, cuál constituye verdaderamente su centro de origen.

D. Morfología

El Copoazú, al igual que todas las especies del género ***Theobroma*** presentes en la Amazonia, presenta ramificaciones tricotómicas, a excepción del cacao, cuyo padrón de crecimiento es del tipo

quincotómico (Addison & Tavares, 1951). El padrón tricotómico se caracteriza, inicialmente, por el crecimiento vertical del eje principal, el cual originará el tronco, que al alcanzar una altura de 40 cm a 50 cm, emite en su porción terminal tres ramificaciones laterales de crecimiento plagiotrópico. En seguida, se desarrolla una nueva yema en el centro de las ramificaciones iniciando un nuevo ciclo de crecimiento del eje principal de la planta que al llegar a una altura de 70 a 100 cm, forma otro conjunto de ramificaciones plagiotrópicas en las extremidades.

E. Floración y fructificación

a. Floración

La floración del Copoazú ocurre predominantemente en la estación menos lluviosa, que en la Amazonia brasileña comprende el período de junio a diciembre (Prance & Silva, 1975; Silva, 1996; Alves *et al*., 1997), con el máximo de floración generalmente en el mes de agosto. No obstante, prácticamente durante todos los meses del año es posible encontrar pequeños grupos de flores en algunas plantas.

b. Fructificación

El período de cosecha ocurre en la época de mayores precipitaciones, que abarca los meses de diciembre a abril. Sin embargo, inicialmente, la mayor abundancia y el término de la producción de frutos dependen fundamentalmente del período en que ocurre la menor precipitación, que tiene relación directa sobre la época y extensión del producción de 60 plantas, en la región de Belém, durante seis cosechas consecutivas.

El valor calórico y la composición química de 100 g de la pulpa de Copoazú se encuentran presente en el cuadro 01.

Cuadro 01. Valor calórico y composición química de 100 g de la pulpa de Copoazú.

Componente Cantidad	
Calorías	72
Humedad (%)	81,3
Proteínas (%)	1,7
Lípidos (%)	1,6
Carbohidratos (%)	147
Fibra (%)	0,5
Cenizas (g)	0,7
Calcio (mg)	23
Fósforo (mg)	26
Fierro (mg)	2,6
Retinol equivalente (µmg)	30
Vitamina B_1 (mg)	0,4
Vitamina B_2 (mg)	0,4
Niacina (mg)	0,5
Vitamina C (mg)	33

Fuente: IBGE (1981).

F. Clima

En las zonas de la Amazonía brasileña en donde la especie se encuentra en forma natural y bajo cultivo, la temperatura media mensual varía de 24,2 °C a 28,2 °C. Las medias mensuales de las temperaturas máximas se sitúan entre los 28,6 °C y 35,6 °C y la de las mínimas entre 17,0 °C a 24,8 °C. La unidad relativa media anual es elevada, con un límite mínimo de 77 % y un máximo de 88 %, siendo el mes más seco de 64 % y el más húmedo de 93 %. El total anual de horas de luz solar varía de 1.900 a 2.800 horas y la precipitación pluviométrica de 1.900 mm a 3.100 mm.

G. Suelos

En las zonas de ocurrencia natural, el Copoazú se encuentra, predominantemente, en suelos ácidos (pH alrededor de 4,5), con contenido de arcilla entre 35 % y 60 %, de baja fertilidad natural, principalmente en Latosuelo Amarillo Distrófico, Latosuelo Bermello-Amarillo Distrófico, Podzólico Bermello-Amarillo Distrófico.

H. Propagación

a. Propagación asexual

El Copoazú puede ser propagado tanto por vía sexuada como por procesos asexuados, particularmente por injerto. En este último caso, los métodos de inserción de cuñas en la parte superior del portainjerto, implantación lateral del injerto en contacto con la albura y de yemas con corteza tienen buen prendimiento. Las propagaciones por estaquillas son aún desconocido son todavía incipientes, no se dispone de protocolos que posibiliten la obtención de plántulas.

b. Propagación botánica

En el proceso de formación de mugrones por vía sexuada, la primera etapa consiste en la extracción y procesamiento de las semillas. Las semillas al ser extraídas de los frutos se encuentran envueltas por el endocarpo de coloración blanco-amarillo, firmemente adherido por fibras en la parte más interna del tegumento.

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, llego 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.

A. Importancia de la propagación vegetativa

La propagación vegetativa es importante por las siguientes razones: en el establecimiento de huertos semilleros clónales, en los establecimientos de bancos clónales, en propagación de plantas clónales a escala grande y en la elaboración de productos especiales de mejora, Quijada (1980). 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 1977).

B. Métodos de propagación vegetativa

Gispert (1984), describe métodos de propagación vegetativa: la primera es por estaquillas 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.

C. Propagación por estaquillas

La propagación por estaquillas consiste en cortar brotes, ramas o raíces de una planta lo cual se colocan en una cámara enraizadora, con el fin de lograr la emisión de raíces y brotación en la parte aérea, hasta obtener una nueva planta. También se puede utilizar cualquier porción de una planta (raíz, tallo, hoja) que sea separada de esta y que es inducida para que forme raíces. (Ramos 2004; Wells 1979). Según Zasoni (1975), se define a la estaca como una porción de la planta susceptible de adquirir una autonomía fisiológica, si ésta se instala en un medio

favorable, condiciones ambientales convenientes y protegida de la desecación y según Weaver (1976) estas porciones pueden tomarse de un tallo, de una raíz o una hoja que se denominan estaca de tallo, de raíz o de una hoja respectivamente (Hartmann y Kester, 1980).

D. Factores que condicionan el enraizamiento de estaquillas

Los factores que tienen mayor influencia para lograr un adecuado enraizamiento en la propagación por estaquillas son: el manejo de la planta madre con el fin de obtener brotes juveniles, en buen estado nutricional, en la época y edad apropiada; la longitud y diámetro de las estaquillas, la presencia de hojas y yemas, tratamientos hormonales y las condiciones ambientales (iluminación, temperatura, humedad relativa, medio de enraíce) propicias que induzcan al enraizado. (Hartmann y Kester, 1995).

a. Edad de la planta madre

El factor de juvenilidad es uno de los aspectos más relevantes para el éxito del enraizamiento de estaquillas. En muchas especies de frutales, es la edad ontogénica o fisiológica y no la edad cronológica, de las estaquillas que es la más importante para el éxito del enraizamiento (Hartmann *et al*, 1997). Esto se efectúa en distintas fases tales como juvenil y adulta, separadas por una fase de transición, (Hartmann y Kester, 1995).

b. Tipo de madera seleccionada para estaquillas

Se puede escoger desde las ramas terminales muy suculentas del crecimiento en curso, hasta grandes estacas de madera dura de varios años de edad. Es imposible establecer el tipo de material que sea mejor para todas las plantas. Lo que puede ser ideal para una planta, puede resultar una falla para otra (Hartmann y Kester, 1995).

c. Longitud y diámetro de las estaquillas

Lo más relevante del tamaño de la estaquilla, es que según lo determine el patrón de las longitudes del entrenudo, está estrechamente correlacionada con el porcentaje de estaquillas enraizadas, las estaquillas de la parte apical son las más largas y tienen mejor enraizamiento; sin embargo si todas las estaquillas se cortan a la misma longitud, las basales enraízan mejor (Leakey, 1985).

d. Superficie y retención foliar de las estaquillas

La presencia de hojas en las estaquillas, ejerce una influencia estimulante sobre la iniciación de raíces, debido a que son trasportados desde ella hasta la base de la estaquillas auxinas y carbohidratos (Hartmann y Kester, 1995). La fuente de esos cofactores son por lo común las hojas, que son translocados basipetamente a la base de las estaquillas para favorecer la producción de raíces.

e. Efecto de la iluminación

Así lo confirma, Hartmann y Kester (1995) indicando, que de plantas madres que han recibido luz de baja intensidad se obtienen estaquillas que enraízan mejor que aquellas tomadas de plantas madres desarrollado a luz intensa. Esto apoya la idea, que en la competencia entre los brotes, se disminuye la capacidad de enraizamiento entre las estaquillas del brote dominante (Leakey, 1985).

f. Temperatura del ambiente y del sustrato

Para el enraizamiento de las estaquillas de la mayoría de las especies son satisfactorios temperaturas ambiente diurnas de unos 21 °C a 27 °C, con temperaturas nocturnas de 15 °C. Además, a medida que la temperatura se incrementa (dentro de sus límites), las estaquillas metabolizan más rápido y enraízan mejor. Una gran diferencia entre ellas tiene efectos negativos sobre la rizogénesis por lo tanto, como regla general, se prefiere que exista una temperatura superior de 2 a 3 °C, a favor del sustrato. (Puente, 2008).

g. Humedad relativa del ambiente

La condición hídrica de las estaquillas es gobernada por el balance entre las pérdidas por evaporación a través de las hojas y la absorción de agua por las estaquillas. Puesto que las estaquillas carecen de raíces al inicio, deben depender de la retención de su turgencia y de la absorción de agua a través del corte en la base y/o a través de la superficie de las hojas y el tallo (Loach, 1988; citado por Díaz, 1991).

E. Medios de enraizamiento

Un apropiado medio de propagación depende de consideraciones como: la especie, tipo de estaquillas, estación, sistemas de propagación, el costo y disponibilidad de los componentes; por otro lado, un buen sustrato debe tener una buena porosidad que facilite la evacuación de agua y aireación, una buena capacidad de retención de humedad, ser estable y ser irreprochable en el plano sanitario, pudiendo adquirirse esta cualidad por desinfección química y física (Hartmann y Kester, 1995).

2.2.3. Tipos de reguladores de crecimiento

Los cinco grupos principales de hormonas y reguladores de crecimiento son, las auxinas, citoquininas, giberelinas, ácido absícico y etileno; no obstante, los dos primeros son los más usados en la práctica de propagación por estaquillas (Rojas *et al*., 2004).

A. Auxinas

La auxina fue la primera hormona que se descubrió en las plantas intervienen en actividades de la planta como el crecimiento del tallo, la formación de raíces, la inhibición de las yemas laterales, la abscisión de las hojas y frutos y en la activación de las células del cambium (Hartmann y Kester, 1995); estas sustancias se sintetizan en el ápice caulinar y son transportados basipetamente desde el ápice a las partes inferiores de la planta.

B. Ácido Indolbutírico (AIB)

Producto de síntesis, tiene una débil actividad auxinica en general pero una excelente acción rizógena. 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, 1997). 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.

C. 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.

D. Desventajas de la propagación 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 de la planta seleccionado puede ser problemática en ciertas circunstancias, aunque existen medidas alternativas; algunas especies no producen rebrotes, afortunadamente son la excepción.

E. 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 parénquimaticas próximas la herida se diferencian y vuelven a dividirse para formar un callo cicatricial, el cual corresponde a un conjunto de células parénquimaticas en varios estados de lignificación. En los vegetales leñosos los callos pueden proceder del cambiúm, 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).

2.2.4. Ambientes y estructuras para la propagación

Según Hartmann *et al.* (1997) la propagación por estaquillas puede darse en estructuras muy complejas como invernaderos dotados de alta tecnología, en polipropagadores o cámaras de sub-irrigación, en platabandas con tinglado, en cajas y frascos. Asimismo, manifiesta que lo importante es que estos sistemas de propagación que facilitan el enraizamiento.

A. Invernaderos

Se puede definir al invernadero como un recinto cerrado o delimitado por una estructura de metal o madera, recubierta por vidrio o plástico en cuyo interior se desarrolla un cultivo en condiciones controladas. Se considera que este proceso se encuentra en pleno desarrollo y que por lo tanto, este medio de protección encuentra siempre mayor aplicación, bien para evitar adversidades climáticas, o bien para mejorar la producción a nivel cuantitativo y cualitativo, Hartmann *et al*., 1997).

a. Sistemas de nebulización intermitente

Este sistema es bastante empleado por los propagadores de todo el mundo, siendo la más importante función, proporcionar una película de agua sobre la superficie de las hojas de las estaquillas, para interceptar la irradiación de la luz, de tal forma que el agua es evaporada de la superficie de la hoja y no del agua interno de los tejidos de ella. Entonces, la niebla intermitente controla la perdida de agua de las estaquillas, reduciendo de las hojas y alrededores, la temperatura del aire vía enfriamiento y humedad relativa alta (Hartmann *et al*., 1997).

B. Sombreadores de ambientes de propagación

Hartmann y Kester (1995) indica que en las estructuras cerradas, el uso de sombras hace que se tenga un mejor control de la temperatura, pues de otra manera, estas, se vuelven muy calientes. Los sombreadores o tinglados son estructuras de una altura aproximada de 2 metros, provistas generalmente de malla Rashell o Sarán (disponibles en diferentes densidades), que se colocan sobre los ambientes de propagación, para proveer sombra y regular el paso de la radiación solar y la temperatura hacia los ambientes. Es importante que el sombreador sobrepase al menos 2 m la longitud del ambiente. En el caso de estructuras simples como el caso de platabandas el tinglado es bajo y se puede utilizar malla o materiales de la zona como hojas de palmera.

C. Preparación de las estaquillas

a. Corte de las estaquillas

Las estaquillas, deben prepararse en un lugar fresco, cómodo y donde exista abundante sombra, se debe tener listo todos los materiales a usar para evitar que el proceso de preparación sea lento (Murillo *et al*., 2003) ya que es importante evitar la desecación de los brotes. Los cortes se efectúan por debajo de un nudo o yema, los mismos que deben ser netos sin producir rajaduras; los cortes pueden ser de tipo bisel simple según la posición de la yema, la misma que puede estar en la base o en

el ápice del bisel; en doble bisel y el recto (Cuculiza, 1956); si el corte es en bisel, las raíces aparecen comúnmente en la zona más baja (Lecourt, 1981); sin embargo, en general, se obtiene una mayor uniformidad en la formación de raíces con el corte recto.

b. Recorte del área foliar

Como se había mencionado la poda del área foliar de la hoja de la estaquillas se realiza para lograr un mayor equilibrio entre los efectos positivos de la fotosíntesis y los efectos negativos de la transpiración. A través de ensayos se determina cual es el área foliar adecuada de la especie para lograr un mayor enraizamiento (Mesen, 1998).

c. Desinfección de las estaquillas

Después de haber preparado las estaquillas y antes de insertarlas en el medio de enraizamiento se les debe sumergir en una solución de cloro débil (5 mg/L), seguida de otra inmersión en solución fungicida como Captan a razón de 3.5 g/L (Hartmann y Kester, 1995), también se utiliza 3 g/L de Oxicloruro de cobre por 15 minutos. Al tratarlas con fungicidas se logra frecuentemente la supervivencia de la estaquillas y una mejor calidad de las raíces, además, se obtiene mayor supervivencia sumergiendo las bases de las estaquillas en una combinación de fungicida-AIB, que con el solo tratamiento de AIB.

D. Tratamiento con reguladores de crecimiento

a. Métodos de aplicación

Los efectos de las auxinas en la capacidad de enraizamiento pueden depender del método de aplicación (Howard, 1973; citado por Leakey, 1985).Dentro de los métodos de aplicación de reguladores de crecimiento tenemos:

Aplicación de productos comerciales en polvo

En este método la base de la estaquillas se trata con una hormona de crecimiento mezclada con un portador (un polvo fino inerte, puede ser arcilla o talco). Deben utilizarse aproximadamente de 200 a 1000 ppm de la hormona de crecimiento en estacas de madera blanda y cinco veces esa cantidad en maderas duras.

Métodos de remojo en solución diluida

En un procedimiento más antiguo, la parte basal de la estaquillas (unos 2,5 cm) se remojan durante 24 horas o más en una solución diluida del material justo antes que se inserte en el medio de enraizamiento (Hartmann y Kester, 1995). Las concentraciones que se usan varían de unas 20 ppm para especies de enraizamiento fácil, hasta 200 ppm en las de enraizamiento más difícil.

Métodos en solución concentrada

En los extremos básales de las estaquillas, se aplican concentraciones de 500-1500 ppm en estaquillas herbáceas y madera suave, entre 1000 -3000 ppm en tejidos con leño, de 5000 a 10000 ppm para estacas de madera dura y semidura; además, la inmersión en soluciones concentradas deben ser muy rápidas con la ventaja de ser muy uniforme, consistente, fácil de usar y apropiado para realizar investigación y ensayos particulares.

E. Instalación de estaquillas en el medio de enraizamiento

Una vez que el sustrato está colocado y nivelado en el ambiente de propagación, se cuadricula el área a utilizar con ayuda de una regla, de acuerdo a los distanciamientos a sembrar (densidad de siembra), se realizan hoyos de entre 2 a 4 cm de profundidad dependiendo de la longitud total de la estaquillas y el tamaño del área foliar. Los hoyos tienen un diámetro cercano al a 1 cm, para evitar dañar los tejidos del corte de la estaquillas y el desprendimiento de la concentración de hormonas en el extremo basal de las estacas.

F. Manejo durante el enraizamiento

a. Manejo y monitoreo de las condiciones ambientales

La principal función de un ambiente de propagación es disminuir el estrés hídrico, manteniendo a las estacas bajo condiciones de mínimas variaciones ambientales, para ello es importante realizar el manejo, monitoreo y control de las condiciones medio ambientales y lograr un mejor enraizamiento de estaquillas con hojas. Hartmann y Kester (1995) afirman que para el éxito del enraizamiento de estaquillas con hojas es necesario temperaturas de entre 18 a 27 °C, atmosfera conducente a una baja pérdida de agua por las hojas (alta humedad relativa), cantidad de luz amplia pero no excesiva y medio de enraizamiento limpio, húmedo y bien aireado y drenado.

b. Control fitosanitario

A menudo se desarrollan crecimiento de algas, que se presenta como un revestimiento de color verde sobre la superficie del medio de enraíce, esto sucede con más incidencia en sistemas de propagación bajo niebla después de un período de operación; los problemas de enfermedades bajo condiciones de niebla generalmente no son serios, siempre y cuando, se mantenga las actividades de limpieza dentro de las cámaras, por ello es conveniente realizar tratamientos una vez por semana (Hartmann *et al.*, 1997).

2.3. Definición de términos básicos

Ácido Indol-3-butírico (AIB): Es una auxina sintética químicamente similar al Acido Indol-acético (AIA) que en la mayoría de las especies ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso como sustancia promotora del enraizamiento.

Auxina: Cualquiera de las hormonas o sustancias activadoras de crecimiento del tallo, raíz, la inhibición de yemas laterales, abscisión de

hojas y frutos, desarrollo de frutos y la activación de las células del cambiúm entre otros procesos.

Callo: Es el desarrollo del tejido cicatricial, en la parte del cambiúm por la rápida división de células parénquimaticas.

Estaquillas: Estaquilla suculenta, con hojas o parte de ellas, originada de rebrotes fisiológicamente juveniles, que dará origen a un árbol de crecimiento normal.

Fenotipo: Es la manifestación física de un rasgo genético, resultante de un genotipo específico y su interacción con el ambiente en el cual se desarrolla.

Invernaderos: Se puede definir al invernadero como un recinto cerrado o delimitado por una estructura de metal o madera, recubierta por vidrio o plástico en cuyo interior se desarrolla un cultivo en condiciones controladas.

Propagación vegetativa: Es la multiplicación de una planta a partir de una célula, un tejido, un órgano (raíces tallos, ramas, hojas).

2.4. Hipótesis

Hipótesis general

H_0 = Al menos una de las concentración de Ácido Indolbutírico aplicado a las estaquillas semileñosas de ***Theobroma grandiflorum***, se obtendrá mayor porcentaje de estaquillas enraizadas.

Hipótesis específicos

H_0 = Al menos una concentración de Ácido Indolbutírico, aplicado a las estaquillas semileñosas de ***Theobroma grandiflorum***, se logrará obtener mayor porcentaje de estaquillas enraizadas.

2.5. Variables

Variable independiente (X)

Concentraciones de AIB (0 ,1000 ppm, 3000ppm, 6000ppm).

Variable dependiente (Y)

El enraizamiento de estaquillas semileñosas de ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú).

- Porcentajes (%) enraizamiento.
- Porcentajes (%) de callos.
- Porcentajes (%) sobrevivencia.
- Número de brotes por estaquilla.
- Número de raíces por estaquilla.

CAPITULO III

3. METODOLOGÍA

3.1. Tipo y nivel de investigación

Tipo de investigación

El presente trabajo de investigación es de tipo pura o básica. En este caso se evaluó la respuesta de las estaquillas utilizando diferentes concentraciones de ácido Indolbutírico (AIB).

Nivel de investigación

Nivel de investigación explicativo.

3.2. Método de investigación

3.2.1. Ubicación del área Experimental

El trabajo experimental, se realizó en el vivero agroforestal de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía –UNIA. Ubicado en la carretera a San José km 0.5, distrito de Yarinacocha, provincia de Coronel Portillo y departamento de Ucayali. El clima de la región es cálido, húmedo y con lluvias concentradas en los meses de diciembre hasta mayo. Para ello se registraron las condiciones microambientales: temperatura media interna de 26.4 °C, humedad relativa media de 77.9 %. A una altitud de 154 msnm. (Fuente: elaboración propia)

3.2.2. Condiciones ambientales en la zona de estudio.

Los promedios climáticos registrados durante 8 años consecutivos en la ciudad de Pucallpa, indican que la temperatura promedio anual alcanzó 26.8 ˚C, la humedad relativa promedio anual fue de 84.1 % y la precipitación promedio anual 1824.3 mm (UNU, 2009). La zona presenta dos períodos muy marcados, en el primero denominado húmedo que abarca aproximadamente diez meses, iniciándose en el mes de septiembre y culmina en el mes de junio, período caracterizado por la excesiva humedad, debido a la alta precipitación que es mucho mayor que la evapotranspiración, resalta las precipitaciones del mes de febrero, abril y diciembre que son superiores a los 200 mm; el periodo seco abarca

aproximadamente dos meses, se inicia en el mes de julio y culmina en agosto, caracterizándose por que la precipitación es mucho menor que la evapotranspiración, esta brecha se acentúa en el mes de julio, que se le considera un mes muy seco (UNU, 2009).

Cuadro 02. Datos promedios de temperatura y humedad relativa en la ciudad de Pucallpa (2000 – 2008).

MESES	TEMPERATURA (ºC)	HUMEDAD RELATIVA (%)	PRECIPITACION (mm)
Enero	26.9	85.6	169.3
Febrero	26.8	86.8	233.2
Marzo	26.8	85.9	180.9
Abril	26.7	85.0	233.9
Mayo	26.2	85.3	123.4
Junio	25.7	85.6	101.0
Julio	25.7	84.7	67.0
Agosto	26.7	81.9	68.8
Septiembre	27.0	83.1	153.8
Octubre	27.8	82.0	118.5
Noviembre	27.6	82.7	160.0
Diciembre	27.2	80.7	214.5
Promedio	**26.8**	**84.1**	
Total			**1824.3**

Fuente: Estación Climatológica Principal UNU (2009)

En el siguiente cuadro 03, se muestran los resultados observados en la cámara de nebulización que se instaló para el desarrollo de la propagación de estaquillas de Copoazú.

Cuadro 03. Datos de temperatura y humedad relativa de la cámara de nebulización. Yarinacocha, Perú, 2014.

Mes	Semana	T° media	Humedad relativa
JUNIO	1	26.3	78.4
	2	27.1	80.2
	3	26.6	77.6
	4	25.7	75.7
Promedio		**26.4**	**77.9**

Fuente: Elaboración propia (2014)

3.2.3. Ejecución del experimento

A. Implementación y acondicionamiento de las camas de propagación

La camas de propagación vegetativa fueron constituidas por camas de material noble (ladrillo) resistente a alta humedad, las dimensiones de la cama de propagación fueron de 10 m de longitud, 1 m de ancho, y 0,70 m de alto; luego se forraron herméticamente con plástico transparente y un soporte de fierros de aluminio de 1/4 pulgadas de diámetro, la cual evitó la pérdida de humedad.

B. Preparación y desinfección del sustrato

Los sustratos fueron tamizados para lograr el tipo de arena deseada según la granulometría, empleando tamices; para arena fina se utilizó el tamiz Nº 40, obteniendo partículas entre 0.1- 2 mm de diámetro.

Se homogenizó el sustrato tamizándolo con un tamiz de 2 mm. Posteriormente se agregó agua en el sustrato, de manera que una vez cerrado el propagador, se crea un ambiente interior de alta humedad relativa. El sustrato fue desinfestado con hipoclorito de sodio (lejía) al 5.25 %.

C. Selección de plantación

La población total de plantas adultas de Copoazú, fueron de la parcela experimental del Instituto Nacional de Innovación Agraria-INIA. Ubicado en el Km 44 de la carretera Federico Basadre, entrando margen derecha al interior 7 km. Fueron 50 plantas, de las cuales se seleccionaron 34 plantas donantes al azar para la extracción del material vegetal de ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú), de acuerdo al cálculo de población y muestra.

D. Corte de la estaquillas

El corte de las estaquillas se realizó por arriba de cada nudo y se cortaron todas la hojas, el tipo de corte fueron recto. Para lograr la longitud adecuada, se usaron estaquillas con uno o más entrenudos.

E. Extracción y transporte del material

La especie utilizada fue ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú). La recolección de las estaquillas fueron extraídas de materiales de ramas plagiotrópicas sanas y vigorosas en horas de las 7.00 a 8.00 am, para luego ser cortados en sus dimensiones definitivas antes de la siembra. Se tomaron las medidas necesarias para mantener la turgencia del material durante el traslado como: Cortarlas en horas de la mañana, después se colocaron en un recipiente con agua y se envolvieron con papel dentro de plásticos para su transporte final.

F. Preparación y desinfección de estaquillas

Las estaquillas fueron extraídas de materiales de ramas plagiotrópicas sanas y vigorosas, para luego ser cortados en sus dimensiones definitivas

antes de la siembra. El proceso de instalación de las estaquillas se realizó en un solo día. Las estaquillas se cosecharon en horas de la mañana, luego se procedió a colocar las estaquillas en una solución desinfectante, compuesta de 15 g de Cupravit disueltas en 5 lt de agua, por 10 minutos. Siendo escurridas por 5 minutos sobre un ambiente de sombra (70 %). Con el fin de utilizar los mejores materiales de estaquillas se procedió a realizar el control de calidad, descartando todas aquellas estaquillas que presentaron algún defecto.

G. Preparación y aplicación de la hormona AIB

La preparación de las dosis hormonales se realizó en laboratorio de Manejo Integrado de Enfermedades, diluyendo la auxina en alcohol de (96 %): para preparar la solución de 1000 ppm (0.2 %), se disolvió 0.2 g de AIB en polvo en 200 ml de alcohol; 3000 ppm (0.6 %), se disolvió 0.6 g de AIB en polvo en 200 ml de alcohol ; 6000 ppm (1.2 %), se disolvió 1.2 g de AIB en polvo en 200 ml de alcohol , luego se depositaron en envases de vidrios sellados con papel de aluminio. El método de aplicación fue por inmersión, que consistió en introducir la base de la estaquilla por 60 segundos, en un vaso descartable conteniendo volumen de ácido Indolbutírico (AIB). Luego para la evaporación del alcohol se realizó mediante corriente de aire por 5 minutos antes de introducir la estaquilla en el medio de enraizamiento, con la finalidad que el alcohol se volatilice y pueda impregnarse solo la hormona en la base de la estaquilla. Se aplicaron las concentraciones de AIB a las estaquillas, de 1,000 ppm, 3,000 ppm y 6,000 ppm.

H. Distribución y establecimiento de las estaquillas dentro del propagador

Para la investigación se utilizaron un total de 4 tratamientos en un sólo sustrato (arena), con 3 repeticiones y 10 estaquillas semileñosas por unidad experimental. La instalación de las estaquillas se realizaron, haciendo 120 hoyos, la profundidad del hoyo fue 5 cm, posteriormente

cada uno fue colocado de forma vertical, presionando ligeramente con el mismo sustrato según la ubicación de los tratamientos. El espaciamiento entre estaquillas fueron de 10 x 20 cm.

I. Etiquetado

Las estaquillas fueron distribuidas de acuerdo al diseño experimental. Se etiquetaron en las plaquitas para que se identifiquen claramente los tratamientos y se mantuvieron varias copias del croquis del diseño.

J. Mediciones ambientales

Para el registro de datos climáticos de la humedad relativa y la temperatura del aire, se utilizaron equipo digital: termo higrómetro. Todas las evaluaciones se efectuaron tres veces al día durante todo el periodo que duro el experimento.

Para obtener los datos climáticos, se utilizaron termo higrómetro (Digital Radioshack; model: TX 76102) en la parte interior de la cámara de propagación. Estos datos se registraron (Cuadro 03), permitiendo realizar un seguimiento y controlar al microambiente de la cámara. Con los instrumentos mencionados se tomaron datos de temperatura (C°) y humedad relativa (%) en el interior del propagador (media, máxima, mínima), estos datos se registraron de (7.00am, 12.00pm y hasta 6:00 pm) desde la primera semana de haber establecido el ensayo, considerando la variación de la temperatura y humedad, dentro de la cámara.

K. Cuidados durante el periodo de propagación

Una vez que el propagador fue cerrado, se creó un ambiente interno de alta humedad, de tal manera que normalmente no se requirió cuidados adicionales. Se establecieron inspecciones regulares y se detectaron problemas patológicos en las estaquillas presentando síntomas de necrosis, los cuales fueron desinfectados con fungicidas sistémicos.

L. Monitoreo y control

Se realizó monitoreo al proceso de enraizamiento a una estaquilla de cada unidad experimental, una vez por semana, durante el proceso de evaluación, el propósito fue evidenciar el momento oportuno de enraizamiento.

M. Sombra

La sombra fue parcial, que redujeron la intensidad lumínica y la temperatura pero que permitió la fotosíntesis de las estaquillas. Se recomendaron niveles de sombra de 50-70 %. Por esa razón el área fue protegida con plástico, para proteger las estaquillas del viento y permitir el mantenimiento de una alta humedad relativa. Para así garantizar que exista sombra, y así reducir la temperatura dentro de los propagadores, esto se efectuaron utilizando mallas Rashe de 70 %, para disminuir la intensidad de luz.

N. Nebulización

Se nebulizaron por un tiempo determinado de tres minutos dependiendo de las condiciones climáticas por un periodo de dos veces al día.

3.2.4. Principales variables evaluadas

A. Porcentaje de enraizamiento (%)

Se evaluó al final de cada experimento, contándose el número de estaquillas enraizadas, en base al total de estaquillas utilizadas por tratamiento y por repetición. Se consideró una estaquilla enraizada aquella que presentó al menos una raíz de 0.5 cm (5 mm) o más de longitud (Santelices, 1998).

B. Porcentaje de callos y sobrevivencia (%)

Se realizó al final del experimento, contándose el número de estaquillas con callos y sobrevivientes, en base al total de estaquillas utilizadas por tratamiento y por repetición. Se consideró un callo completo, a partir de la formación horizontal de masa blanquecina no alongada, es decir, sólo protuberancias en forma de "roseta atrofiada" de 1 mm como mínimo (Mesen, 1993).

C. Número de raíces y brotes por estaquillas (Nº)

Se evaluó al final del experimento, contándose directamente el número de raíces y brotes en cada estaquilla en base al total de estaquillas utilizadas por tratamiento y por repetición.

3.3. Diseño de la investigación

3.3.1. Tratamiento estadístico

En el presente proyecto de investigación se utilizó el diseño estadístico completamente al azar (DCA), con 4 tratamientos: (0 ppm, 1,000 ppm, 3,000 ppm, 6,000 ppm), y tres repeticiones (10 estaquillas por repetición). Haciendo un total de 12 unidades experimentales.

El Modelo Matemático del Diseño fue:

$$Yij = \mu + Ai + Єij$$

Dónde:

Yij = Observación del estudio.

μ = Media general.

Ai = Efecto del i-ésima concentración de AIB.

Eij= Efecto del error experimental.

ANVA

FV	GL	
Tratamiento	3	a-1
Repetición	2	r-1
Error	6	(a-1)(r-1)-(a*r)-1
Total	11	(a*r)- 1

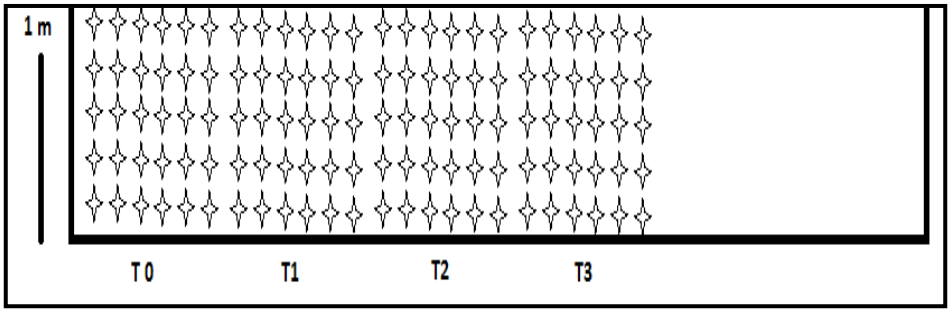


Figura 01. Croquis de instalación de las estaquillas, en la cama de enraizamiento.

3.4. Población y muestra

La población total de plantas adultas de Copoazú, fue del área experimental del Instituto Nacional de Innovación Agraria-INIA, fueron 50 plantas, de los cuales se seleccionaran 34 plantas donantes al azar, de acuerdo al cálculo de población y muestra. Obteniéndose 120 estaquillas semileñosas. Para calcular el tamaño de la muestra se utilizó la siguiente fórmula:

$$n = \frac{N\sigma^2 Z^2}{(N-1)e^2 + \sigma^2 Z^2}$$

Dónde:

n = El tamaño de la muestra.

N = Tamaño de la población.

D = Desviación estándar de la población que al no tener su valor, se utilizó un valor constante de 0,5.

Z = Valor obtenido mediante niveles de confianza. Es un valor constante que al no tener su valor, se tomó en relación al 95 % de confianza que equivalió a 1,96 (como más usual) o en relación al 99 % de confianza que equivalió 2,58.

e = Límite aceptable de error muestral que al no tener su valor, se utilizó un valor que varió entre el 1 % (0,01) y 9 % (0,09).

Aplicando la formula Fue:

n==(((50)*((0.05)^2)*((1.98)^2))/((501)*((0.01)^2)+((0.05)^2)*((1.98)^))

n = 34 plantas

3.5. Descripción y Técnicas e instrumentos de recolección de datos

La evaluación de los resultados, se obtuvieron a través de las observaciones y la medición de las variables en estudio. Se realizaron observaciones para determinar el número de estaquillas enraizadas, porcentaje de callos y raíces. Los resultados obtenidos se recopilaron en el formato de evaluación (ver Cuadro 7).

CAPITULO IV

4. RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1. Porcentaje de enraizamiento, callos y número de raíces por estaquillas

El siguiente cuadro muestra los resultados del porcentaje de enraizamiento, callos y número de raíces para los tratamientos de las concentraciones con ácido Indolbutírico en estaquillas de Copoazú, a los 60 días de instalados en la cámara de nebulización.

Cuadro 04. Porcentaje de enraizamiento, callos y número de raíces por estaquillas de Copoazú. Yarinacocha, Perú, 2014.

Concentración de Ácido Indolbutírico (ppm)	% de enraizamiento	% de callos	N° de raíces por estaquillas
0 ppm	0	0	0
1000 ppm	0	0	0
3000 ppm	0	0	0
6000 ppm	0	0	0

Observando el cuadro 04, podemos notar que los resultados obtenidos para el porcentaje de callos, raíces y número de raíces. Fueron negativos en todas las concentraciones de Ácido Indolbutírico estudiadas. Así mismo, en la cuarta semana de instalada las estaquillas, cerca del 70 % del total de la estaquillas empezaron a perder la coloración natural, deshidratación parcial y al cabo de sexta semanas, el 99 % de ellas empezaron a secarse, lo cual permitió sospechar que el estrés fisiológico sufrido por las estaquillas fue considerable, como lo menciona Mesén (1998). Como consecuencia, en los primeros 30 días la mayoría de las estaquillas más pequeñas se secaron y murieron; sufrieron una acelerada

descomposición de los tejidos epidérmicos en contacto con el sustrato, el cual es corroborado por Hartmann *et al.* (1987), y aquellas estaquillas en descomposición que comenzaron a desprenderse alrededor de la quinta semana, fueron retiradas para evitar las contaminaciones fúngicas.

Se sabe que la presencia de hojas en las estaquillas ejerce una fuerte influencia estimulante sobre la iniciación de raíces (Hartmann, 1987), debido a que es la primera vez que se ensaya con estaquillas de Copoazú y obteniéndose resultados negativos, tendría que considerarse la opción de cambiar el tipo de material propagativo por estaquillas semi leñosas con hojas.

Existen algunas especies que son difíciles de enraizar bajo cualquier condición, y pronto se deshidratan y mueren. (Hartmann, 1987), siendo necesario considerar la opción de cambiar por otra estrategia de propagación. La falta de enraizamiento del Copoazu pudo haber sido causado por varios factores tales como el manejo de la planta madre con el fin de obtener brotes juveniles, en buen estado nutricional, en la época y edad apropiada; la longitud y diámetro de las estacas, la presencia de hojas y yemas, tratamientos hormonales y las condiciones ambientales como la iluminación, temperatura, humedad relativa y sustrato enraizador, como lo indica Hartmann y Kester (1995).

El hecho de no obtener los resultados esperados no es particular de esta especie y sí de preocupación para varios autores ya que se han registrado trabajos con nula o baja cantidad de estacas enraizadas en diversas especies. Por este motivo, Asada y Shibata (2000) y Blakesley *et al*. (1991), citados por Muñoz (2011) sugirieron que los cambios estacionales modifican las hormonas de las plantas y esto podría ser un factor importante para el enraizamiento, por lo tanto debe tenerse en cuenta que las condiciones de iluminación, temperatura y humedad son clave en este proceso. No obstante el conocimiento tecnológico apropiado para la propagación vegetativa y los factores que influyen en su

enraizamiento como: tipo de sustrato, dosis hormonal, rasgos de morfotipo (área foliar, longitud y nivel de estaquilla juvenil) todavía son desconocidos para el ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú).

4.2. Número de brotes por estaquilla y porcentaje de sobrevivencia

El siguiente cuadro muestra los resultados del número de brotes por estaquillas y el porcentaje de sobrevivencia, para los tratamientos de concentración con Ácido Indolbutírico en estaquillas de Copoazú, a los 60 días de instalados en la cámara de nebulización.

Cuadro 05. Número de brotes por estaquillas y porcentaje de sobrevivencia de Copoazú. Yarinacocha, Perú, 2014.

Concentración de Ácido Indolbutírico (ppm)	Número de brotes/estaquillas	% de sobrevivencia
0 ppm	1	0
1000 ppm	0	0
3000 ppm	0	0
6000 ppm	0	0

Observando el cuadro 05, se nota que los resultados obtenidos para el número de brotes por estaquillas y el porcentaje de sobrevivencia, fueron negativos. No se localizaron estudios realizados para la especie de Copoazú que apoyen estos resultados y tampoco existen antecedentes específicos en propagación vegetativa a través de estaquillas para la especie de Copoazú. Sin embargo existen antecedentes para el género ***Theobroma***, por ejemplo, Faria y Sacramento (2003) citado por Soudré (2007) verificaron que el enraizamiento de algunos clones de cacao fueron superiores al 87 %, incluso para estaquillas sin tratamiento hormonal (concentraciones de AIB de 0 a 8000 ppm) bajo condiciones de

cámara de nebulización y que la emisión de raíces se inicia entre los 20 y 30 días después de instaladas. Soudré (2007) afirman que es posible propagar el clon TS188 utilizando mini estacas de 4 a 8 cm de longitud y en cámara de nebulización. Por otra parte, afirma que la sobrevivencia elevada lograda por los clones de cacao en ambientes controlados, no puede aún repetirse a gran escala. Además, se revisaron estudios realizados para la especie de forestales que apoyen estos resultados como es el caso del ishpingo que no tuvieron resultados óptimos por estudios realizados por Manta y Shwyzer en 1985, Pinedo en 1993, Pérez en 1998, INIA en 1998 y Tarnowski en 2003.

Así mismo, Pérez y Dreyfus (1996) obtuvieron 0 % de enraizamiento con estacas leñosas enraizadas de *Amburana cearensis*, con estacas de diámetro variado, utilizando como sustrato arena, e igualmente, Leví (1987), no logró enraizamiento alguno (0 %) al usar estacas leñosas de árboles de 15 a 20 años de edad, utilizando tres estimulantes de enraizamiento (AIB, AIA y ANA) con dosis de 0, 200, 400 y 800 ppm en cada uno.

Es posible que el hecho de tener 0 % de enraizamiento en ***Theobroma grandiflorum*** se deba a la presencia de sustancias fenólicas u oxidativas que provocan el necrosamiento de los tejidos, lo cual conlleva a la muerte celular.

Al respecto, se realizó cortes anatómicos de las estaquillas de ***Theobroma grandiflorum***, los cuales se muestran a continuación.

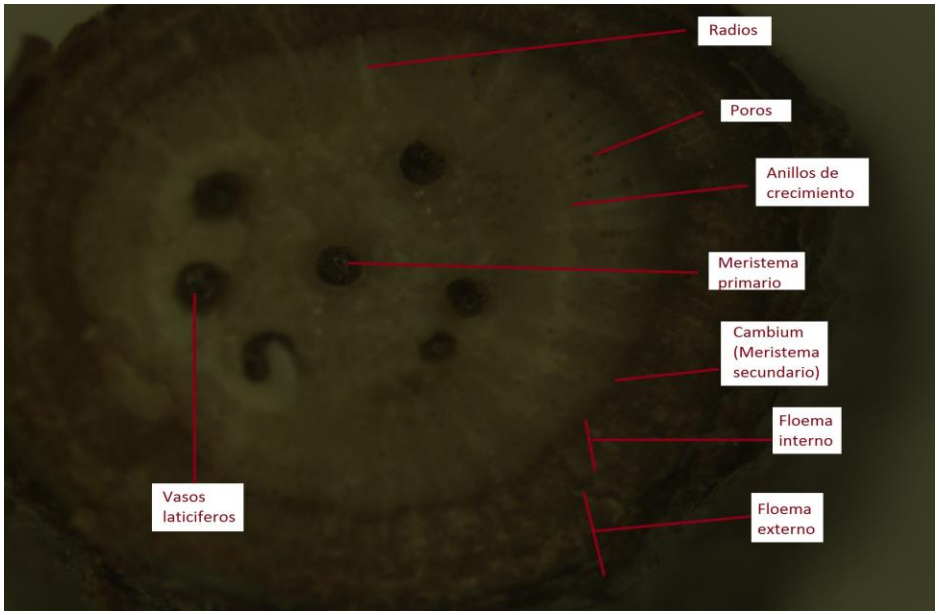


Figura 02. Corte anatómico de las estaquillas de ***Theobroma grandiflorum*.**

Observando la figura 02, se muestran las estructuras principales que presentan las estaquillas del Copoazú, notándose la presencia de vasos laticíferos, que emanan látex, el mismo que podría provocar la concentración de sustancias fenólicas u oxidativas que provocan el necrosamiento de los tejidos y la inhibición del Ácido Indolbutírico aplicado a las estacas, como se muestra en la siguiente figura.

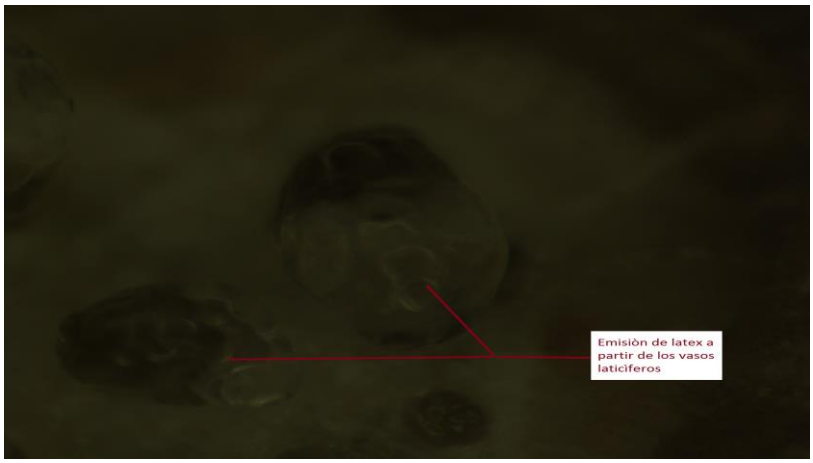


Figura 03. Vasos laticíferos emitiendo látex.

De acuerdo a estos hallazgos anatómicos que presentan las estaquillas de ***Theobroma grandiflorum***, la presencia de sustancias fenólicas u oxidativas son principales factores que provocan el necrosamiento de los tejidos al estrés oxidativo y se le ha relacionado con el desencadenamiento de otros desordenes fisiológicos, morfológicos, epigenéticos (Cassells y Curry 2001, van Staden *et al.* 2006, citados por Azofeifa, 2009).

Es posible que estos resultados sean el reflejo del mayor contenido de sustancias de reserva y suculentas en las estaquillas de Copoazú de menor diámetro. En el caso de estaquillas leñosas, el enraizamiento tiene éxito porque en el interior se almacenan suficientes reservas de carbohidratos, auxinas y cofactores. Este rasgo sería muy importante a considerar en la optimización no solo del proceso de enraizamiento, sino también del crecimiento y desarrollo futuro de los plantones propagados vegetativamente. Mesen (1998), indica que a lo largo de un brote se presentan gradientes hídricos, hormonales, de nutrientes e inhibidores de enraizamiento, variaciones en diámetro y longitud del entrenudo; se puede utilizar estacas provenientes de varias posiciones a lo largo del brote, aunque siempre hay que descartar el entrenudo apical por ser demasiado suculento y susceptible al marchitamiento, del mismo modo los entrenudo básales muy lignificados que muestran mayor dificultad para la iniciación de las raíces.

Debido a que las estaquillas leñosas y semileñosas presentan reservas en su interior, se almacenan suficientes carbohidratos, auxinas y cofactores, existe una mayor posibilidad de lograr mayor número de callos, brotes y enraizamiento con el uso de estacas con mayores diámetros y longitud. Por esa razón, algunos autores afirman que para ciertas especies las estaquillas de mayor tamaño forman callos, brotes y enraízan mejor que las de menor tamaño, pero existen algunas

excepciones, que intervienen en el proceso de formación de raíces y brotes (Baggio 1982).

Según las experiencias demostradas en los experimentos el uso de estaquillas no resultó apropiado en esta especie, esto se debe a que el material propagativo seleccionado no es lo apropiado porque no influyó en el éxito de enraizamiento y sobrevivencia de las estaquillas. Estos resultados demuestran que el tipo de estaca seleccionada es un factor clave y determinante para propagación.

Las estaquillas tienden a perder la capacidad de reserva a medida del transcurso del tiempo y luego empiezan a aparecer síntomas previos a la muerte por deshidratación, seguido la pudrición de la base de la estaquilla, siendo de apariencia húmeda y de color oscuro necrosado con un progresivo avance por la parte lateral del tallo de la estaquilla.

CONCLUSIONES

De acuerdo a las condiciones en las que se desarrolló el experimento se concluye:

- Se evaluó el efecto de cuatro concentraciones del ácido indolbutírico (0, 1000, 3000 y 6000 ppm), en el enraizamiento de estaquillas semileñosas de ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazu), se obtuvo 0 % enraizamiento, sobrevivencia, callos, número de raíces y brotes por estaquillas.

- Factores como el tipo de sustrato, condiciones de iluminación, temperatura y humedad excesiva, dosis hormonal, rasgos de morfotipo, la falta de un adecuado propagador para nebulizar y las aperturas continuas del nebulizador, pudieron influenciar en la obtención de respuestas negativas para el proceso del enraizamiento de las estaquillas semileñosas de ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú).

- Se realizó cortes anatómicos en estaquillas semileñosas de ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú), donde se observó la presencia de vasos laticíferos, que emanan látex, el mismo que podría provocar la concentración de sustancias fenólicas u oxidativas que provocan el necrosamiento de los tejidos, que pudieron influenciar en la obtención de respuestas negativas para el proceso del enraizamiento.

RECOMENDACIONES

De acuerdo a las conclusiones, se recomienda lo siguiente:

- Estudiar el efecto de diferentes sustratos durante el experimento, así como el control de las condiciones ambientales como temperatura, humedad y riego.

- Realizar propagación vegetativa utilizando estacas semileñosas con hojas en el enraizamiento mediante sistemas de cámara de nebulización, subirrigación y campo abierto.

- Realizar investigaciones en propagación vegetativa por estacas y estaquillas en especies de frutales nativos, utilizando cámaras de nebulización y sub-irrigación e orientadas a la producción masiva de plantones.

BIBLIOGRAFIA

ADDISON, G.; TAVARES, R. Observações sobre as espécies do gênero *Theobroma* que ocorrem na Amazônia. Belém: IAN, 1951. 42p. (IAN. Boletim Técnico, 25).

ALDANA, M. La multiplicación por estaca o enraizamiento de ramilla. Una excelente alternativa para la reproducción asexual o vegetativa del cultivo del cacao. MIDAS de USAID. 60 p.

AZOFEIFA, A. 2009. Problemas de oxidación y oscurecimiento de explantes cultivados in Vitro. Agronomía Mesoamericana 20(1): 153-175. 2009. ISSN: 1021-7444.

BAGGIO, A. 1982. Establecimiento, manejo y utilización del sistema agroforestal cercos vivos de *Glincidia sepium* en Costa Rica. Tesis Mag. Sc. Turialba.C.R. UCR/CATIE. 91p.

CALZADA, J. 1993. 143 frutales nativos. Edic. UNALM. 366 p. 158

CARRERA, M.V 1977. La propagación vegetativa en el género Pinus. Ciencia forestal (Méx.) 2 (7): 3 – 29 p.

CAVALCANTE, P. B. Frutas comestíveis da Amazônia. Belém: CEJUP, 1991. 279p.

CRONQUIST, A. An integrated system of classification of flowering plants. New York: Columbia University Press, 1981. 1262p.

CUCULIZA, P. 1956. Propagación de plantas; P. L. Villanueva s.a; Lima, Perú. 289 p.

DE LA FUENTE F., D. 1999. Flora dermoagresíva de Canarias. Tesis Doctoral, Universidad de la Laguna.

DÍAZ, E. 1991. Técnicas de enraizado de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. y *Gmelina arbórea* L. Tesis Magister Scientiae. CATIE. Costa Rica. 111 p.

GISPERT. 1984. Frutales y bosque. Biblioteca Práctica Agrícola y Ganadera. Tomo 3. Ediciones OCEANO. Barcelona – España.204 p.

GUTIÉRREZ, R. A. 1969. Especies frutales nativos de la selva del Perú; estudio botánico y de propagación por semillas. TESIS. UNA. La Molina. Lima. pp. 86-91.

HARTMANN, H., KESTER, D. 1968. Plant propagation, principles and practices. 2 ed. Eglewood cliffs, N.J. EE.UU, practice Hall. 702 p.

HARTMANN, H., KESTER, D. 1980. Propagación de plantas, principios y prácticas. México D.F. 814 p.

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; KESTER, D. 1995. Propagación de plantas. Principios y prácticas. 4ª ed. Continental. México. 760p.

HARTMANN, H; KESTER, D; DAVIES, F; GENEVE, R. 1997. Plant propagation. Principles and practices. 6th ed. New Jersey. Prentice Hall. 233 p.

HARTMANN, H.T., KESTER, D. E. 1987. Propagación de plantas. Principios y prácticas. Compañía Editorial Continental, S.A. de C.V., México, pp: 760.

IBGE (Rio de Janeiro, RJ). Tabelas de composição de alimentos. Rio de Janeiro: 1981. 213p. (IBGE. Estudo nacional de despesa familiar, v.3: Publicações Especiais, t.1).

LEAKEY, R. R. B. 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, 110-113.

LECOURT, M. 1981. El estaquillado, guía práctica de la multiplicación de plantas. Ed. Mundi-Prensa. España. 77 p.

LEVí, Y. 1987. Propagación de estacas de tornillo (Cedrelinga cateniformis Ducke) con aplicación de estimulantes del enraizamiento bajo condiciones de Tingo María. Tesis Ing. Recursos naturales renovables. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Facultad de Recursos Naturales Renovables. 113 p.

LOACH, K. 1988. Water relations and adventitious rooting. In Adevntitious root formation in cuttings. Ed. By T.D. Davis; B.E. Haissig; N.B. Sankhla. Portland, Or. EE.UU., Disocorides Press.102-116 p.

MANTA M. Y SHWYZER. 1985. Propagación por estacas de trébol (*Amburana cearensis*). Ministerio de agricultura y ganadería; Servicio Forestal Nacional, sección investigación forestal. Centro forestal Alto Paraná. Paraguay. 8pg.

MESEN, 2008. Informe de Capacitación Técnica sobre Propagación Vegetativa al Proyecto PROVEFOR. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), Fondo para la Innovación Ciencia y tecnología (FINCyT). Ucayali, Pucallpa. 25 p.

MESÉN, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. Serie Técnica. Manual Técnico No. 30. Turrialba, CR. CATIE. Proyecto de Semillas forestales-PROSEFOR. 36 p.

MESEN, F. 1993. Vegetative propagation of Central American hardwoods. Thesis Ph.D. Edinburgh, Scotland, University of Edinburgh. Institute of Terrestrial Ecology. 231 p.

MUÑOZ, F., H. J. OROZCO G., G. GARCÍA M., J. CORIA A., V.M. SALGADO G., R. SANTIAGO M DEL R. 2011. Época de colecta y tratamientos para enraizamiento de estacas de cirimo Tilia mexicana Schlecht. (Tilaceae). Revista Mexicana de Ciencias Forestales. Vol. 2(3):13-24.

MURILLO, O; ROJAS, J; BADILLA, Y. 2003. Reforestación clonal. Escuela de Ingeniería forestal del Instituto Tecnológico de Costa Rica. Cartago. Costa Rica.

NUÑEZ, Y. 1997. Propagación vegetativa del cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); pilón (*Hyeronima alchorneoides*, Allemo) y surá (*Terminalia oblonga*, Ruiz & Pavon) mediante el enraizamiento de estacas juveniles. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. 172 p. [En línea]. CATIE.http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0488e/A0488e.pdf# pagemode=bookma, documentos, 20 Julio 2008).

PÉREZ, F., DREYFUS, R. 1996. Propagación de Plantas Medicinales. Informe 1993 – 1997. Universidad Nacional de Ucayali. Facultad de Ciencias Agropecuarias. 17-2

PIERIK, R.L.M. 1990. Cultivo in vitro de las plantas superiores. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, pp: 326.

PRANCE, G.T.; SILVA, M.F. 1975. da. Árvores de Manaus. Manaus: INPA, 1975. 312p.

PUENTE, L. 2008. Validación clonal de plantas madres promisorias de *Myrciaria dubia* (HBK. Mc. Vaugh) “camu camu arbustivo” en cámaras de sub irrigación en Ucayali. Tesis Ing. Recursos Naturales Renovables Mención en Forestales. Facultad de Recursos Naturales Renovables Mención Forestales. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Perú.

QUIJADA R.M 1980. Métodos de propagación vegetativa. En mejora genética de árboles forestales. FAO. DANIDA. Roma.341 pg. Vargas H., J.J. 1982. Aplicación de cultivos de tejidos en la propagación vegetativa de especies forestales. Ciencia Forestal, INIF. Vol. 7(39):44-64.

RAMOS, A. 2004. Propagación vegetativa de *Sequoia sempervirens* (D. Don) Ende, a través de estacas. Memoria para optar al Título Profesional de

Ingeniero Forestal. Facultad de ciencias forestales escuela de ciencias forestales. Universidad de chile. 25- 40 p.

ROJAS, S; GARCIA, J; ALARCÓN M. 2004. Propagación asexual de plantas. Conceptos básicos y experiencias con especies amazónicas. Ed. Produmedios. Colombia. 56 p.

SANTELICES, R. 1998. Propagación vegetativa del Hualo, (*Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser), mediante estacas procedentes de rebrotes de tocón. Tesis Magister en Ciencias Forestales, Mención Manejo Forestal. Escuela de Postgrado. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad de Chile. 93 p.

SODRÉ, G.A. 2007. Sustratos e estaquia na producao de mudas de cacaueiro. Tesis Doctoral en Agronomía. Universidad Estadual Paulista. Facultad de Ciencias Agrarias y veterinarias, p. 63.

STRASBURGUER, E. 1994. Tratado de botánica. Omega, Barcelona.

UNU, 2009. Universidad Nacional de Ucayali. Estación meteorológica. Datos climáticos de ocho años en la zona de Pucallpa, Perú.

VEKHOV, N. K. 1941. Vegetative propagation of trees and shrubs by jeans of sumer cuttings. Bull. Appl. Bot. And Plant Breeding. Suppl. 61: 1 – 247.

WEAVER, R. J. 1976. Reguladores del crecimiento de las Plantas en la agricultura. Editorial Trillas. México. 622 p.

XAVIER, A.; DOS SANTOS, GA; DE OLIVEIRA, M.L. 2003. Enraizamento de miniestaca

ZANONI, C. 1975. Propagación vegetativa por estacas de ocho especies forestales. Tesis Magister Scientiae. CATIE. Costa Rica.

ZOBEL, B; TALBERT, J. 1988. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. Edit. LIMUSA. ed. 545 p.

ANEXOS

Cuadro 06. Definición Operacional de las Variables

VARIABLES		INDICADORES E ÍNDICES
Independientes	**Concentraciones de AIB** 0 ppm 1000 ppm 3000 ppm 6000 ppm	Capacidad Fotosintética, Toxicidad, Capacidad de Impregnación
Dependientes	Factores de Enraizamiento (X)	
	Número de raíces (X1)	Conteo de raíces
	Porcentajes de callos (X2)	Número Callos
	Porcentaje de pudrición del tallo y/o raíz. (X3)	% Estaquillas afectadas
	Porcentaje de brotes aéreos (X4)	% Hojitas nuevas
	Condición de desarrollo (X5)	Vigorosa, media, inferior
	Porcentaje de sobrevivencia(X6)	% Estaquillas vivas netas

Cuadro 07. Modelo de instrumentos de la investigación

FORMATO DE EVALUACIÓN										
ESPECIE: Copoazú				Fecha:		Hora:				
TRATM.	REPETC.	UNIDAD EXPER.	VIVO O MUERTO	PRESENCIA DE RAIZ		BROTES		CALLOS	RAICES Y BROTES	OBSERVACIÓN
				NUMERO	LONGITUD	NUMERO	LONGITUD	NUMERO		

Cuadro 08. Matriz de Correlación

Problema	Objetivos	Justificación	Variables	Hipótesis	Metodología
➢ **Problema** **General:** ¿Cuál es el efecto de cuatro concentraciones del ácido Indolbutírico (AIB), en el enraizamiento de estaquillas semileñosas de ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú). ➢ **Problemas Específicos:** ¿Cuál es el efecto del ácido indolbutírico de cuatro concentraciones en el enraizamiento de estaquillas semileñosas de ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú).	➢ **Objetivo** **General:** Evaluar el efecto de cuatro concentraciones del ácido Indolbutírico (AIB), en el enraizamiento de estaquillas semileñosas de ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú). ➢ **Objetivos Específicos:** Determinar el efecto de cuatro concentraciones del ácido Indolbutírico (AIB), en el enraizamiento de estaquillas semileñosas de ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú).	Dentro de las especies de frutales, se encuentra el ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú). La producción de plantones de Copoazú procedentes de semillas, no aseguran plantas de alto valor genético, debido a su alta variabilidad genética, generando a largo plazo, plantaciones con diferente comportamiento de crecimiento vegetativo. La propagación vegetativa por estacas garantiza la estabilidad de los caracteres fenológicos y genéticos de la especie, la producción de gran cantidad de material propagativo durante todo el año, de manera constante y permanente, siendo una solución eficiente frente al problema del desconocimiento de técnicas de propagación asexual de plantones de ***Teobroma grandiflorum*** (Copoazú). Además, estos métodos pueden adaptarse a las condiciones económicas del pequeño y mediano productor. El presente trabajo de investigación nos permite visualizar desde una vista óptica el desarrollo de una tecnología de propagación más eficiente, porque permite colaborar y aportar a la ciencia. También se pretende conocer la respuesta de las concentración utilizando	**Variable independiente (X):** Concentraciones de AIB (0 ,1000 ppm, 3000 ppm, 6000 ppm). **Variable dependiente (Y):** El enraizamiento de estacas semileñosas de ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú). porcentajes (%) enraizamiento. porcentajes (%) callos -N° de raíces por estaquilla.	**Hipótesis General:** H_0 = Al menos una de las concentración del ácido Indolbutírico (AIB), aplicado a las estaquillas semileñosas de ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú), se obtendrá mayor porcentaje de estaquillas enraizadas. **Hipótesis Específicas:** H_0 = Al menos una concentración de ácido Indolbutírico (AIB), aplicado a las estaquillas semileñosas de ***Theobroma grandiflorum*** (Copoazú), se logrará obtener mayor porcentaje de estaquillas enraizadas.	**Tipo de investigación:** pura o básica **Nivel de investigación:** Nivel explicativo o básico. **Método de Investigación:** Evaluación directa y experimental. **Población y muestra** La población total de plantas adultas de Copoazú, fue del área experimental del Instituto Nacional de Innovación Agraria-INIA, fueron 50 plantas, de los cuales se seleccionaran 34 plantas donantes al azar, de acuerdo al cálculo de población y muestra. Obteniéndose 120 estaquillas semileñosas. **Técnicas e instrumentos de recolección de datos:** La evaluación de la mayoría de los datos se

		(AIB). Realizar el proyecto de tesis será una alternativa y una iniciativa importante para generar conocimientos de propagación más apropiados, para que todos los productores, empresarios, institutos de investigación y universidades hagan uso de los conocimientos en beneficio de la sociedad. La propagación vegetativa es importante porque permite la 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, 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 (Mesen, 1998). La propagación vegetativa a través de estacas en especies de frutales de la amazonia peruana es una alternativa para planes de conservación de especies en peligro de extinción y para el repoblamiento agroforestal con fines comerciales, frente a los inconvenientes actuales de propagación por semilla botánica.			realizará al final de cada ensayo. **Tratamiento estadístico:** En el presente proyecto de investigación se utilizará el diseño estadístico completamente al azar (DCA), conteniendo los siguientes tratamientos: (0 ppm, 1000 ppm, 3000 ppm, 6000 ppm), con tres repeticiones (10 estaquillas por repetición).

ICONOGRAFIA



Figura 04. Implementación y acondicionamiento de las camas de propagación.



Figura 05. Preparación y desinfección del sustrato.



Figura 06. Plantación de Copoazú.



Figura 07. Extracción y transporte del material vegetativo.



Figura 08. Preparación y aplicación de la hormona AIB.



Figura 09. Distribución y establecimiento de las estaquillas dentro del propagador.



Figura 10. Monitoreo y control.



Figura 11. Evaluación del porcentaje de enraizamiento, callos y número de raíces por estaquillas en (%).



Figura 12. Estaquillas de Copoazú a los 10 días.



Figura 13. Estaquillas con brote a los 15 días.

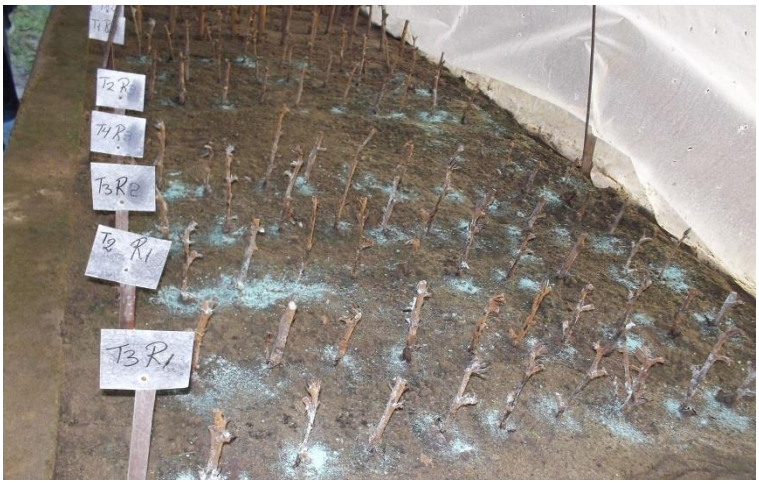


Figura 14. Estaquillas de Copoazú con 0 % de enraizamiento a los 60 días.



Figura 15. Estacas de Copoazú con 0 % de enraizamiento.