UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI

FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES Y AMBIENTALES

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA FORESTAL

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI
VICERRECTORADO DE INVESTIGACIÓN
DIRECCIÓN GENERAL DE PRODUCCIÓN INTELECTUAL
23/01/17
OFICINA EJECUTIVA DE BIBLIOTECA Y PUBLICACIONES

TÍTULO DE LA INVESTIGACIÓN

"SELECCIÓN Y EFECTO DEL *ÁCIDO-3-INDOLBUTÍRICO* EN LA PRODUCCIÓN DE CLONES DE *Simarouba amara Aubl* (*Marupa*), EN PUCALLPA-PERU".

TESIS
PARA OPTAR EL TÍTULO DE:

INGENIERO FORESTAL

AUTOR:

Bach. FRANK GERMAN CORDOVA FLORES

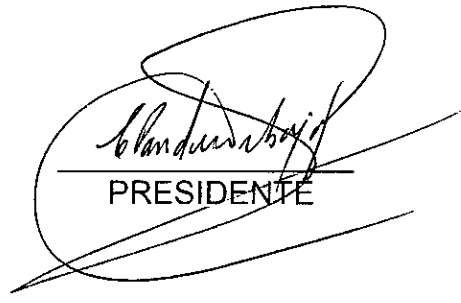
Pucallpa-Perú

2016

ACTA DE APROBACIÓN

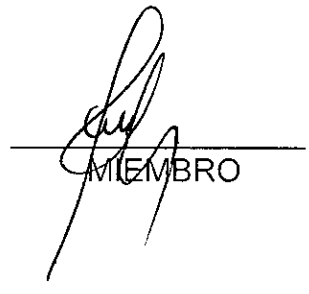
Esta tesis fue sometida a consideración para su aprobación ante el jurado evaluador de la Facultad de Ciencias Forestales y Ambientales, integrado por los siguientes catedráticos:

Dr. Carlos Panduro Carbajal



PRESIDENTE

Dr. Ruben Manturano Pérez



MIEMBRO

Dr. Marco Antonio Chota Isuiza



MIEMBRO

Dr. Jorge Mori Vásquez



ASESOR

Bach. Frank Germán Córdova Flores



TESISTA

DEDICATORIA

A Dios y a Jesucristo, por darme la vida, las fuerzas y la sabiduría necesaria para cumplir una de mis grandes metas.

A mis padres German y Marjorie, por su apoyo económico, moral, por sus consejos, su aliento, su perseverancia, su lucha, su paciencia y su amor de haberme criado con los valores necesarios para que hoy vea a su hijo orgullosos de sí.

A mi hermana Karen por su asesoramiento, sus consejos y sabiduría, a mi hermana Marjorie por bajar el volumen del televisor cuando redactaba la tesis, por su apoyo en todo el proceso de la investigación.

A mi amor, Wendy.

AGRADECIMIENTO

A la UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI, por haberme brindado todo el respaldo logístico, la oportunidad de ejecutar la presente investigación y su respectivo financiamiento.

Al Dr. Jorge Mori Vasquez, asesor principal de esta investigación, por darme sus valiosos aportes científicos, su dedicación, tiempo, orientación y constancia en todo el proceso de la ejecución de la presente investigación.

A mi hermana Ing. M.Sc. Karen Stephany Cordova Flores, co-asesora de esta investigación, por sus aportes científicos y estadísticos.

INDICE GENERAL

Página

DEDICATORIA.....ii

AGRADECIMIENTO.....iii

INDICE GENERAL.....iv

LISTA DE ANEXOS.....ix

LISTA DE CUADROS.....xii

LISTA DE FIGURAS.....xiii

ICONOGRAFÍA.....xiv

RESUMEN.....xvi

SUMARY.....xvi

INTRODUCCIÓN.....1

CAPITULO I: OBJETIVOS E HIPOTESIS.....3

1.1 OBJETIVOS.....3

1.1.1. OBJETIVO GENERAL.....3

1.1.2. OBJETIVOS ESPECIFICOS.....3

1.2 HIPOTESIS.....4

CAPITULO II: MARCO TEORICO.....5

2.1 ANTECEDENTES DEL PROBLEMA.....5

2.1.1. Resultados de propagación vegetativa en especies Forestales.....5

2.1.2 Trabajos hechos sobre Selección del material genético....10

2.2 CARACTERISTICA DE LAS ESPECIES Y ACIDO EN ESTUDIO.12

2.2.1. Descripción de Marupa 12

2.2.1.1. Clasificación taxonómica.....12

2.2.1.2. Características Ecológicas..... 12

2.2.2 Descripción del ácido 3-indolbutírico..... 16

2.2.2.1. Preparación y conservación..... 16

2.2.2.2 Carácter hormonal..... 17

2.2.2.3 Uso en cultivos de tejidos vegetales y en propagación por estacas..... 17

2.3 PLANTEAMIENTO TEÓRICO DEL PROBLEMA.....19

2.3.1 Mejoramiento genético forestal..... 19

2.3.2 Métodos de selección..... 19

2.3.3 Selección del material genético..... 20

2.3.4 Propagación Vegetativa..... 21

2.3.5 Importancia de la Propagación Vegetativa..... 22

2.3.6 Propagación Vegetativa a traves de estacas..... 23

2.3.7 Reguladores de Crecimiento.....25

2.3.8 Tipos de reguladores de crecimiento..... 28

2.3.9 Factores que condicionan el enraizamiento de estacas... 30

2.3.9.1 Edad de la planta madre (factor de juvenilidad)..... 30

2.3.9.2 Sección de la planta madre para la obtención de estacas..... 30

2.3.9.3 Factor de Juvenilidad de la Estaca..... 31

2.3.9.4 Superficie foliar de la estaca..... 32

2.3.9.5 Efecto de la luz..... 33

2.3.9.6 Efecto de la temperatura ambiental y temperatura del sustrato.....35
2.3.9.7 Humedad relativa.....36
2.3.9.8 Medio de enraizamiento..... 38
2.3.9.9 Sistemas De Propagación..... 41
2.4 DEFINICIÓN DE TÉRMINOS BÁSICOS..... 43
CAPITULO III: MATERIALES Y METODOS.....46
3.1. LUGAR DE EJECUCIÓN 46
3.2. DESCRIPCIÓN DEL ÁREA EXPERIMENTAL.....47
3.2.1. Clima.....47
3.3. MÉTODO DE INVESTIGACIÓN.....47
3.4 DISEÑO EXPERIMIENTAL..... 47
3.5. POBLACIÓN Y TAMAÑO DE MUESTRA.....48
3.6 MATERIALES Y EQUIPOS.....48
3.6.1. Material y Equipo Experimental.....48
3.6.1.1. Selección del material genético..... 49
3.6.1.2. Propagación..... 49
3.6.2. Material y Equipo de Gabinete 49
3.7. VARIABLES..... 50
3.7.1. Para la propagación vegetativa..... 50
3.7.2. Para la propagación vegetativa.....50
3.8 EJECUCIÓN DEL EXPERIMENTO..... 51
3.8.1. Construcción y preparación de la cámara de sub irrigación..51
3.8.2. Selección del material genético y codificación..... 52
3.8.2.1. Características de la parcela.....52

3.8.3. Obtención de la Progenie (Brotes)..... 53

3.8.4. Preparación de las estacas, extracción y transporte..... 54

3.8.5. Aplicación de la hormona Ácido 3-indolbutírico (AIB)..... 55

3.8.6 Establecimiento de las estacas dentro del Propagador..... 55

3.8.7. Cuidados durante el periodo de propagación..... 56

3.8.8. Procedimiento de recolección de datos..... 56

3.8.8. 1. Selección del material genético..... 56

3.8.8.2. Propagación vegetativa de estacas juveniles..... 57

3.8.9 Análisis de datos..... 58

CAPITULO IV: RESULTADOS Y DISCUSION..... 60

4.1. SELECCIÓN DEL MATERIAL GENETICO..... 60

4.1.1. Evaluación Cuantitativa..... 60

4.1.1.1. Diámetro (mm)..... 60

4.1.2. Evaluación Cualitativa 61

4.1.2.1 Estado Fitosanitario (tocón)..... 61

4.1.3. Características de los individuos seleccionados para propagar por estacas..... 62

4.2. Propagación vegetativa de estacas juveniles..... 63

4.2.1. Porcentaje de supervivencia de estacas..... 63

4.2.2. Número y longitud de raíces por tratamiento 65

4.2.3. Número y longitud de brotes por tratamiento..... 67

4.2.4. Número y porcentaje de estacas por tratamiento con raíces, brotes y callos..... 68

4.2.5 Correlación de la longitud de brotes con la formación de raíces en las estacas *Simarouba amara Aubl* (Marupa)..... 72

CAPITULO V: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....74

5.1 CONCLUSIONES.....74

5.2 RECOMENDACIONES.....75

CAPITULO VI: BIBLIOGRAFIA.....76

ANEXOS..... 83

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1 : Formato de Evaluación del Estado de la parcela para Selección Forestal (material genético).

Anexo 2 : Formato de Evaluación del origen de las estacas extraídas de su tocón en la parcela.

Anexo 3 : Formato de Evaluación Final en propagación vegetativa.

Anexo 4 : Test de normalidad de Shapiro-Wilk, Sobrevivencia.

Anexo 5 : Test de Grubbs/ESD, verificando si los puntos atípicos desvirtuaran el ANOVA, Sobrevivencia.

Anexo 6 : Análisis de varianza (ANOVA) entre tratamientos, se acepta la hipótesis nula, Sobrevivencia.

Anexo 7 : Test de normalidad de Shapiro-Wilk, Numero de raíces.

Anexo 8 : Test de Grubbs/ESD, verificando si los puntos atípicos desvirtuaran el ANOVA, Numero de raíces.

Anexo 9 : Test de Kruskal-Wallis, Análisis de varianza entre tratamientos para datos no paramétricos, se acepta la hipótesis nula, Numero de raíces.

Anexo 10 : Test de normalidad de Shapiro-Wilk, Longitud de raíces.

Anexo 11 : Test de Grubbs/ESD, verificando si los puntos atípicos desvirtuaran el ANOVA, Longitud de raíces.

Anexo 12 : Test de Kruskal-Wallis, Análisis de varianza entre tratamientos para datos no paramétricos, se acepta la hipótesis nula, Longitud de raíces.

Anexo 13 : Test de normalidad de Shapiro-Wilk, Numero de brotes.

Anexo 14 : Test de Grubbs/ESD, verificando si los puntos atípicos desvirtuaran el ANOVA, Numero de brotes.

Anexo 15 : Análisis de varianza (ANOVA) entre tratamientos, se acepta la hipótesis nula, Numero de brotes.

Anexo 16 : Test de normalidad de Shapiro-Wilk, Longitud de brotes.

Anexo 17 : Test de Grubbs/ESD, verificando si los puntos atípicos desvirtuaran el ANOVA, Longitud de brotes.

Anexo 18 : Análisis de varianza (ANOVA) entre tratamientos, se acepta la hipótesis nula, Longitud de brotes.

Anexo 19 : Test de normalidad de Shapiro-Wilk, Porcentaje de enraizamiento.

Anexo 20 : Test de Grubbs/ESD, verificando si los puntos atípicos desvirtuaran el ANOVA, Porcentaje de enraizamiento.

Anexo 21 : Test de Kruskal-Wallis, Análisis de varianza entre tratamientos para datos no paramétricos, se acepta la hipótesis nula, Porcentaje de enraizamiento.

Anexo 22 : Test de normalidad de Shapiro-Wilk, Porcentaje de brotes.

Anexo 23 : Test de Grubbs/ESD, verificando si los puntos atípicos desvirtuaran el ANOVA, Porcentaje de brotes.

Anexo 24 : Análisis de varianza (ANOVA) entre tratamientos, se acepta la hipótesis nula, Porcentaje de brotes.

Anexo 25 : Test de normalidad de Shapiro-Wilk, Porcentaje de callos.

Anexo 26 : Test de Grubbs/ESD, verificando si los puntos atípicos desvirtuaran el ANOVA, Porcentaje de callos.

Anexo 27 : Análisis de varianza (ANOVA) entre tratamientos, se acepta la hipótesis nula, Porcentaje de callos.

Anexo 28 : Fotografía Satelital de la ubicación del área de trabajo.

Anexo 29 : Evaluación cuantitativa, cualitativa, identificación y preparación del material genético en la parcela de *Simarouba Amara* Aubl(Marupa).

Anexo 30 : Extracción de las estaquillas para el experimento.

Anexo 31 : Procedimiento metodológico de la instalación del ensayo.

LISTA DE TABLAS

Tabla 1 : Distribución del diámetro por categoría.

Tabla 2 : Estado fitosanitario del tocón.

Tabla 3 : Características de los individuos seleccionados.

Tabla 4 : Número y porcentaje de supervivencia de estacas.

Tabla 5 : Numero de raíces por tratamiento.

Tabla 6 : Longitud de raíces por tratamiento. (cm)

Tabla 7 : Número de brotes por tratamiento.

Tabla 8 : Longitud de brotes por tratamiento (cm).

Tabla 9 : Estacas con raíz, con brotes y con callos en número y porcentaje.

Tabla 10 : Correlación de Spearman con un nivel de significancia de 5%.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 : Ilustración del diseño experimental que tuvo los tratamientos dentro del sub-irrigador.

Figura 2 : Estado fitosanitario del tocón.

Figura 3 : Porcentaje de supervivencia por tratamiento y sobre el total.

Figura 4 : Número y longitud de raíces por tratamiento.

Figura 5 : Número y longitud de raíces por tratamiento.

Figura 6 : Porcentaje de estacas con raíces, brotes y callos.

Figura 7 : Distribución de los tocones en la parcela de 45 m^2, en amarillo los tocones de donde las esquitas enraizaron, en rojo los tocones inexistentes o muertos, en verde los tocones restantes.

ICONOGRÁFIA

Fotografía 1 : Mapa satelital del recorrido para llegar a la parcela y de la Universidad Nacional de Ucayali.

Fotografía 2 : Cámara de sub-irrigación, construcción al 90%.

Fotografía 3 : a) Parcela de *Simarouba amara Aubl* (Marupa); b) Corte transversal con brotes de estacas.

Fotografía 4 : Estaquita identificada, codificada y preparada para la extracción dentro de la semana siguiente.

Fotografía 5 : Extracción de las estaquitas.

Fotografía 6 : Aplicación de la hormona Ácido 3-indolbutírico (AIB).

Fotografía 7 : Distribución de las estacas dentro del sub-irrigador (Primer día del experimento)

Fotografía 8 : Evaluación cuantitativa.

Fotografía 9 : Evaluación cualitativa.

Fotografía 10 : Identificación del material genético.

Fotografía 11 : Preparación del material genético, cortando el primer foliolo para su adaptabilidad al ambiente de la futura estaca, su extracción después de una semana del corte.

Fotografía 12 : Eliminación del ápice y corte del brote para la obtención de estaquitas.

Fotografía 13 : Las estaquitas hidratadas con aspersor en el envase de plástico para su transporte.

Fotografía 14 : Medidas antisépticas para la instalación de las estaquitas al sub-irrigador.

Fotografía 15 : Estaquitas listas y preparadas para la aplicación del Ácido 3-indo butírico (AIB).

Fotografía 16 : Aplicación de la hormona.

Fotografía 17 : Establecimiento de estacas en el sub-irrigador.

Fotografía 18 : Estacas en el sub-irrigador I.

Fotografía 19 : Estacas en el sub-irrigador II.

Fotografía 20 : Crecimiento de Brotes I.

Fotografía 21 : Crecimiento de Brotes II.

Fotografía 22 : Evaluación de cada estaca enraizada al final de la investigación (90 días).

Fotografía 23 : Evaluación de cada estaca con callos y brotes al final de la investigación (90 días).

Fotografía 24 : Fungicida (PROTEXIN 500FW) e Insecticida (MATADOR 600 SL)

Fotografía 25: Estaca enraizada.

RESUMEN

Con el fin de tener un mejor paquete tecnológico en la propagación vegetativa de la especie *Simarouba Amara* Aubl, especie forestal de gran valor comercial, con mucho potencial en plantaciones y producción, se empleó un ensayo de propagación vegetativa a través de estacas con 3 dosis de AIB (0, 8 000 y 10 000 ppm), en un diseño randomizado, obteniendo un enraizamiento (6,25%) en todas las dosis, al utilizar la dosis de 10 000 ppm se obtuvo brotamiento (11,806%) y callosidad(9,028%) mayores a comparación de otras dosis, pero sin tener diferencias significativas entre ellos.

SUMMARY

In order to have a better technology package in the vegetative propagation of the species *Simarouba amara* Aubl , forest species of great commercial value, with great potential in plantations and production, a trial of vegetative propagation through cuttings with 3 doses of AIB (0, 8,000 and 10,000 ppm) was used in a randomized design , obtaining a rooting (6.25 %) at all doses, using dose 10 000 ppm sprouting (11,806 %) and calluses (9,028 %) higher compared to other doses , but without significant difference between them was obtained.

INTRODUCCION

El crecimiento demográfico año tras año ha acarreado como consecuencia la destrucción masivamente de bosques naturales en zonas tropicales y subtropicales de nuestro planeta, aumentando la escasez de productos forestales.

En Ucayali la población está creciendo a un ritmo de 1.8% anual, la demanda de productos forestales maderables y no maderables está relacionado con el crecimiento demográfico, afectando directamente a los bosques. Esto ha llamado el interés por proteger los bosques remanentes y aumentar la producción forestal por medio de plantaciones, siendo una alternativa viable y de gran importancia. La especie ***Simarouba amara*** (marupa), es una de las especies más solicitadas en el mercado por presentar características destacables como rápido crecimiento, adaptación a diferentes condiciones edafoclímaticas, fácil trabajabilidad de su madera, densidad media y de buena calidad.

Aun así, no todo está bien, existe un problema que desde hace muchos años viene afectando la producción forestal, el abastecimiento de semillas de buena calidad genética, la cual nos ayudaría a obtener plantaciones forestales con menor variabilidad y de mejor calidad, las dificultades para obtener semillas en la cantidad y calidad deseada en ***Simarouba amara***(marupa), hace que la propagación vegetativa tome hincapié como una de las alternativas para mejorar y garantizar una mayor productividad forestal, ya que por este medio se contribuye a disminuir significativamente la variabilidad genética de las plantaciones, obteniendo así productos con una calidad más uniforme.

Los últimos estudios nos muestran diferentes técnicas para desarrollar clones de especies forestales por medio de enraizamiento de estacas juveniles, con el fin de aumentar el porcentaje de clonación. Sin embargo, estas técnicas de propagación vegetativa de estacas juveniles en arboles forestales tropicales, así como el manejo de estas es prematura, por lo que es necesario seguir investigando las diferentes técnicas que pueden teorizar los científicos en esta rama de la ciencia, que permita obtener los conocimientos necesarios para un paquete tecnológico tendiente a producir clones y aliviar la demanda de semillas vegetativas durante todo el año, ampliando el horizonte de la domesticación de especies.

El trabajo consiste en testar diferentes dosis de Ácido-3-IndolButírico para la producción de clones que fueren seleccionados bajo diferentes criterios para mejorar la productividad y obtener progenies con alto valor genético que repercute con el ambiente.

CAPITULO I

OBJETIVOS E HIPOTESIS

1.1 OBJETIVOS

1.1.1. OBJETIVO GENERAL

- Evaluar el efecto de 3 concentraciones de ácido-3-indolbutírico (AIB) en la producción de clones de *Simarouba amara Aubl* (Marupa) a través de propagación por estacas juveniles en cámara de sub-irrigación.

1.1.2. OBJETIVOS ESPECIFICOS

- Seleccionar e identificar el material genético de *Simarouba amara Aubl* (Marupa) a ser propagado.
- Determinar y comparar el porcentaje de enraizamiento de las estacas juveniles de *Simarouba amara Aubl* (Marupa) sometidos a diferentes concentraciones de Ácido-3-Indolbutírico (AIB).
- Correlacionar y analizar las variables que influyen en el crecimiento de las estacas de *Simarouba amara Aubl* (Marupa).

1.2 HIPOTESIS

- Utilizando estacas juveniles de *Simarouba amara Aubl* (Marupa) en cámaras de sub irrigación, se consigue que a mayor concentración de ácido-3-indolbutírico (AIB) mayor producción de clones.
- Existe correlación entre el desarrollo de la parte apical en las estacas juveniles de *Simarouba amara Aubl* (Marupa) y la formación de raíces.

CAPITULO II

MARCO TEORICO

2.1 ANTECEDENTES DEL PROBLEMA

2.1.1. Resultados de propagación vegetativa en especies forestales

(Monserrath, Duval, Nikolay, & Sven, 2007), realizaron propagación vegetativa atreves de estacas de dos especies forestales de la familia Podocarpaceae en la ciudad de Loja-Ecuador, utilizando 4500 estacas de la parte basal, media y apical de los árboles de las especies de P.oleifolius y P.montana, con 5 tipos de concentraciones de Fluka (Ácido indol butírico): 0; 0.625; 1.25; 1.875; 5 g/l en una cámara de invernadero, a 240 días de evaluación se obtuvo que todas las muestras extraídas de la parte apical del árbol presentan mayor porcentaje de enraizamiento con un 14 y 13% respectivamente en concentraciones de 0.65 y 0.00 g/l de Fluka. En general P. oleifolus tiene un porcentaje de enraizamiento de 2.4% de 800 estacas y P. montana de 6.8% de 1200 estacas.

(Bonfil, Mendoza, & Ulloa, 2007), trabajaron en el enraizamiento y producción de callos en estacas de 7 especies del genero Bursera, B. lancifoliada, B. longipes, B. fagaroide, B. bicolor, B. glabrifolia, B. copallifera y B. bipinnata, con 3 tratamiento de acido indol butírico (AIB) con 0 ppm, 1500 ppm y 10 000 ppm. Obteniendo que la formación de callo fue alto (27-85%) en seis especies. Las especies con mayor producción de raíces fueron *B. fagaroides* (70%) y *B. glabrifolia* (51%), y ésta no se incrementó con la aplicación de AIB, al igual que en *B.*

copallifera (18%). En *B. lancifolia* (27%) y *B. bipinnata* (29%) no hubo respuesta significativa en producción de raíces con la aplicación de AIB. *B. longipes* y *B. bicolor* registraron una baja producción de raíces (9 y 11%).

(Aponte, 2009) Evaluó el efecto de Ácido Indol Acético, Ácido Naftalén Acético, y un tratamiento testigo, en la propagación por micro estacas de *Guazuma crinita*, Mart (bolaina blanca), se cortaron segmentos nodales de plantas germinadas asépticamente en medio Murashige y Skoog (MS), las cuales fueron sembradas en medio MS suplementadas con ácido-α-naftalenacético (ANA), o ácido indol-3-acético (AIA). A los 60 días de cultivo, los explantes expuestos a concentraciones de AIA y ANA no mostraron diferencia significativa con respecto al tratamiento testigo, que logró un incremento promedio de 0.4025 cm de altura, 08 nudos, 2.0 raíces y 3,5 hojas. Todos los tratamientos con auxinas formaron tejido calloso, mientas que el porcentaje de sobre vivencia para los tratamientos con AIA fue de 100% para el tratamiento 01, 90% para el tratamiento 02 y 70% para el tratamiento 03, en los tratamientos con ANA fue de 100% para el tratamiento 01,100% para el tratamiento 02 y 90% para el tratamiento 03 y para el tratamiento testigo fue de 90%. Para la variable número de raíces, se concluyo que no existe diferencia significativa entre los tratamientos con auxinas y el testigo, destacándose que el tratamiento 03 con AIA, formó 6.7 raíces en promedio a los 45 días, y el tratamiento 02 con ANA formó 9.0 raíces.

En la propagación vegetativa de ***Simarouba amara***, se realizaron estudios de enraizamiento de estacas leñosas de ramas de 15 cm, con tres niveles de concentración de ácido indolbutírico; las estacas fueron tomadas de la parte central de las ramas, de árboles de 15 m de altura, en cama de vivero de Costa Rica, este experimento tuvo un manejo controlado en condiciones de temperatura, humedad relativa, luminosidad y precipitación, al finalizar los 80 días de evaluaciones se determinó el 100% de mortalidad de las estacas y 0% de enraizamiento **(Garcia, 1974).**

(Mendiburu, 1975) realizo propagación vegetativa de la especie Marupa, donde seleccionó árboles padres de las cuales se extrajeron ramas para preparar las estacas, se seleccionaron ramas tiernas de longitud y diámetro los más uniformes posibles, ubicadas en el tercio superior de la copa del árbol, se seleccionaron tres tipos de estacas (apical, media y basal) con 20 cm de longitud y 1.2 cm de diámetro, estas estuvieron desprovistas de hojas; las estacas fueron tratadas con Rootone – F, que es un regulador de crecimiento de raíces en polvo, posteriormente las estacas fueron instalados a 8 cm de distanciamiento con una profundidad de hasta la mitad de su longitud en el medio de enraizamiento. Luego de doce semanas de evaluación las estacas fueron extraídas y observadas individualmente, la cual se obtuvo un porcentaje de enraizamiento para ***Simarouba amara*** de 0%, pero en un 5% presentaron callosidades en la zona de corte.

A estacas juveniles procedentes de los brotes de tocones de *Simarouba amara* en la estación experimental de Jenaro Herrera, Loreto, fueron

suministradas dosis hormonales de AIB con concentraciones de 4000 ppm, 6000 ppm y 8000 ppm y puestas a enraizar en cámara de sub-irrigación, lograron obtener 33.3 % de enraizamiento en un periodo de dos meses en la concentración de 8000 ppm, y el porcentaje de la sobrevivencia no superó el 64 % **(Soudre, 2010) .**

(SOUDRE, y otros, 2010), realizaron propagación vegetativa de Marupa (*simarouba amara Aubl*) mediante enraizamiento de estacas juveniles en propagador de subirrigacion, con el objetivo de conocer el efecto de la dosis de ácido indol-3-butírico AIB, tipos de sustratos y rasgos morfológicos del material vegetativo; en el primer experimento, se usó cinco concentraciones de AIB (0, 1000, 3000, 5000 y 8000 ppm) y tres sustratos (arena fina, arena gruesa y grava fina), bajo un diseño de bloques completos al azar con parcelas divididas. En el segundo experimento, se utilizó 8000 ppm y grava fina como los más exitosos del primer experimento, además de tres tipos de estacas juveniles (apical, media y basal), dos áreas foliares (20 y 60 cm2) y dos longitudes de estaquillas (4 y 6 cm), bajo un diseño de bloques completos al azar con arreglo factorial. Finalmente, el tercer experimento donde se utilizó una dosis de 8000 ppm de AIB, estaquilla apical y media, 60 cm2 de área foliar y estaquillas de 6 cm de longitud, y para optimizar el sustrato se comparó dos sustratos con las características granulométricas mas similares a la grava fina (arena gruesa y *perlita agrícola*), aplicando un diseño de bloques completos al azar con parcelas divididas, cinco repeticiones y 12 estaquillas por unidad experimental. Obtuvieron un porcentaje de enraizamiento de 64%, número de raíces promedio por

estaquilla (2.3) y longitud de raíz promedio por estaquilla (29 mm), usando estaquillas apicales o medias de marupa, de 4 a 6 cm de longitud, con 60 cm2 de área foliar, aplicando 8000 ppm de AIB y puestas a enraizar en sustrato *perlita agrícola*, en condiciones ambientales de propagador de subirrigación. En orden descendente, tanto el tipo de sustrato, como el tipo de estaquilla y el área foliar de la estaquilla de marupa son los factores que más influyeron en todas las variables evaluadas. Recomiendan probar dosis mayores a 8000 ppm de AIB.

(Vidal, 2010), además de haber extraído las estacas juveniles de plantones, señala que la dosis de ácido indolbutírico (AIB), de 8,000 ppm, la sección de la estaca apical y el sustrato perlita agrícola fueron los factores que más influyeron en el porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de *Simarouba amara* (64%), de la misma manera para el porcentaje de callos (70.8%), porcentaje de sobrevivencia con 95.2% (interacción sustrato perlita*estaca media), en el número de raíces por estaca (2.3) y en la longitud de raíz promedio (29 mm); superando ampliamente a lo obtenido con los factores utilizados en el primer y segundo ensayo, teniendo un 25% de brotamiento del total de estacas establecidas en la cámara de sub-irrigación y 0.51 en promedio de brotes por estacas y una longitud de 3.02 mm en arena fina.

Por lo tanto, ante estas investigaciones se puede decir que la Marupa es una especie con serias dificultades para su enraizamiento.

2.1.2 Trabajos hechos sobre Selección del material genético

(Perez, 2001), afirma que México es considerado el lugar donde se encuentra la mayor diversidad genética del maíz (*Zea mays* L.). Sin embargo, el aprovechamiento de esa diversidad se ha limitado al desarrollo de variedades e híbridos de germoplasma proveniente de razas adaptadas a cada región agrícola por lo que la adaptación de germoplasma se presenta como una opción para ampliar la variabilidad genética en los programas de mejoramiento genético. La selección masal visual (SMV), utilizando el aspecto de planta y mazorca como criterio de selección, es una estrategia en los programas de mejoramiento para adaptar germoplasma exótico. Considerando el valor potencial que ofrece el germoplasma exótico, a partir del año 1989 se sometieron tres razas de maíz de clima subtropical y siete del trópico de México a selección masal visual (SMV) para adaptación en Montecillo, estado de México, donde prevalecen condiciones de clima templado. Durante el ciclo primavera-verano de 1998 en Montecillo y Tecámac fueron evaluadas la variedad original de cada raza, ocho o nueve ciclos de SMV obtenidos de cada raza y cinco variedades locales, en un diseño de bloques completos al azar con cuatro repeticiones. En general, el último ciclo de selección de las razas superó en rendimiento a las variedades locales, lo cual sugiere que SMV fue un método efectivo en la adaptación de germoplasma. El avance genético promedio por ciclo de selección para rendimiento de mazorca por planta fue de 24,6 % en Pepitilla, 18,2 % en Olotillo, 12,5 % en Nal-Tel, 10,2 % en Tabloncillo,

9,1 % en Tepecintle, 6,6 % en Tuxpeño, 5,6 % en Comiteco, 4,5 en Zapalote Chico, 3,7 % en Vandeño y 2,5 % en Celaya.

La selección masal y sus modificaciones son esquemas que se han empleado en Colombia para obtener variedades mejoradas de maíz. En los comienzos del mejoramiento poblacional del maíz en Colombia, el programa estaba orientado a la obtención de variedades mejoradas, observando y seleccionando las mejores variedades criollas, nacionales y extranjeras. Paulatinamente se inició la obtención de variedades sintéticas y cruzamientos intervarietales. De allí se establecieron tres subproyectos: variedades para observación, variedades especiales (en selección masal) y variedades para autofecundar. **(División de investigaciones Agropecuarias, DIA, 1961).**

(Gardner, 1961), realizó en su estudio modificaciones a la selección masal como la estratificación del lote de selección en el momento de la cosecha. Esto con el fin de eliminar o reducir los efectos del ambiente sobre los fenotipos seleccionados, pudiéndose en esta forma explotar más la varianza genotípica, al contener cada estrato o subparcela una variación mucho menor que la existente en todo el lote.

(Cordova, 2011), afirmo que con su estudio de la selección en el *Acrocarpus fraxinifolius* Wight & Arn (cedro rosado de la india), pudo anotar todas las características dasonómicas y fito-sanitarias de cada uno de los árboles que se encontraban en las parcelas de 18 m x 12 m (24 individuos/parcela). Luego, en cada parcela se seleccionó, dos especímenes que presentaron las mejores características dasonómicas y el mejor estado fito- sanitario, estos árboles fueron marcados y talados

para incentivar su rebrote y después extraer de cada uno de ellos las estacas o ramets.

2.2 CARACTERISTICA DE LAS ESPECIES Y ACIDO EN ESTUDIO

2.2.1. Descripción de Marupa

2.2.1.1. Clasificación taxonómica

Según **(Mostaceros & Mejía, 1993)**, la especie se clasifica como sigue:

Reino	: PLANTAE
Sub reino	: FANERÓGAMAS
División	: ANGIOSPERMAE
Clase	: DYCOTYLEDONEAE
Subclase	: ARCHICHLAMYDEAE
Orden	: SAPINDALES
Familia	: SIMAROUBACEAE
Género	: Simarouba
Especie	: amara
Nombre científico	: *Simarouba amara* Aublet.
Nombre común	: Marupa

2.2.1.2. Características Ecológicas

a.- Distribución Geográfica

Se encuentra en zonas altas en suelos arenosos bien drenados, en las formaciones de bosque muy húmedo premontano (bmh-PM) en transición a bosque húmedo tropical (bh-T). Esta especie tiene otros nombres vulgares: aceituno (Honduras, Nicaragua y Panamá), cedro blanco, simaruba (Venezuela), soemaroeba, Marupa, tamanqueira (Brasil). Se distribuye desde el norte de Sur América (Venezuela,

Guayana) hasta la región amazónica de Perú y Brasil, y también en Trinidad y Tobago. Especie de zonas bajas, con climas de muy húmedos a pluviables. Su rango altitudinal va desde el nivel del mar a 850 m.s.n.m. **(Mostaceros & Mejía, 1993).**

Pueden tener un crecimiento diametrico hasta 7.5 cm en los primeros 3 años instalados en una plantación. **(Claussi, Marmillod, & Blaser, 1992).**

b.- Descripción dendrológica de la especie

Árbol: De fuste recto, ahusado, cilíndrico sin aletones, conicidad pronunciada. Altura comercial promedio de 24 m. Altura total promedio de 40 m. Diámetro promedio a la altura del pecho de 0.60 m. Madera de color blanco pálido amarillento, porosa, liviana, de sabor amargo muy difícil de trabajar. Se utiliza para cielo raso, cajonería, tacos de zapatos, palos de fósforos, molduras, instrumentos musicales y pulpa para papel **(Loureiro, 1968).**

Hojas: Compuestas imparipinnadas, alternas y dispuestas en espiral, de 30-40 cm de longitud, el peciolo de 6-10 cm de longitud, los foliolos 12-17 pares, de 4-10 cm de longitud, y 2-2.5 cm de ancho, nítidamente oblongos, el borde entero, la nervación pinnada, los nervios secundarios 16-20 pares, poco visibles, el ápice a menudo emarginado, las hojas glabras y rígidas **(Reynel, 2003).**

Flores e inflorescencia: Pequeñas unisexuales, de unos 6-9 mm de longitud, con cáliz y corola presentes, el cáliz diminuto, con los lóbulos vagamente definidos, la corola con pétalos libres, oblongos, blancos, las

flores masculinas con 10 estambres de 2-4mm de longitud, las flores femeninas con un 10 estaminodios diminutos, el pistilo de 3-4 mm de longitud, el ovario súpero, 5-carpelar, el estilo corto, el estima lobulado; la especie es dioica; inflorescencias en panículas terminales multifloras, de unos 15-35 cm de longitud y 12-20 cm de diámetro **(Reynel, 2003).**

Corteza: La corteza de la *S. amara* se encuentra en piezas largas, de 4 a 12 cm de ancho y 2 a 5 mm, doblado a lo largo, ligero, flexible, tenaz, muy fibroso, externamente de una luz de color marrón-amarillo, áspera y verrugosa, y marcados con crestas transversales, internos de un amarillo pálido. Es sin olor y de sabor amargo **(Reynel, 2003).**

Frutos: Mayormente una, raramente dos drupas agregadas en cada fruto, cada drupa oblongoide a elipsoide, color rojo oscuro a negro, de 1.5-2 cm de longitud y 1-1.5 cm de diámetro, la superficie lisa y glabra, la semilla única **(Reynel, 2003).** Los frutos grandes, con forma de oliva es un carpóforos con hasta cinco mericarpos drupas, casi negro cuando están maduros. **(Reynel, 2003).**

c.- Propiedades Físicas

(Reynel, 2003).

Densidad básica	:	0.36	g/cm^3
Contracción tangencial	:	6.70	%
Contracción radial	:	2.90	%
Contracción volumétrica	:	9.40	%
Relación T/R	:	2.40	

d.- Propiedades Mecánicas

(Reynel, 2003).

Módulo de elasticidad en flexión	:	77,000 kg/cm²
Módulo de rotura en flexión	:	427.00 kg/cm²
Compresión paralela (RM)	:	201.00 kg/cm²
Compresión perpendicular (ELP)	:	33.00 kg/cm²
Corte paralelo a las fibras	:	64.00 kg/cm²
Dureza en los lados	:	204.00 kg/cm²
Tenacidad (resistencia al choque)	:	1.63 kg-m

e.- Utilidad

(Reynel, 2003).

La madera se puede utilizar en construcciones temporales, cajonería, muebles pintados, construcciones interiores tales como: gavetas, tacones de zapatos, teclas de pianos, moldes, almas de muebles, estuches, chapas, madera contrachapada, instrumentos musicales, pulpa para papel, duelas de barriles y palos de fósforos. Partes y piezas para cajas de espárragos, juguetes Sustituto del obeche (África).

Por sus características mecánicas y su buena impregnabilidad el Maruja puede convenir para una amplia gama de empleos como la realización de molduras, muebles ligeros, revestimientos, carpinterías interiores, instrumentos de música (teclas de piano, piezas de órgano), juguetes, almas de paneles hechos de latas. La facilidad con la que se trabaja el

Marupa hace que tenga mucha aceptación en tornería. Podrán utilizarse las piezas de segunda categoría para cajas y embalajes. Las chapas obtenidas por desenrollo convienen para la fabricación de paneles en contrachapado, embalajes ligeros, cerillas.

El Marupa puede competir con ciertas especies ligeras como el Ayous, el Alamo o Ramin. Lo mismo que para estas especies, convendrá prever la aplicación de un tratamiento insecticida cuando se utilice esta madera para empleos de interior y de un tratamiento fungicida e insecticida para empleos de exterior.

2.2.2 Descripción del ácido 3-indolbutírico.

El **ácido indol-3-butírico**, también llamado **ácido indolbutírico** o **ácido 1H-indol-3-butanoico** (IBA), es un compuesto natural, sólido cristalino en condiciones estándar de presión y temperatura (25 °C y 1 atm), de color blanco a amarillo claro, de fórmula molecular $C_{12}H_{13}NO_2$. A presión atmosférica se funde a 125 °C, y se descompone antes de la ebullición. Se lo considera un regulador del crecimiento vegetal de la familia de las auxinas, y forma parte de muchos productos comerciales utilizados para facilitar el enraizamiento de estacas de especies hortícolas y frutales. **(Richard, 2015)**

2.2.2.1. Preparación y conservación.

Dado que el ácido indolbutírico no es soluble en agua, se disuelve típicamente en etanol 75 % (o más puro) para su uso en el enraizamiento de las plantas, en una solución de entre 10 000 a 50 000 ppm. Esa solución en alcohol etílico se diluye luego con agua

destilada hasta alcanzar la concentración deseada. El ácido indolbutírico también está disponible como sal, en cuyo caso es soluble en agua. La solución deberá conservarse en un lugar frío (se recomienda almacenarse a menos de 0 °C) y oscuro para obtener mejores resultados. El producto en estado sólido debe conservarse a temperaturas de entre 0 y 5 °C. (Hartman & Kester, 1987).

2.2.2.2 Carácter hormonal.

Inicialmente se conoció al ácido indolbutírico como un producto de síntesis solamente. Más tarde, se informó su aislamiento a partir de hojas y de semillas de maíz, y de otras especies. En maíz el ácido indolbutírico se sintetiza *in vivo*, siendo el ácido indolacético uno de sus precursores. Este producto químico también puede ser extraído de diferentes especies del género *Salix* (sauces). (Richard, 2015)

2.2.2.3 Uso en cultivos de tejidos vegetales y en propagación por estacas.

En cultivo de tejidos vegetales *in vitro*, el ácido indolbutírico y otras auxinas se utilizan para iniciar la formación de raíces en un procedimiento llamado micropropagación. La micropropagación de las plantas es una técnica de multiplicación o propagación asexual que se basa en la potencialidad órganogenética de las células vegetales, que consiste en cultivar *in vitro* sobre sustratos apropiados, células aisladas, porciones de meristemas de yema, ápices vegetativos al comienzo de su desarrollo o microestaquillas. Las muestras pequeñas de plantas utilizadas se llaman explantos. Auxinas como el ácido indolbutírico se

pueden utilizar para causar la formación de masas de células indiferenciadas llamadas callos. La formación de los callos se utiliza a menudo como un primer paso en el proceso de micropropagación dado que, mediante la exposición a ciertas hormonas con carácter de auxinas, las células del callo pueden ser inducidas para formar otros tejidos tales como raíces. (Hartman & Kester, 1987)

El ácido indolbutírico es usado con frecuencia para propiciar el enraizamiento de estacas. En un estudio en *Camellia sinensis*, se midió el efecto de tres diferentes auxinas, ácido indolbutírico, ácido indolacético y ácido 1-naftalenacético en la formación de raíces. Según los autores, el ácido indolbutírico produjo un mayor rendimiento de raíces en comparación con las otras auxinas. Este efecto del ácido indolbutírico concuerda con el encontrado en otros estudios; esta hormona se considera la auxina más comúnmente utilizada para la formación de raíces, porque es mucho más potente que el ácido indolacético y que otras auxinas de síntesis. (Hartman & Kester, 1987)

Jatropha curcas es una especie en que se registra una mejora en la calidad del enraizamiento de las estacas con adición de ácido indolbutírico en el medio (mayor longitud de las raíces, número de raíces, porcentaje de estacas enraizadas, y peso seco de las raíces), aunque no siempre el efecto sobre el enraizamiento resulta estadísticamente significativo. (Hartman & Kester, 1987)

2.3 PLANTEAMIENTO TEÓRICO DEL PROBLEMA

2.3.1 Mejoramiento genético forestal

El mejoramiento genético forestal en la forma general como lo conocemos en la actualidad es relativamente reciente, ya que sólo se inició a mediados de la década del cincuenta, con los trabajos de **Syrach Larsen (1956).** Actualmente el mejoramiento genético constituye una parte operacional de todos los programas de manejo intensivo en el mundo y continuará siendo importante en la industria forestal en el futuro, integrando las herramientas biotecnológicas de reciente descubrimiento a la mejora tradicional vía pruebas genéticas en terreno.

Según (Zobel & Talbert, 1988), comúnmente se confunden en uno solo los términos genética forestal y mejoramiento genético forestal. El primero comprende todos aquellos estudios que se limitan a la naturaleza genética de los individuos. En cambio, el mejoramiento genético se refiere al control del origen del material en aquellas actividades que tienen como finalidad aumentar la cantidad y calidad de los productos. Es decir, la mejora genética implica el control de las fuentes parentales (origen) para incrementar los rendimientos en el manejo de organismos vegetales o animales.

2.3.2 Métodos de selección

Como ya se mencionó el desafío que enfrenta el mejoramiento genético es escoger los árboles que poseen el mayor valor genético para que actúen como progenitores en la siguiente generación. En un comienzo (primera generación de mejora) se parte de poblaciones naturales o

razas locales seleccionando los árboles fenotípicamente superiores, ya que no existe información adicional de los individuos. A medida que se avanza en los programas y se instalan pruebas genéticas se dispone de mayor cantidad de información para una selección más eficiente **(Zobel & Talbert, 1988).** El problema de la selección es cómo utilizar la información disponible para efectuar la mejor elección, es decir, la que maximice la diferencia entre el promedio del grupo seleccionado respecto al promedio de la población total.

2.3.3 Selección del material genético

Se basa en las características fenotípicas del individuo, o dicho de otro modo, a su apariencia externa bajo criterios de producción. No considera información adicional de los parientes, ya que se desconocen sus relaciones de parentesco con los árboles vecinos en el rodal. Para aplicarla se miden todos los individuos para las características de interés y se escogen los que posean un mayor valor. Se debe utilizar sólo en la primera generación de mejoramiento, cuando no hay posibilidad de obtener datos adicionales de un individuo. Se obtienen buenos resultados para variables de alta heredabilidad. Este método es apropiado cuando no se tiene información de los padres o parientes de los árboles seleccionados, es decir, cuando la selección se realiza desde bosques o plantaciones no mejoradas. Sin embargo, para generaciones más avanzadas existen otras metodologías más eficientes de selección que analizan toda la información existente en los individuos.

2.3.4 Propagación Vegetativa

(Hartmann & D., 1996), manifiestan que una 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. Esta técnica comprende desde procedimientos sencillos, conocidos de tiempos inmemoriales por los campesino de todo el mundo, hasta procedimientos tecnológicamente muy avanzados basados en la tecnología de cultivos de tejidos vegetales, mediante los cuales se puede lograr la propagación masiva, genéticamente homogéneas, mejoradas y libres de parásitos. **(Carrera, 1997),** asegura que la propagación vegetativa se produce por la división mitótica de las células, en consecuencia se reproduce toda la información del progenitor.

Propagación vegetativa es la obtención de nuevos individuos a partir partes vegetativas bien diferenciadas, debido a la capacidad de regeneración que posean estas partes (rama fuste, etc.) cuando se colocan en condiciones Favorables. **(Quijada, 1980) (Acosta, 1959).**

(Flores, 1986), comenta que la propagación de árboles forestales por estaca permite el fomento de clones o grupos de plantas que se obtuvieron de una planta de origen seminal. Así mismo, elimina la diferencia de constitución genética entre árboles.

(De Vastey, 1992), Cita que los factores que afectan la multiplicación de estacas en especies forestales pueden ser: genética, fisiológicos y externos. Por otro lado entre los factores más importantes, **según (Hartman & Kester, 1987)** son: selección del material para las estacas y condiciones ambientales durante el enraizamiento.

Una de las características más significativas de la clonación se refiere a como todos los descendientes del clon tienen el mismo genotipo básico, la población tiende a ser fenotípicamente muy uniforme. Por lo general, toda la progenie de un clon tiene el mismo aspecto, tamaño, época de floración, época de maduración, haciendo con ello posible la estandarización de la producción y otros usos del cultivar, **(Hartman & Kester, 1987).**

La propagación vegetativa se ha convertido en una de las herramientas principales del mejorador forestal. Tradicionalmente ha sido utilizado en silvicultura para la multiplicación de individuos sobresalientes y su inclusión en huertos semilleros clonales, aunque en las últimas décadas se ha extendido su aplicación hacia la conservación de genotipos valiosos en bancos clonales y para el establecimiento de plantaciones operacionales **(Mésen, 1993).**

2.3.5 Importancia de la Propagación Vegetativa

La importancia de la propagación vegetativa es fundamental para el establecimiento de huertos semilleros clónales, en donde se creará bancos de germoplasma a gran escala para la producción de plantas con mejoramiento genético **(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 F. , 1987).**

(Mésen F. , 1998), destaca que 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, 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.

2.3.6 Propagación Vegetativa a traves de estacas

Se entiende por estaca como cualquier porción vegetativa que es extraída de una planta **(Dirr & Heuser, 1987).** Estaca es cualquier porción de una planta (raíz, tallo y hoja) que es separada de ésta y que es inducida para que forme raíces **(Wells, 1979).** La propagación por estacas 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. Según **(Rojas, 2004),** 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.

En la propagación vegetativa a través de estacas, se corta de la planta madre una porción de tallo, raíz u hoja, después de lo cual esa porción se coloca en condiciones ambientales favorables y se induce a que forme raíces, tallos y hojas, obteniéndose con ello una planta nueva que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta madre **(Hartman & Kester, 1987).**

Las estacas se dividen en tres grandes grupos, atendiendo a su origen: estacas de raíz, de tallo y de hojas. El método de propagación a través de estacas de tallo es el más importante; **(Hartman & Kester, 1987).** La propagación vegetativa a través de estacas de tallo es el medio más importante y más utilizado en el mundo, en la propagación de árboles de interés forestal y arbustos ornamentales, tanto de especies caducas como de hoja ancha y siempre verdes de hoja angosta (coníferas). Las estacas se usan, también, extensamente en la propagación comercial en invernadero de muchos cultivos florales y su empleo es común en la propagación de diversas especies frutales **(Hartman & Kester, 1987).** Según **(Wells, 1979),** este método de propagación es uno de los más utilizados a nivel práctico y posee una gran importancia económica.

Algunos factores pueden influenciar la propagación por estacas, entre ellas la posición de la estaca en la rama, por el grado de lignificación, cantidad de reservas y diferenciación de los tejidos, el tipo de sustrato,

por sus características químicas y físicas, el genotipo, las condiciones fisiológicas de la planta madre y las condiciones ambientales, además que los resultados pueden ser mejorados con un tratamiento previo de las estacas con productos químicos, como los reguladores de crecimiento **(Hartman & Kester, 1987).**

En la propagación vegetativa el porcentaje de enraizamiento es la variable respuesta de mayor interés, por lo cual se hace énfasis en este aspecto para seleccionar los mejores tratamientos obtenidos con cualquier especie de interés. En orden de importancia le sigue el número de raíces por estaca enraizada y la velocidad a la cual las raíces emergen y se desarrollan. Es deseable que las estacas tengan muchas raíces, pero tres raíces bien ramificadas y distribuidas alrededor de las estacas son suficientes **(Leakey, 1990).**

2.3.7 Reguladores de Crecimiento

La formación de la raíz es controlada por la interacción de varios reguladores del crecimiento, tales como las auxinas, giberelinas, citoquininas y otras sustancias de ocurrencia natural como es el etileno **(Guevara, 1977); (Weaver, 1976).** Algunos compuestos fenólicos sintetizados en las hojas, tales como catecol, pirogaloi, ácido cafeico y ácido clorogénico, interactúan con las auxinas para inducir la iniciación de las raíces.

(Vastey, 1962), Opina que las diferencias de enraizamiento se deben a una distribución desigual de la auxina y de las reservas nutritivas en las diferentes partes del árbol.

El tratamiento con reguladores de crecimiento se traduce generalmente en el aumento de la velocidad y del porcentaje de enraizamiento de las especies capaces de enraizar sin la ayuda de productos químicos Pero, no siempre los tratamientos con reguladores de crecimiento han rebelado superioridad a los tratamientos sin hormona. Aunque los reguladores de crecimiento pueden mejorar en ciertas especies el proceso de enraizamiento, la formación de raíces puede estar más relacionada a ciertos factores inherentes dé las especies. El regulador de crecimiento tendrá influencia sobre el enraizado según sea la consistencia de la estaca y la especie. En muchos casos, las estacas herbáceas responden bien y sólo requieren dosis bajas, las semileñosas requieren dosis medias, y las leñosas responden con dificultad al tratamiento, exigiendo dosis más elevadas **(Primo & Luñatb, 1968),** aunque no siempre se da esta relación. Hay leñosas qué enraízan bien sin hormona y hay suculentas que requieren dosis altas.

(Hartman & Kester, 1987), mencionado por **(Mésen F. , 1998),** indican que el propósito de tratar las estacas con reguladores de crecimiento es aumentar el porcentaje de enraizamiento, reducir el tiempo de iniciación de raíces y mejorar la calidad del sistema radical formado.

Los reguladores vegetales son compuestos orgánicos distintos de los

nutrientes que en pequeñas cantidades estimulan, inhiben o modifican de cualquier otro modo cualquier proceso fisiológico de las plantas y la más importante es la auxina. Además, refiere que las máximas concentraciones de auxinas se encuentran en los ápices de crecimiento, es decir, en las yemas y en los ápices en crecimiento de las hojas y raíces, también distribuidos ampliamente por la planta en las regiones meristemáticas, 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 hormonas vegetales y reguladoras del crecimiento, se puede decir que, todas las hormonas regulan el crecimiento, pero que no todos los reguladores del crecimiento son hormonas. De las fitohormonas (etileno, giberelinas, citoquininas, auxinas e inhibidores del crecimiento, como el ácido abcísico), las auxinas son los que tienen el mayor efecto sobre la formación de raíces **(Hartman & Kester, 1987).**

El tratamiento con reguladores de crecimiento se traduce generalmente en el aumento de la velocidad y del porcentaje de enraizamiento de las especies capaces de enraizar sin la ayuda de productos químicos **(Weaver, 1976).** Pero, no siempre los tratamientos con reguladores de crecimiento han rebelado superioridad a los tratamientos sin hormona. Aunque los reguladores de crecimiento pueden mejorar en ciertas especies el proceso de enraizamiento, la formación de raíces puede estar más relacionada a ciertos factores inherentes dé las especies.

2.3.8 Tipos de reguladores de crecimiento

La aplicación de reguladores de crecimiento para el enraizamiento se torna necesaria cuando el balance citocinina/auxina se encuentra muy alto. Por lo tanto es necesario que haya un balance adecuado, especialmente auxinas, giberilinas y citocininas, o sea, un equilibrio entre promotores e inhibidores del proceso de iniciación radicular. La manera más común de promover ese equilibrio es a través de la aplicación exógeno de reguladores de crecimiento sintéticos, como AIA (ácido indolacético), AIB (ácido indolbutírico), o ANA (ácido naftalenacético), que pueden elevar el contenido de auxina en el tejido y proporcionar mayor porcentaje, velocidad, calidad y uniformidad de enraizamiento **(Torres, 2003).**

Con respecto a las auxinas, ha sido bien documentado el efecto que tienen las mismas en promover el desarrollo de raíces adventicias en la base de la estaca, por medio de la capacidad de promover la iniciación de primordios radicales y de transportar carbohidratos y co-factores a la base de la estaca **(Nuñez, 1997).**

La acción auxínica parece ser muy particular y se ejercería fundamentalmente en dos etapas: en la primera, el efecto es de estimulación del crecimiento, pero la duración del efecto estimulante se acorta progresivamente con el aumento de la concentración. Ello termina por provocar una inhibición que es la que caracteriza la segunda etapa.

El agente responsable sería el etileno, cuya síntesis es estimulada cuando la concentración de la auxina aumenta **(Mansilla, 2004).**

El ácido indolbutírico (AIB) se utiliza para causar la formación de raíces aun más a menudo que el ácido naftalenacetico (ANA) o cualquier otra auxina **(Salisbury & Ross, 2000)** Tiene una actividad auxínica débil y los sistemas de enzimas destructores de auxinas, la destruyen en forma relativamente lenta **(Weaver, 1976).** Esta AIB tiene la ventaja de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradado fácilmente por la luz o microorganismos y al ser insoluble en agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto **(Mésen F. , 1998).**

Las auxinas pueden ser aplicadas de varias formas, pero en general, los métodos más utilizados son la aplicación en mezclas con talco neutro, la inmersión rápida en soluciones concentradas, remojo en soluciones acuosas diluidas y, exclusivamente para fines experimentales, la aplicación con microjeringas **(Mésen F. , 1998).**

La técnica de inmersión rápida consiste en introducir la base de la estaca en una solución concentrada de la auxina por pocos segundos e insertar inmediatamente la estaca en el medio de propagación **(Mésen F. , 1998)**.El método de tratamiento con solución concentrada tiene varias ventajas respecto a otros; elimina la necesidad de disponer de equipos para remojar las estacas y después volverlas a manejar para

insertarlas en el medio de enraizamiento. Además, es muy probable que se obtengan resultados más uniformes debido a que las condiciones circundantes no influyen tanto en la absorción de la sustancia por las estacas como en los otros dos métodos **(Hartman & Kester, 1987).**

2.3.9 Factores que condicionan el enraizamiento de estacas

2.3.9.1 Edad de la planta madre (factor de juvenilidad)

Las estacas obtenidas de plantas jóvenes o de sectores más juveniles tienen mayor capacidad para formar raíces **(Dirr & Heuser, 1987); (Botti, 1999).** 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. Es posible que con la edad se acumulen inhibidores del enraizamiento, como por ejemplo algunos tipos de fenoles, o bien disminuyan otros fenoles que favorecen el proceso **(Botti, 1999).**

2.3.9.2 Sección de la planta madre para la obtención de estacas

Este efecto es de suma importancia, las diferencias de enraizado según la posición de la estaca en el árbol, puede deberse a una distribución desigual de hormonas vegetales y de reservas nutritivas en las diferentes partes de la planta **(Santelices, 1998).**El mejor enraizamiento de los extremos de las ramas y tallos (yema terminal) puede ser explicado por la posibilidad de contengan mayores concentraciones de sustancias endógenas promotoras del enraizamiento. También en las estacas terminales existe menos diferenciación, habiendo más células que pueden Volverse meristemáticas **(Hartman & Kester, 1987).**

Es necesario destacar que pueden existir diferencias en el enraizamiento y crecimiento entre las estacas obtenidas de los tallos y otras obtenidas de ramas, en la misma planta madre **(Macdonald, 1986); (Dirr & Heuser, 1987); (Hartman & Kester, 1987).** En ciertas especies las estacas tomadas de ramas laterales con frecuencia tienen un porcentaje de enraizamiento mayor que aquellas tomadas de ramas terminales fuertes y vigorosas. Sin embargo, en ciertas especies las plantas propagadas por estacas tomadas de ramas laterales pueden tener un hábito de crecimiento indeseable, denominado topófisis **(Dirr & Heuser, 1987); (Hartman & Kester, 1987).**

La topófisis consiste en un cambio o variación de fases de diferentes partes de la planta y cuyos meristemas perpetúan esas fases en su descendencia vegetativa **(Macdonald, 1986); (Hartmann Y Kester, 1988).** En la práctica la topófisis se manifiesta en que una estaca tomada del tallo (ortotrópico) de una planta madre tendrá el mismo hábito de crecimiento vertical. En cambio, una estaca extraída de una rama de hábito plageotrópico se desarrollará y crecerá horizontalmente, o sea perpetuará el habito plageotrópico **(Macdonald, 1986); (Dirr & Heuser, 1987); (Hartman & Kester, 1987).**

2.3.9.3 Factor de Juvenilidad de la Estaca

El uso de material juvenil para la propagación vegetativa ha demostrado ser el más eficiente en numerosos estudios realizados por el Catie **(Leakey, 1990); (Diaz, 1991); (Mésen F. , 1998)**. Según **(Wells, 1979)**,

este método de propagación es el más utilizado a nivel práctico y posee una gran importancia económica.

(Hartman & Kester, 1987),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, una asociación directa y cuantitativa en la disminución del enraizamiento y la producción de un inhibidor de las raíces que se encontraba en los tejidos de las estacas. En los tallos de plántulas jóvenes no se encontraba el inhibidor e igualmente estaba ausente en el tejido adulto del tallo de *Eucalyptus deglupta,* especie que enraíza con facilidad.

2.3.9.4 Superficie foliar de la estaca

El efecto que tiene el área foliar sobre la capacidad de enraizamiento, se encuentra relacionado con la producción de carbohidratos derivados de la fotosíntesis **(Nuñez, 1997),** producción de promotores auxínicos, auxinas sinergistas (co-factores) o de nutrientes. Los promotores pueden, ser transportados a la zona de enraizamiento en la base de la estaca, puesto que las hojas maduras exportan principalmente en una dirección basipétala **Wilson, 1994 Citado por (Nuñez, 1997).**

Es importante mantener un potencial hídrico relativamente alto en las hojas y así, disminuir la actividad oxidasa en la fotosíntesis (producción de peróxido de hidrógeno, que es tóxico para las plantas) e incrementar

la actividad de las aúxinas producidas naturalmente **(Loach, 1997)** citado por **(Gutierrez, 2003).** Si se retiene la hoja en una estaca, la fotosíntesis puede continuar, pero el costo de fotosintetizar es transpirar. La respuesta de la planta es el cierre de estomas, limitando la adquisición de CO_2, para realizar la fotosíntesis **(Gutierrez, 2003).**

(Braudeau, 1981), menciona que una estaca juvenil sin hojas no puede arraigar. Una estaca que pierde sus hojas en el transcurso del arraigue está igualmente condenada, pues aunque esté empezando a echar raíces, no podrá desarrollarse. Es necesario una superficie foliar mínima para asegurar la fotosíntesis precisada para satisfacer las necesidades correspondientes al desarrollo del sistema radical y a la vida de la estaca.

(Mésen F. , 1998), indica que la estaquita juvenil debe conservar parte de la hoja, por ser esta fuente de asimilados, auxinas y otras sustancias, vitales para el enraizamiento. Sin embargo la hoja proporciona también una amplia superficie para la pérdida de agua por transpiración. Por estas razones las hojas deben recortarse a un tamaño tal que se logre el mejor balance entre las desventajas de la transpiración y la ventaja de la fotosíntesis.

2.3.9.5 Efecto de la luz

La irradiancia, el fotoperíodo y la calidad 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 **(Torres, 2003).** Entretanto se debe evitar que las estacas sean expuestas a incidencia directa de los rayos solares, a fin de evitar la quema de los tejidos más tiernos **(Torres, 2003).**

Un incremento en la irradiación ha sido asociado con una reducción en el potencial osmótico producto de una alta acumulación de solutos y la consecuente pérdida de agua, causando la reducción en el enraizamiento de las estacas. A su vez, un aumento en la irradiación eleva la presión de vapor en la hoja, reduce la presión de vapor en el aire y causa un incremento en la perdida de agua por las estacas **(Loach, 1997) citado por (Nuñez, 1997).** El enraizamiento de las estacas con radiación solar por debajo del nivel óptimo está limitado por la carencia de carbohidratos y suministro de auxinas a la base de la estaca. Por encima del óptimo, es posible que exista demasiada concentración de carbohidratos, fotodestrucción de las auxinas, cambios en las relaciones de agua y concentración de sustancias promotoras o inhibidoras del crecimiento **(Hartman & Kester, 1987).**

En todos los tipos de crecimiento y desarrollo de las plantas, la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis. En el enraizamiento de estacas, los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces. Los efectos pueden deberse a la intensidad (radiancia), al fotoperíodo (longitud del día) y a la calidad de luz. Estos efectos pueden ser ejercidos en las

estacas mismas durante el proceso de enraizamiento **(Dirr & Heuser, 1987); (Hartman & Kester, 1987)**. La duración y la intensidad de la luz son factores que deben ser considerados, ya que son fundamentales en la producción de hormonas o auxinas y en la fotosíntesis, básicamente en la formación de carbohidratos, y por lo tanto necesaria para la iniciación, formación de raíces y yemas en las estacas **(Hartman & Kester, 1987); (Macdonald, 1986).**

(Braudeau, 1981), menciona que en la práctica, se cumplen las condiciones óptimas cuando las camas de enraizado están colocados bajo una sombra que deje pasar 75% de luz (malla rasell). Para el buen éxito es necesario que el grado de fotosíntesis exceda ligeramente al grado de respiración, pues de lo contrario sobreviene la muerte de las estacas por carencia de carbohidratos.

2.3.9.6 Efecto de la temperatura ambiental y temperatura del sustrato

Las temperaturas del aire en exceso tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y aumentar la pérdida de agua por las hojas **(Hartman & Kester, 1987).** Un hecho indeseable para la propagación, ocurre también con el aumento de la transpiración, provocando necrosamiento **Fachinelo, 1986 citado por (Torres, 2003).** El aumento de la respiración en los tejidos, provoca un agotamiento de las reservas nutricionales, con bajas temperaturas reducen el proceso fotosintético, **Carrera, 1977 citado por (Torres, 2003).** La disminución en el metabolismo de las estacas, conlleva a un

mayor tiempo para el enraizamiento o, incluso aun, no proporcionando condiciones adecuadas para que ocurra, desarrollo y crecimiento radicular **(Torres, 2003).** 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, 1990) y (Mésen F. , 1998) citados por (Nuñez, 1997).**

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie **(Hartman & Kester, 1987); (Botti, 1999),** señala que la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 °C. En cambio, **(Hartman & Kester, 1987**) restringen el rango de 21 a 27 °C. La temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15 °C.

Muchas especies logran mayores porcentajes de enraizamiento y en menor tiempo cuando la temperatura del sustrato se mantiene entre 25 y 28 °C en los primeros 15 a 20 días, para luego disminuirla a entre 18 y 20 °C. Esta condición puede llegar a ser decisiva en el proceso de enraizamiento para algunas especies vegetales **(Botti, 1999).** Pero no siempre existen los medios económicos para poder implementar camas calientes. **(Botti, 1999)** menciona que la temperatura del aire debe mantenerse entre 27 °C y 29 °C y no pasar de 30 °C.

2.3.9.7 Humedad relativa

En la atmósfera seca, hay un aumento en la evapotranspiración y las estacas pueden desecarse. Se precisa entonces una humedad relativa

del aire alta en los comienzos del enraizado para reducir la evapotranspiración y evitar el marchitamiento de los propágulos **(Diaz, 1991) citado por (Nuñez, 1997).** Las hojas son en extremo sensible a cualquier pérdida de agua por evaporación, perdida que no puede ser compensada con una absorción de agua por la parte baja de la estaca aunque está este sumergida en el agua: los vasos conductores están, en efecto, parcialmente bloqueados por los mucílagos y los productos de oxidación que se forman en la superficie de corte **(Braudeau, 1981).**

La perdida de agua es una de las principales causas de muerte de estacas antes de la formación de raíces, pues para que haya división celular, es necesario que las células del tejido de la estaca deban estar turgentes. Por tanto, el potencial de pérdida de agua en una estaca es muy grande, sea a través de las hojas o de las brotaciones en desarrollo, considerando que las raíces aun no están formadas. Eso se ve agravado cuando se trabajaron especies que exigen largo tiempo para formar raíces y que son utilizadas estacas con hojas y/o consistencia herbácea, **Norberto, 1999 citado por (Torres, 2003).**

La humedad alrededor de las estacas tienen influencia en el estatus hídrico; la mayoría de los sistemas de propagación tienden a mantener un alto grado de saturación en la atmósfera a través del uso de coberturas de polietileno o a través del suministro de agua en minúsculas gotas, o aún, a través de la combinación de ambos métodos **(Torres, 2003),** el efecto más inmediato que se atribuye al déficit hídrico sobre la capacidad para enraizar, es el cierre estomático. Esto afecta la ganancia de carbohidratos por medio de la fotosíntesis, al reducir la

difusión de dióxido de carbono a los cloroplastos. A su vez, relaciona el cierre estomático causado por deficiencia de agua, con el aumento en el contenido del ABA (acido abcísico), el cual ha sido considerado un inhibidor del enraizamiento **(Loach, 1997) citado por (Nuñez, 1997).**

Es de gran importancia que las condiciones ambientales de temperatura y humedad en el sector de propagación puedan ser controladas, manteniéndolas dentro de los rangos adecuados, la humedad debe mantenerse alta; entre 70 y 80% aproximadamente para evitar la deshidratación del material vegetal **(Botti, 1999).** Para ello es indispensable el empleo de boquillas con riego fino o incluso un equipo que entregue niebla fina (nebulizado) cada vez que la humedad ambiental disminuya en el invernadero, de esta forma se mantiene la humedad adecuada del sustrato y se humedecen las hojas de las estacas, reduciendo a la vez la temperatura del medio y la transpiración de las estacas, la humedad relativa debe ser muy alta cercana al 100% para reducir la transpiración y asegurar el máximo turgor de las células de la hoja. **(Dirr & Heuser, 1987); (Hartman & Kester, 1987); (Botti, 1999).**

2.3.9.8 Medio de enraizamiento

El factor más importante asociado con el medio de enraizamiento es la aireación **(Gutierrez M. , 2003)** Según **HAISSIG, 1986 citado por (Nuñez, 1997),** la relación entre aire y agua en el medio de enraizamiento juega un papel importante en el éxito de la

macropropagación, al influir en la disponibilidad de oxigeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas. Una atmósfera de suelo saturada, particularmente cuando carece de oxigeno, permite mucha pudriciones; un riego deficiente, y una concentración de oxigeno en el suelo muy alta conduce a la formación de callo en la base de la estaca y, en general, el crecimiento radical lento. Por todo esto, es importante la selección de los medios de enraizamiento **(Nuñez, 1997).**

El tamaño de las partículas también interfiere en el enraizamiento de las estacas; trabajando con sustratos de perlitas de diferentes granulometrías obtuvieron resultados significativamente superiores con mayor granulometría. Tal hecho está asociado con la mayor capacidad de retención de agua por la perlita de granulometría fina en detrimento de la aeración. En un estudio realizado en *Crytomeria japonica*, el número de raíces por estacas estuvo inversamente relacionado con el contenido volumétrico de agua en el medio, sugiriendo que el exceso de agua actúa como barrera para la difusión del oxigeno, **(Loach, 1997) Citado Por (Nuñez, 1997).**

El sustrato de propagación debe cumplir tres funciones muy importante para el éxito del proceso: sujetar las estacas, mantener la humedad y permitir el intercambio de gases **(Hartman & Kester, 1987); (Botti, 1999).** Por lo tanto, cualquier material o mezcla de materiales que se utilice debe permitir una buena retención de agua (sin acumularla excesivamente) y una aireación que permita un contenido de oxígeno

adecuado para la respiración de los tejidos sometidos a la producción de nuevas raíces **(Botti, 1999).** También debe poseer un buen drenaje y estar libre de microorganismos. Además, debe contener un escaso contenido de materia orgánica con una densidad aparente baja, para facilitar su mezcla, manipulación, traslado y transplante .El sustrato tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento y debe ser considerado como parte integral de cualquier sistema de propagación. Un buen sustrato combina una buena aireación con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agentes contaminantes.

(Mésen F. , 1998), menciona que estudios realizados en el CATIE, han empleado sustratos fáciles de conseguir, generalmente grava fina, arena, aserrín descompuesto y mezclas de estos materiales. La arena fina en general ha dado buenos resultados con la mayoría de las especies. **(Longman, 1993)** citado por **(Mésen F. , 1998),** indica que no se debe aplicar fertilizantes al sustrato ya que la iniciación de las raíces es un proceso interno, controlado hormonalmente, que no es afectado por el nivel nutricional del sustrato; además el uso de fertilizantes puede estimular el crecimiento de algas y musgos en la superficie del medio. Un sustrato de enraizamiento ideal, proporciona suficiente porosidad para permitir buena aireación, una alta capacidad de retención de agua y además un buen drenaje **(Hartman & Kester, 1987).** La perlita agrícola es el sustrato de enraizamiento más usado, ya que posee excelentes características como capacidad de retener agua, buena aireación y esterilidad. Otros sustratos probados son turba, vermiculita o mezcla de

los mismos y pueden utilizarse si cumplen de manera satisfactoria el enraizamiento

El sustrato de enraizamiento se selecciona por sus cualidades físicas y sanitarias, corrigiendo el pH si es necesario. La perlita se utiliza ampliamente para estacas foliosas, en especial bajo niebla debido a sus buenas propiedades de drenaje, está se puede utilizar sola y también como mezcla con otros sustratos **(Hartman & Kester, 1987).** Los mejores resultados obtenidos en la propagación de olivos, se presentaron utilizando solamente perlita y la mezcla entre vermiculita y perlita, como medios de enraizamiento . Según **(Loach, 1997),** la mezcla ideal de sustratos no existe, ya que este va a estar determinado por el tipo de estaca, época del año, condiciones climáticas, características del sistema de propagación, entre otros aspectos.

2.3.9.9 Sistemas De Propagación

Según **(Jinks, 1995),** las funciones de propagación son: las de mantener una atmósfera de baja evaporación y minimizar la pérdida de agua en las estacas, sin llegar a afectar la aireación del medio de enraizamiento; asegurar temperaturas adecuadas para la formación de raíces en la base de las estacas; y proveer niveles de luz para la fotosíntesis.

El uso de sombra en los sistemas de propagación tiende a reducir la temperatura en las hojas así como la presión de vapor dentro de estas. Con la llegada de los sistemas de propagación mediante nebulización por aspersión, el efecto del enfriamiento del vapor permitió una reducción en el uso de la sombra; además, redujo el gradiente de

presión de vapor foliar al incrementar la humedad **(Loach, 1997).** En muchos países tropicales, el elevado capital y los costos en el mantenimiento de los sistemas de nebulización y de otros sistemas de propagación, los hacen inapropiados excepto para proyectos a gran escala comercial; es por ello que surgió la idea de crear un sistema más simple y económico capaz de funcionar en condiciones de ausencia de electricidad y de agua de cañería, el cual es el propagador de polietileno **(Leakey, 1990)** también llamado el propagador de sub-irrigación **(Mésen F. , 1993).** La efectividad del propagador de subirrigación parece radicar en su capacidad de minimizar el estrés hídrico, protegiendo las estacas de las fuertes variaciones ambientales externas, capaz de mantener humedades relativas arriba del 90%, al igual que lo hace el propagador de nebulización por aspersión **(Mésen F. , 1993).**

Bajo condiciones tropicales, el propagador de subirrigación también mantiene las temperaturas del aire y del sustrato dentro de los rangos normales para el enraizamiento de especies forestales (20-25 °C y 18-30 °C, respectivamente) **(Mésen F. , 1993).**

El tiempo necesario para la formación de raíces varia de dos semanas (Populus y Salix); a doce semanas (géneros de difícil enraizado). Doce semanas constituyen más o menos el máximo, porque es difícil conservar lozanas por mucho tiempo **(Weaver, 1976).**

2.4 DEFINICIÓN DE TÉRMINOS BÁSICOS

Asexual: Modalidad de reproducción en la que no tiene lugar la unión de dos células (fecundación) para formar un zigoto con el doble de dotación cromosómica.

Asimilados: Cualquier sustancia producida en una planta durante la fotosíntesis.

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 cambium entre otros procesos (HARTMANN Y KESTER, 1998).

Avenamiento: Tubo perforado que está situado en una zanja rellena de grava o material poroso, bajo una losa de cimentación. También llamado desagüe inferior.

Caulinar: Concerniente o relativo al tallo. Celda, Cavidad, lóculo. Celulosa. Polisacárido que forma la membrana de las células vegetales y que constituye la principal materia estructural de los vegetales.

Células parenquimatosas: Células fundamentales de la planta, sus principales ocupaciones son la fotosíntesis y el almacenamiento de sustancias de reserva.

Clon: El conjunto de ramets genéticamente idénticos, es decir que se originaron de un mismo ortet. Es una colección de células u organismos genéticamente que se han obtenido de forma asexual de un antepasado común; todos los miembros de un clon tienen una composición genética idéntica (IICA, 1988).

Dormancia: Período en el ciclo biológico de un organismo en el que el crecimiento, desarrollo y, en los animales, la actividad física se suspende temporalmente.

Estaca: Es todo fragmento del árbol que, enterrado parcialmente es capaz de producir una planta perfectamente igual a aquella de cual procede (Acosta, 1959).

Estaquilla: Estaca 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.

Genotipo: Conjunto de genes o constitución genética de un organismo.

Juvenilidad: Es definida como la condición de una planta previa a la floración o gametogénesis.

Lozanas: Se aplica a la planta que tiene verdor y frondosidad.

Meristemas: Tejido vegetal formado por células embrionarias, que se localizan en las partes de crecimiento de las plantas.

Ortet: La planta original que se utiliza para generar un clon.

Ortotropismo: Es la calidad de crecer en forma vertical.

Procedencia: Es un término útil que significa simplemente el lugar donde un lote de semilla ha sido colectado. En sí, es una simple "ubicación geográfica" sin ninguna implicancia biológica. Sin embargo, a veces hay

diferencias genéticas importantes entre procedencias de una misma especie.

Propagación vegetativa: Tipo de propagación mediante el cual se obtienen nuevos organismos a partir de una célula o grupos de células del organismo orinal, sin la mediante de procesos sexuales.

Propágulos: Órgano o porción de órgano de un ser pluricelular que sirve para la reproducción asexual de dicho ser.

Selección masal: La selección masal se basa en la selección de fenotipos, por eso su efectividad en gran medida depende de la herencia de las características deseadas.

Selección forestal: La selección forestal es una técnica para obtener la muestra de una determinada plantación, parcela o una zona boscosa, cumpliendo con ciertos criterios de ingeniería y producción.

Triptófano: Aminoácido que interviene en distintos procesos metabólicos en la secuencia de las proteínas y en la producción de las auxinas, hormonas del crecimiento de las plantas superiores.

Tropófisis: Alteración del desarrollo normal en un individuo propagado vegetativamente.

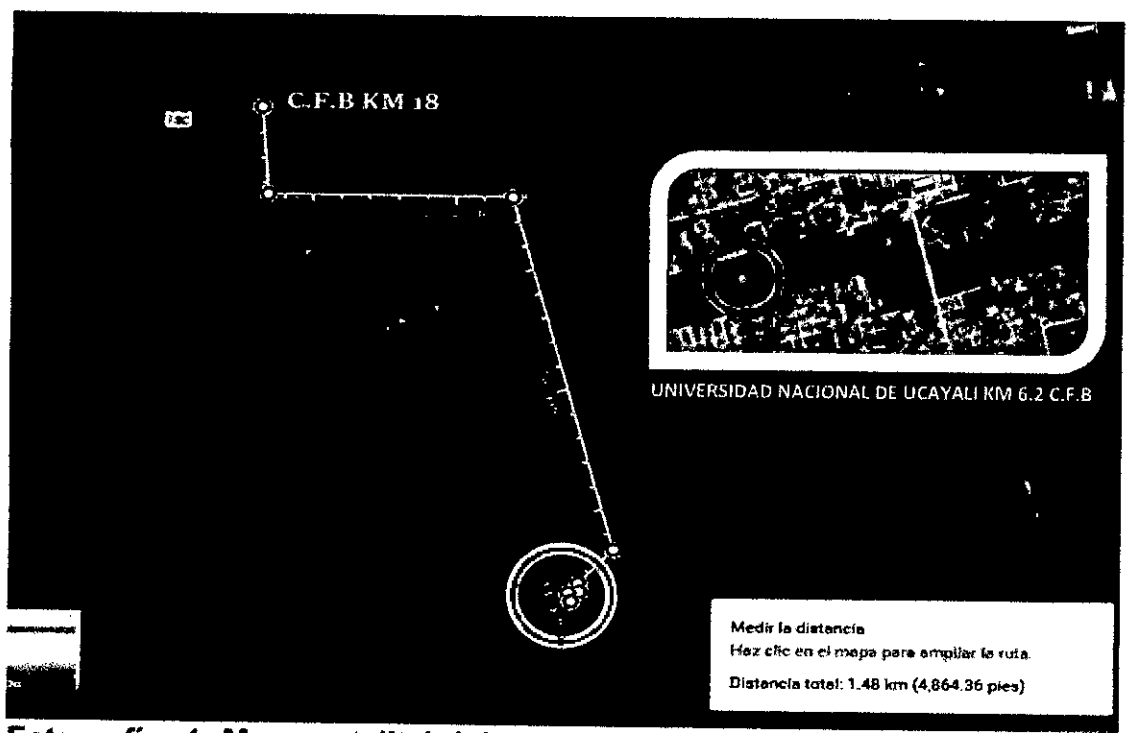
Turgencia: Es el fenómeno por el cual las células al absorber agua, se hinchan, ejerciendo presión contra las membranas celulares, las cuales se ponen tensas. De esto depende que una planta este marchitada o firme.

CAPITULO III

MATERIALES Y METODOS

3.1. LUGAR DE EJECUCIÓN

El trabajo de investigación fue en dos áreas diferentes, la primera, en el km 18 Carretera Federico Basadre interior 1.5 km, Provincia de Coronel Portillo, Departamento de Ucayali. En una parcela **de *Simarouba amara Aubl* (Marupa) con una área de 45m^2,** ubicada en las coordenadas 8°25'47.6"S 74°41'23.3"W a una altitud de 155 msnm en la que se realizó la selección del material genético bajo criterios de producción.



Fotografía 1. Mapa satelital del recorrido para llegar a la parcela y de la Universidad Nacional de Ucayali

La segunda etapa fue experimental y se llevó a cabo en el vivero forestal de la Universidad Nacional De Ucayali ubicado en el km 6.200 de la Carretera

Federico Basadre, en el distrito de Manantay, Provincia de Coronel Portillo, Departamento de Ucayali, donde fue instalado una cámara de sub-irrigación.

3.2. DESCRIPCIÓN DEL ÁREA EXPERIMENTAL

3.2.1. Clima

La zona pertenece a la clasificación bosque húmedo tropical Semi-siempre verde estacional, la temperatura media anual es de 26.5 °C, con temperatura máxima de 36.5 °C, y mínima de 17.4 °C; la humedad relativa es de 82.4%; el promedio mensual de horas de sol varía notablemente, siendo los meses de julio, agosto y setiembre los de mayor radiación solar; los meses de mayor precipitación con mayor cantidad horas de sol en octubre, noviembre, febrero y marzo; la precipitación media anual es de 1773 mm/año, respectivamente (IIAP, 2003).

3.3. MÉTODO DE INVESTIGACIÓN

El método utilizado fue de evaluación directa y experimental.

3.4 DISEÑO EXPERIMIENTAL

Delineamiento completamente randomizado (aleatoriamente) de 8 repeticiones, con 3 Tratamientos en un esquema unifactorial, cada unidad experimental compuesta de 6 estaquitas y un espacio entre los tratamientos.

TRATAMIENTOS

- TI = Hormona al 0 ppm de AIB, Testigo
- T2 = Hormona a 8000 ppm de AIB
- T3 = Hormona a 10000 ppm de AIB

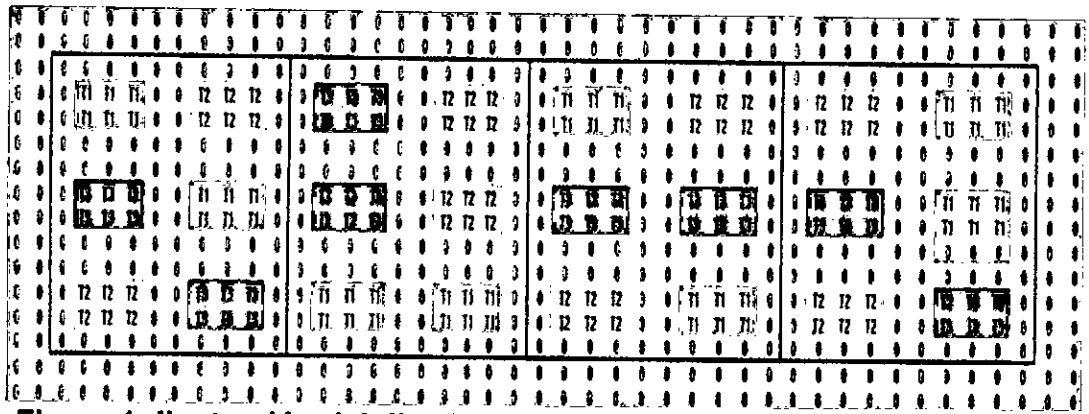


Figura 1: Ilustración del diseño experimental que tuvo los tratamientos dentro del sub-Irrigador.

3.5. POBLACIÓN Y TAMAÑO DE MUESTRA

✓ **Selección del material genético**

La población está constituida por 102 tocones, que cubrían 45 m², de las cuales por criterios de producción se seleccionaron a los individuos con las 2 clases diametricas con mayor diámetro y mejor estado fitosanitario, que sirvieron como material experimental para la siguiente etapa.

✓ **Propagación vegetativa**

De los individuos con las 2 clases diametricas mayores y mejor estado fitosanitario se obtuvieron 144 estaquillas de 7 cm de longitud y 12 mm de diámetro aproximadamente, las cuales se dividieron en 3 porciones iguales, para los respectivos tratamientos (Testigo, hormona comercial de AIB al 8000 ppm y AIB al 10000 ppm), por tocón se extrajeron entre 1 a 6 estaquillas.

3.6. MATERIALES Y EQUIPOS

3.6.1. Material y Equipo Experimental

Para el siguiente trabajo de investigación se empleó los siguientes materiales y equipos:

3.6.1.1. Selección del material genético

- Libreta de campo, formatos.
- GPS
- Cinta aislante
- Cinta métrica
- Cámara fotográfica
- Cinta scotch
- Vernier
- Etiquetas previamente enumerados

3.6.1.2. Propagación

- Estacas de ***Simarouba amara Aubl*** **(Marupa)**
- Sustrato (arena)
- Ácido 3-indolbutírico (AIB) a 8000 ppm y 10000 ppm
- Cámara de sub irrigación (Listones, Plástico, Piedra, Arena, Tubos, Grava)
- Tijeras podadoras
- Envase para el transporte del material, aspersor
- Etiquetas para separar la muestra
- Wincha para medir la longitud de las estacas
- Guantes, alcohol 96° para la extracción de material genético.

3.6.2. Material y Equipo de Gabinete

Para procesar los datos se necesitó los siguientes materiales y equipos:

- Computadora

- Calculadora
- Papel bond
- Regla
- Lápiz, bolígrafo, corrector, borrador, etc.

3.7. VARIABLES

3.7.1. Para la selección del material genético

VARIABLE	INDICADORES	INDICES
INDEPENDIENTES		
	Diámetro	Dimensiones (mm)
Árboles de ***Simarouba amara Aubl* (Marupa)** (A)	Estado fitosanitario	B-R-M

3.7.2. Para la propagación vegetativa

VARIABLE	INDICADORES	INDICES
INDEPENDIENTES		
Regulador de enraizamiento	Ácido 3-indolbutírico (A)	Testigo 0 ppm (A1) 8000 ppm (A2) 10000 ppm (A3)
DEPENDIENTES		
Factores de Enraizamiento (B)	Supervivencia (B1)	% vivos neto
	Número de raíces (B2)	Conteo de raíces
	Longitud de raíces(B3)	Medición de la raíz
	Brotes (B4)	Conteo de brotes
	Longitud de brotes (B5)	Medición del brote
	Estacas enraizadas (B6)	% de estacas con raíz
	Estacas con brotes (B7)	% de estacas con brotes
	Estacas con callos (B8)	% de estacas con callos

3.8 EJECUCIÓN DEL EXPERIMENTO

3.8.1. Construcción y preparación de la cámara de sub irrigación

En la cámara de sub irrigación se utilizaron madera pre-dimensionada de quinilla, las dimensiones de la cámara fueron: longitud 3 m, ancho 1.0 m, altura 0.7 m de la parte anterior y 1.0 m de la parte posterior; luego fue forrada herméticamente con mica transparente de polietileno, siguiendo el diseño de **(Leakey, 1990)**, para la preparación dentro de la cámara se colocó una primera capa (20 cm altura) de piedras grandes (6-10 cm) y luego piedras pequeñas (3-6 cm) debidamente lavadas y desinfectadas, finalmente se añadió los sustratos para el enraizamiento (arena , gravilla y piedras medianas), se vertió aproximadamente 80 Lt de agua por medio de un tubo de 20 cm de largo y 4" de diámetro colocado verticalmente en la arista anterior derecha de la cámara, esto sirvió para observar el nivel de agua al interior del lecho de piedra, evidenciando así, la continuidad del efecto de capilaridad en los sustratos.



Fotografía 2: Cámara de sub-irrigación, construcción al 90%

3.8.2. Selección del material genético y codificación

Cuando se llegó a la parcela de marupa, se encontró que todos los arboles ya habían sido cortados transversalmente por los dueños, lo que facilitaba nuestro trabajo y acortaba los plazos de la investigación, los tocones ya contaban con los brotes de 3 meses de crecimiento y listos para su extracción, evaluación y transporte, para seleccionar a los mejores individuos de donde sacamos las estaquitas, se realizó la respectiva codificación, enumerando cada individuo, esta codificación se realizó con una cinta aislante y cinta scotch, luego se diseñó un formato(ANEXO 01) en las que a cada individuo se le evalúo sus característica cualitativas (estado fitosanitario) y cuantitativas (diámetro). Este formato nos ayudó a analizar e interpretar cuales fueron los tocones seleccionados, obteniendo los 30 mejores individuos de los mejores diámetros, se recorrieron los 45 m² de área, nos ubicamos en el centro de la pequeña parcela y con ayuda del GPS se tomaron las coordenadas geográficas.

3.8.2.1. Características de la parcela

Especie reforestada : ***Simarouba amara Aubl*** **(Marupa)**

Edad de la plantación : 41 meses. (3.5 años).

Distanciamiento : 60x75 cm.

Número de plantas inexistentes: 28

Total de plantas existentes : 102.

Área aproximada de la plantación experimental: 45 m²

% de supervivencia : 78.5%



Fotografía 3: a) Parcela de *Simarouba amara Aubl* (Marupa); b) Corte transversal con brotes de estacas.

3.8.3. Obtención de la Progenie (Brotes)

De los 30 mejores individuos, se identificaron y codificaron a las estaquitas, se les corto parte de la hoja para después de una semana sean extraídas, esto con el objetivo que las futuras estaquitas vayan a climatizándose.



Fotografía 4: Estaquita identificada, codificada y preparada para la extracción dentro de la semana siguiente.

3.8.4. Preparación de las estacas, extracción y transporte

La preparación de las estaquillas, se realizó en un área sombreada y fresca, a partir de las 4:00 pm. Primero se eliminó el ápice, luego se corto brotes para la obtención de las estaquitas, para ello se utilizó una tijera de podar, los guantes, alcohol; para las medidas antisépticas correspondientes.

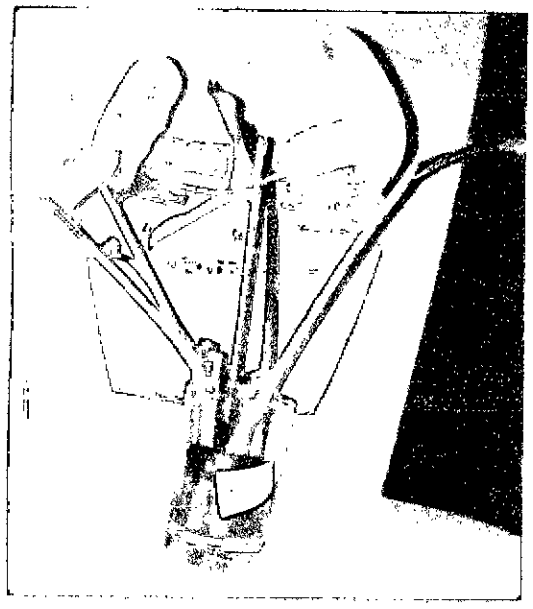
Las estaquitas fueron extraídas de materiales ortotrópicos sanos y vigorosos con longitudes mayores de 7.cm, la manera de seccionar las estaquillas fue considerando la parte media del brote completo, dejando parte de la hoja como reserva (primer foliolo) además las estaquitas deben conservar parte de la hoja, por ser esta la fuente de asimilados, auxinas y otras sustancias, vitales para el enraizamiento. Sin embargo la hoja proporciona una amplia superficie para la perdida de agua por transpiración por eso se recorta la hoja aun tamaño tal que se logre el balance entre las desventajas de la transpiración y las ventajas de fotosíntesis teniendo como base la información de ensayos preliminares, inmediatamente se colocó en una caja de plástico, acondicionando favorablemente para conservar las estaquillas y poder transportarlas sin maltratarlas. Se tomaron un total de 166 estaquitas.



Fotografía 5: Extracción de las estaquitas.

3.8.5. Aplicación de la hormona Ácido 3-indolbutírico (AIB)

Al azar las estaquitas fueron sumergidas por separado en las dos concentraciones de 8000 ppm y 10 000 ppm del AIB por espacio de 30 segundos, para luego sembrarlos en el sub-irrigador.

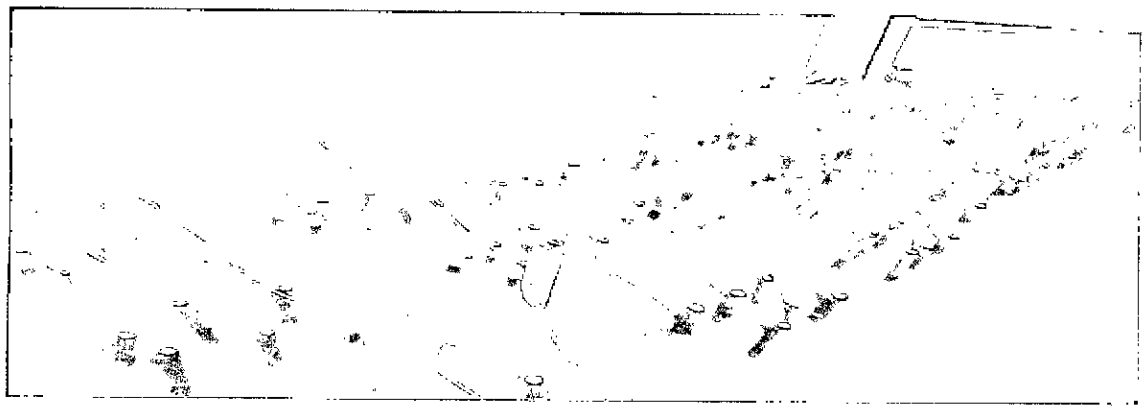


Fotografía 6: Aplicación de la hormona Ácido 3-indolbutírico (AIB).

3.8.6. Establecimiento de las estacas dentro del Propagador

La siembra de las estaquillas se realizó al azar, de las 166 extraídas de la pequeña parcela, solo 144 fueron trasladadas al sub-irrigador, esto con fines de garantizar el número exacto de las estaquitas a evaluar, posteriormente teniendo las condiciones antisépticas necesarias, fueron introducidos en hoyos de aproximadamente 1.5cm de profundidad presionando suavemente alrededor de la estaca, se consideró un espaciamiento de 6 cm en forma vertical y 6.7 cm en forma horizontal por cada cuadrito de la **Fig. 01** que tiene como codificación el número "0", de esa manera las 144 estaquitas puedan caber en todo el sub-irrigador, además un espacio alrededor del sub-irrigador y un espacio entre

tratamientos, que llamaremos efecto de borde, esto para que ningún tratamiento se favorezca ambientalmente o sea afectado por otro.



Fotografía 7: Distribución de las estacas dentro del sub-irrigador (Primer día del experimento)

3.8.7. Cuidados durante el periodo de propagación

Al abrir el sub irrigador para realizar el control de crecimiento las raíces de las estacas, se utilizaba un aspersor manual para mojar las hojas y de esta manera mantener la humedad, además por medio de los tubos se agregaba agua suficiente como para mantener húmedo el sustrato. Este procedimiento se realizó durante 90 días, para mantener un ambiente húmedo y acondicionado para la formación y desarrollo de raíces. Se extrajeron todas las hojas caída y estacas muertas. En época calurosa se roció las hojas 1-2 veces al día. Además cada semana se aplicaba Fungicida (PROTEXIN 500FW) e Insecticida (MATADOR 600 SL), una cucharada en 2 litros de agua.

3.8.8. Procedimiento de recolección de datos

3.8.8. 1. Selección del material genético

En formatos previamente estructurados **(Anexo 1)** se anotaron todas las características dasonómicas y fito-sanitarias de cada uno de los tocones que se encontraban en la pequeña parcela. Luego, se seleccionó a los 30

especímenes que presentaron las mejores características dasonómicas y el mejor estado fito sanitario, estos tocones fueron identificados y para después extraer de cada uno de ellos las estaquitas o ramets

3.8.8.2. Propagación vegetativa de estacas juveniles

Para evaluar el proceso de enraizamiento de estacas, se extrajo cada semana, con mucho cuidado, una estaca por unidad experimental. En cada evento se observó la formación de callos y raíces.

La evaluación final se realizó después de 90 días de instalado el experimento. En este caso se evaluó:

- **Porcentaje de sobrevivencia, número de estacas vivas por tratamiento (%).**

  Se realizó al final del ensayo, contándose el número de estaquillas muertas en base al total de unidades experimentales por tratamiento y por repetición. Indicando que muchas de las estacas que murieron presentaron necrosis (pudrición) en la base.

- **Número de raíces:**

  Se realizó al final del ensayo y se refiere en contar individualmente cada raíz de cada estaca entre el total de estacas por tratamiento y por repetición.

- **Longitud de raíces**

  Se realizó al final del ensayo y se refiere en medir individualmente cada raíz de cada estaca entre el total de estacas por tratamiento y por repetición con ayuda de la cinta métrica.

- **Número de brotes:**

  Se realizó al final del ensayo y se refiere en contar individualmente cada brote de cada estaca entre el total de estacas por tratamiento y por repetición.

- **Longitud de brotes:**

  Se realizó al final del ensayo y se refiere en medir individualmente cada brote de cada estaca entre el total de estacas por tratamiento y por repetición con ayuda de la cinta métrica.

- **Numero estacas enraizadas en cada tratamiento**

  Se realizó al final del ensayo y se refiere a la proporción de estacas que han enraizado entre el total de estacas por tratamiento y por repetición.

- **Numero estacas con brotes en cada tratamiento**

  Se realizó al final del ensayo y se refiere a la proporción de estacas que han tenido brotes entre el total de estacas por tratamiento y por repetición.

- **Numero estacas con callos en cada tratamiento**

  Se realizó al final del ensayo y se refiere a la proporción de estacas que han obtenido callos entre el total de estacas por tratamiento y por repetición.

3.8.9 Análisis de datos

- **Selección del material genético**

Se categorizo los datos por clases diametricas de los tocones, seleccionando a los individuos con los 2 clases diametricas con mayor diámetro y mejor estado fitosanitario.

- **Propagación vegetativa**

Para el análisis de datos se utilizó un complemento de Microsoft Excel 2010, llamado Real Statistic para Window 8. Para los presupuestos de normalidad de errores se ejecutó el test de Shapiro-Wilk, cuando existían estos errores de puntos atípicos posteriormente se utilizó el test de Grubbs/ESD, de esta manera se comprueba si estos puntos atípicos afectarían los resultados en el análisis de varianza, cuando los datos pasaban el test de Grubbs/ESD se realizaba el análisis de varianza unifactorial (ANOVA) para saber si existe diferencia significativas entre los tratamientos.

Cuando los datos no pasaban el test de Grubbs/ESD, se utilizó el test de Kruskal-Wallis para datos no paramétricos, de esta manera se comprueba si existe diferencia significativa entre los tratamientos.

Para la siguiente investigación se utilizó el siguiente modelo matemático:

$$Yi = \mu + \alpha i + \varepsilon i$$

Dónde:

Yi	=	Variable respuesta
μ	=	Promedio general
αi	=	Efecto de la hormona
εi	=	Error aleatorio

- **Correlación**

Para analizar la correlación del desarrollo de la parte apical en la estaca *Simarouba amara Aubl* (Marupa) con la formación de raíces, se utilizó un complemento de Microsoft Excel 2010, llamado Real Statistic para Window 8 con el test de Spearman.

CAPITULO IV

RESULTADOS Y DISCUSION

4.1. SELECCIÓN DEL MATERIAL GENETICO

4.1.1. Evaluación Cuantitativa

4.1.1.1. Diámetro (mm)

Tabla 1: Distribución del diámetro por categoría

CATE-DIA (mm)	Nº Individuos	PORCENTAJE(%)
(10-22.75)	22	21.57
(22.76-35.5)	16	15.69
(35.6-48.25)	13	12.75
(48.26-61)	21	20.59
(61.1-73.75)	**17**	**16.67**
(73.76-86.5)	**13**	**12.75**
Total general	102	100.00

CATE-DIA: Categoría diamétrica

Promedio en diámetro: 45.91 mm

En la Tabla 1, se categorizo los diámetros de los 102 individuos de la parcela, como se esperaba son los individuos con mayor categoría diamétrica que tienden a ser los mejores para obtener las esquitas, este criterio fue tomado a partir de termino de producción, ya que todos los individuos tienen la misma edad. De esta manera se tomó los individuos de las 2 categorías con mayor diámetro, 30 en total.

El diámetro promedio de la parcela fue de 45.91 mm, estos resultados son menores a los reportados por (Claussi, Marmillod, & Blaser, 1992), que obtuvieron un promedio de 7.5 cm a los 3 años de edad de una plantación de *Simarouba Amara*. Esta diferencia se debe a que los datos que se tomaron de la plantación del estudio realizado por (Claussi,

Marmillod, & Blaser, 1992) tenían un espaciamiento de 3m x 3m, mientras que los tomados por el presente experimento fueron de 0.6m x 0.75 m, este espaciamiento a diferencia del anterior citado al tener un espaciamiento tan reducido, competían por la luz y esto inducia a los individuos a crecer más en altura que en diámetro, otra razón seria que los datos tomados en la plantación antes mencionada fueron tomados a la altura del pecho (1.3m), la parcela en estudio tenían los fustes cortados, lo cual solo se pudo tomar los diámetros de los tocones a la altura del corte (45 cm).

4.1.2. Evaluación Cualitativa

4.1.2.1 Estado Fitosanitario (tocón)

Tabla 2: Estado fitosanitario del tocón.

Tocón	N° de individuos	Porcentaje (%)
B: Buena	71	69.61
R:Regular	30	29.41
M:Mala	1	0.98
Total general	**102**	**100**

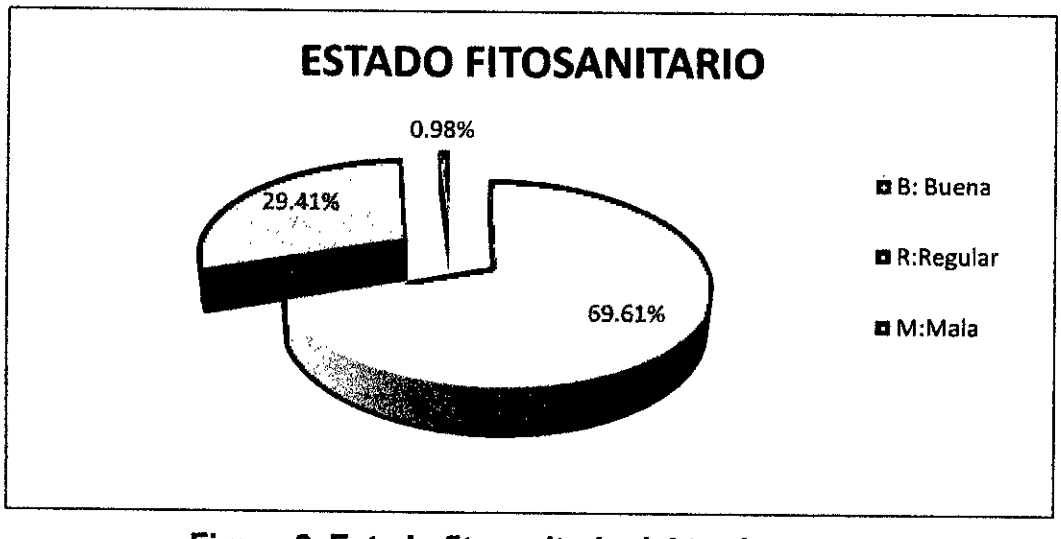


Figura 2. Estado fitosanitario del tocón.

En la Tabla 2 y la figura 2, se observa que la parcela cuenta con un estado Fitosanitario BUENO en un 69.61%, esto nos indica que no hay problemas por el ataque de plagas, infestación de hongos, que afecten directamente a la parcela, seguido de un REGULAR de 29.41% y solo un 0.98% MALO, lo cual nos puede indicar que en su mayoría los individuos de la parcela están sanos.

4.1.3. Características de los individuos seleccionados para propagar por estacas.

Tabla 3: Características de los individuos seleccionados.

Dm= Diámetro(mm); EF= Estado Fitosanitario; X= Promedio

N°	Dm (mm)	EF
1	96.5	B
2	90.5	B
3	89	B
4	86	B
5	84.5	B
6	83	B
7	82	B
8	81	B
9	80.5	B
10	80	B
11	78.5	B
12	77	B
13	77	B
14	70	B
15	70	B
16	69	B
17	67	B
18	66	B
19	66	B
20	65	B
21	65	B
22	64.5	B
23	64	B
24	63.5	B
25	63	B
26	63	B
27	63	B
28	63	B
29	62	B
30	62	B
X	**73.05**	**B**

En la Tabla 3 se detalla las características de los 30 individuos seleccionados para la propagación vegetativa a través de estacas juveniles, constituyen los mejores dentro de la pequeña parcela, características cualitativas y cuantitativas de cada individuo, se consideraron criterios de producción, ya que al tener la misma edad, los mejores tenían los mayores diámetros, con un promedio de 73.05 mm de diámetro a la altura del corte y con un buen estado fitosanitario. Estas características fenotípicas son ideales para obtener una progenie mejorada, ya que la selección forestal es evaluar a todos los individuos con criterios de interés, como no conocemos la relación de parentesco, se eligió este método por ser apropiado cuando no existe información de los padres.

4.2. PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE ESTACAS JUVENILES

4.2.1. Porcentaje de supervivencia de estacas

Tabla 4: Número y porcentaje de supervivencia de estacas.

REPETICIÓN	T1	T2	T3
1	0.333	0.833	0.833
2	0.500	0.833	0.333
3	0.000	0.000	0.500
4	0.333	0.000	0.000
5	0.167	0.167	0.333
6	0.167	0.333	0.333
7	0.167	0.167	0.333
8	0.500	0.167	0.667
POR NÚMERO	**13**	**15**	**20**
PROMEDIO	**0.271**	**0.313**	**0.417**
%/Tratamiento	**27.083**	**31.250**	**41.667**
%/Total	**9.028**	**10.417**	**13.889**
%TOTAL		**33.330**	

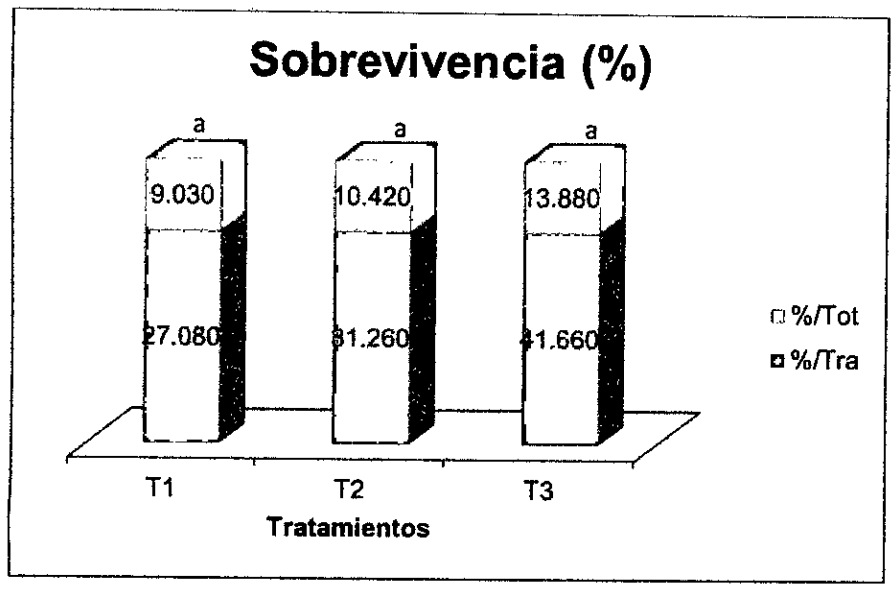


Figura 3: Porcentaje de supervivencia por tratamiento y sobre el total.

A 90 días de haber instalado el experimento podemos observar en la Tabla 4 y la figura 3 que el T3 es quien tiene un mayor porcentaje de sobrevivencia, aunque estadísticamente no existe diferencia significativa entre los tratamientos (ANEXO 4,5 y 6). Estos resultados nos indican que la especie no requiere de reguladores de crecimiento (AIB) para poder mantenerse con vida, sin embargo otro criterio a tomar en cuenta es el agua y un el exceso de humedad que puede representar una barrera importante para la difusión de oxígeno lo que puede dar lugar a la anoxia en la base de corte (Loach, 1997), ya que 66.667 % de estacas juveniles de Marupa que no sobrevivieron presentó necrosis basal, caídas del peciolo y foliolos. El 33.33% de las estacas que sobrevivieron a los 90 días que estuvieron expuestas al experimento nos da una prueba de que esta especie tiene una gran resistencia a la mortalidad y nos abre una brecha para seguir haciendo investigaciones a largos periodos de tiempo, difiriendo con la investigación de (Garcia, 1974) que a los 80 días de en propagación vegetativa de ***Simarouba amara*** por medio de estacas leñosas tuvo 100% de mortalidad.

4.2.2. Número y longitud de raíces por tratamiento

Tabla 5: Numero de raíces por tratamiento.

REPETICIÓN	T1	T2	T3
1	0.000	0.833	0.667
2	0.333	0.000	0.000
3	0.000	0.000	0.000
4	0.000	0.000	0.000
5	0.000	0.000	0.000
6	0.167	0.000	0.000
7	0.000	0.000	0.000
8	0.333	0.000	0.000
PROMEDIO POR NUMERO	0.104 5	0.104 5	0.083 4

Tabla 6. Longitud de raíces por tratamiento. (cm)

REPETICIÓN	T1	T2	T3
1	0	3.78	0.292
2	0.017	0	0
3	0	0	0
4	0	0	0
5	0	0	0
6	0.017	0	0
7	0	0	0
8	0.05	0	0
PROMEDIO	0.0105	0.4725	0.0365

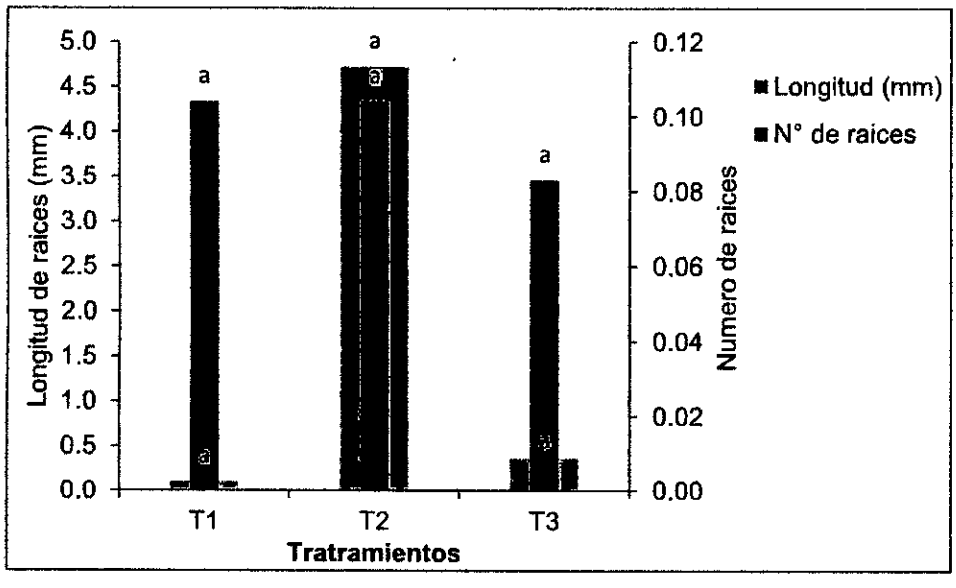


Figura 4. Número y longitud de raíces por tratamiento.

Tanto los datos obtenidos del número de raíces (Tabla 5) y longitud de raíces(Tabla 6) no cumplen con el test de normalidad de Shapiro-Wilk (ANEXO 7 y 10) y de Grubbs/ESD (ANEXO 8 y 11), recurriendo a la prueba de Kruskal-Wallis (ANEXO 9 y 12) para datos no paramétricos, en esta prueba se comprobó que no existe diferencia significativa entre los tratamientos tanto en número de raíces y como longitud de raíces(Figura 4), (Aponte, 2009) al

propagar por micro-estacas *Guazuma crinita, Mart* (bolaina blanca) a 60 días de cultivar ex plantes con concentraciones de AIA y ANA no encontró diferencia significativa con el testigo. Para ser considerado un buen enraizamiento como lo indica (Leakey, 1990) las estacas deben tener por lo menos 3 raíces, en la Tabla 05 nos muestra un promedio de 0.104 a 0.083 raíces por tratamiento en cada estaca, (Vidal, 2010) a 55 días obtuvo el mismo número de raíces promedio de 0.08 de ***Simarouba amara*** en propagación vegetativa por cámara de sub-irrigación con un sustrato de arena fina , el mismo sustrato utilizado en este experimento, de esta manera tenemos una idea de lo difícil que es enraizar la especie Marupa; (Mendiburu, 1975) probo esto ya que a los 90 días de evaluación en propagación vegetativa de ***Simarouba amara*** a través de estacas, no obtuvo raíces, lo mismo sucede con otras especies, (Cordova, 2011) cuando propago ***Acrocarpus fraxinifolius***(cedro rosado de la india) con estacas juveniles obtuvo un promedio de raíces por tratamiento de 0,06.

Por otro lado, la longitud de raíces de estacas juveniles de ***Simarouba amara*** en el T2 tiene un promedio superior al T1 y T3, pero estadísticamente no son significativos, aunque esto parezca erróneo, esto tiene un explicación más científica que estadística, lo que sucede es que si observamos en la tabla 6, podemos apreciar que en la Repetición 1 del T2 tiene un valor superior a los demás tratamientos y repeticiones del experimento, cada repetición estaba compuesta por 6 estaquillas que funcionan como unidad experimental, una de las estacas de esa repetición tuvo un crecimiento fuera del promedio en sus raíces que superaban los 20cm, ese fenómeno solo sucedió en esta estaca, fenómeno que aún no puede ser explicado a su totalidad más que simples hipótesis, la hipótesis más acercada es que la estaca extraída del tocón tenía

propagar por micro-estacas *Guazuma crinita, Mart* (bolaina blanca) a 60 días de cultivar ex plantes con concentraciones de AIA y ANA no encontró diferencia significativa con el testigo. Para ser considerado un buen enraizamiento como lo indica (Leakey, 1990) las estacas deben tener por lo menos 3 raíces, en la Tabla 05 nos muestra un promedio de 0.104 a 0.083 raíces por tratamiento en cada estaca, (Vidal, 2010) a 55 días obtuvo el mismo número de raíces promedio de 0.08 de ***Simarouba amara*** en propagación vegetativa por cámara de sub-irrigación con un sustrato de arena fina , el mismo sustrato utilizado en este experimento, de esta manera tenemos una idea de lo difícil que es enraizar la especie Marupa; (Mendiburu, 1975) probo esto ya que a los 90 días de evaluación en propagación vegetativa de ***Simarouba amara*** a través de estacas, no obtuvo raíces, lo mismo sucede con otras especies, (Cordova, 2011) cuando propago ***Acrocarpus fraxinifolius***(cedro rosado de la india) con estacas juveniles obtuvo un promedio de raíces por tratamiento de 0,06.

Por otro lado, la longitud de raíces de estacas juveniles de ***Simarouba amara*** en el T2 tiene un promedio superior al T1 y T3, pero estadísticamente no son significativos, aunque esto parezca erróneo, esto tiene un explicación más científica que estadística, lo que sucede es que si observamos en la tabla 6, podemos apreciar que en la Repetición 1 del T2 tiene un valor superior a los demás tratamientos y repeticiones del experimento, cada repetición estaba compuesta por 6 estaquillas que funcionan como unidad experimental, una de las estacas de esa repetición tuvo un crecimiento fuera del promedio en sus raíces que superaban los 20cm, ese fenómeno solo sucedió en esta estaca, fenómeno que aún no puede ser explicado a su totalidad más que simples hipótesis, la hipótesis más acercada es que la estaca extraída del tocón tenía

mucho más auxinas que las demás, este tipo de fenómenos siempre suceden en la ciencia genética y debe ser considerado un detalle especial y aislado en este campo; aunque esto suceda y desvirtúe la normalidad de los datos del experimento con Shapiro-Wilk (ANEXO 10) y de Grubbs/ESD (ANEXO 11), Kruskal-Wallis (Anexo 12) nos demuestra que no existe diferencia significativa en los tratamientos(Figura 4) por las razones ya explicadas.

4.2.3. Número y longitud de brotes por tratamiento

Tabla 7. Número de brotes por tratamiento.

REPETICIÓN	T1	T2	T3
1	2.000	3.833	4.833
2	1.333	4.167	1.833
3	0.000	0.000	1.833
4	1.000	0.000	0.000
5	1.000	0.833	1.333
6	0.000	0.000	0.667
7	1.000	0.167	2.167
8	2.833	0.000	3.167
PROMEDIO	**1.146**	**1.125**	**1.979**
POR NUMERO	**55**	**54**	**95**

Tabla 8. Longitud de brotes por tratamiento (cm).

REPETICIÓN	T1	T2	T3
1	1.723	4.11	4.22
2	1.562	3.955	3.387
3	0	0	2.428
4	0.705	0	0
5	1.062	0.62	1.623
6	0	0	0.883
7	0.747	0.233	2.423
8	2.29	0	3.897
PROMEDIO	**1.011**	**1.115**	**2.358**

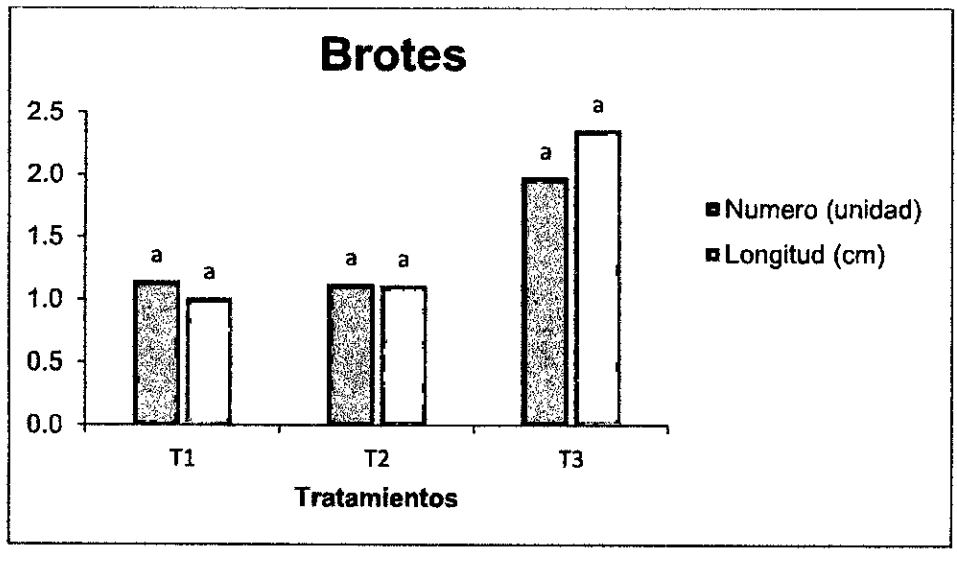


Figura 5. Número y longitud de raíces por tratamiento

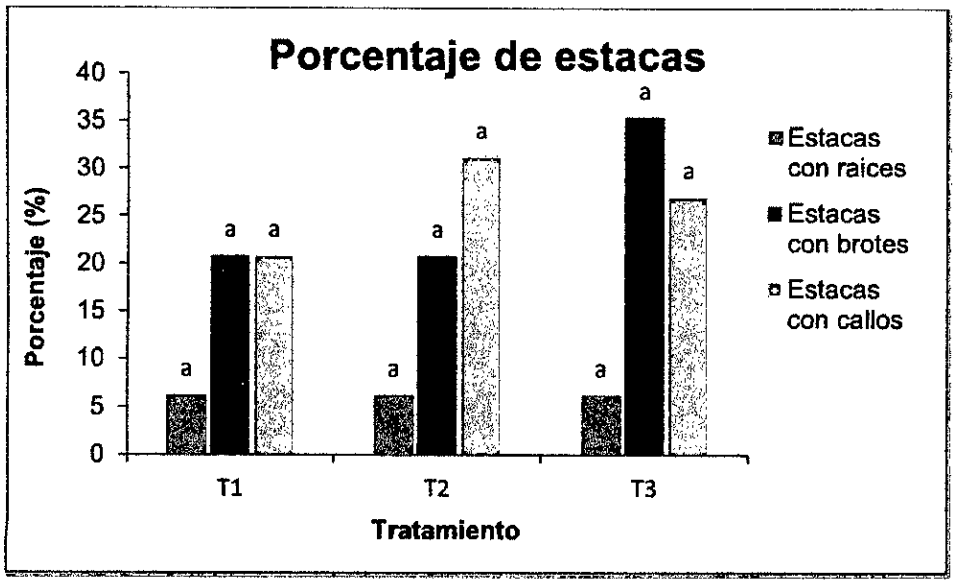


Figura 6. Porcentaje de estacas con raíces, brotes y callos.

Los datos obtenidos en el número de estacas enraizadas por tratamiento(Tabla 9) no cumplen con el test de normalidad de Shapiro-Wilk (ANEXO 19) y de Grubbs/ESD (ANEXO 20), recurriendo a la prueba de Kruskal-Wallis(ANEXO 21) para datos no paramétricos, en esta prueba se comprobó que no existe diferencia significativa entre los tratamientos(Figura 06), obteniendo un mismo número de estacas enraizadas por tratamientos de 6.25% (Tabla 9), podemos afirmar lo que nos indica **(Weaver, 1976),** que no se necesita concentraciones de hormonas para el enraizamiento, estos datos son diferentes a los presentado por **(Vidal, 2010)** en su primer ensayo de propagación vegetativa de *Simarouba amara* Aubl a 55 días de evaluación y a 8000 ppm de AIB obtuvo un porcentaje de 19.4%, esto se debe a que las estacas extraídas en nuestro experimento fueron de una madre que tenía 3.5 años y las de **(Vidal, 2010)** tuvieron 1 año, esto nos da un claro ejemplo que la edad de la planta madre es un factor importante en el enraizamiento de estacas **(Hartman & Kester, 1987).**

(Vidal, 2010) en su tercer ensayo determino que los factores más importantes para el enraizamiento de *Simarouba amara* Aubl a 55 días de evaluación en cámaras de sub-irrigación fueron la dosis de Ácido indolbutírico (AIB) de 8000 ppm y el sustrato perlita agrícola con un porcentaje de enraizamiento de 64%, estos datos son muy superiores a los nuestros porque en el presente experimento se utilizó como sustrato arena fina.

Otra explicación para el poco número de estacas enraizadas en el experimento, se basa en el origen de donde se sacaron las estacas, si observamos la figura 7, se detalla donde se encontraban los tocones de las estacas enraizadas en la parcela, si no fuera por el tocón "T103" se podría afirmar que todas las estacas enraizadas fueron de los tocones que estuvieron en el borde de la parcela, este fenómeno se llama "efecto de borde" donde los individuos que están en el borde de la parcela tienen un efecto negativo o positivo de las variables estudiadas, afectadas por condiciones climáticas o de otra índole, este detalle debe ser considerado en futuras investigaciones.

T001	T002	0	0	0	0	0	0	0	X	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
T027	0	0	0	0	0	X	0	0	0	0	0	0	X	X	0	X	0	0	0	0	X	X	X	X	0
0	0	0	0	X	0	0	0	X	X	0	X	0	0	0	0	0	0	0	0	0	X	X	X	X	T078
0	X	0	X	0	X	0	X	X	0	X	X	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	T103	X
T105	0	0	X	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	X	0	0	0	0	0	0	0	X

Figura 7. Distribución de los tocones en la parcela de 45 m^2, en amarillo los tocones de donde las esquitas enraizarón, en rojo los tocones inexistentes o muertos, en verde los tocones restantes.

El porcentaje de enraizamiento alcanzado en este experimento nos indica que la especie es difícil de enraizar, sin obtener diferencia significativa entre los tratamientos, siendo necesario continuar las investigaciones de esta especie para obtener un buen paquete tecnológico.

Los datos obtenidos en el porcentaje de brotes si cumplen con el test de normalidad de Shapiro-Wilk (ANEXO 22) y de Grubbs/ESD (ANEXO 23), de esta manera se realizó el Análisis de Varianza (ANOVA), ver el ANEXO 24, donde determino que no existe diferencias significativas entre los tratamientos(Figura 6), de esta manera se demuestra que aunque el T3 obtuvo mayor porcentaje de brotes, no se necesita de la hormona AIB para obtener resultados, (Vidal, 2010) en el enraizamiento de *Simarouba amara* Aubl a 55 días de evaluación en cámaras de sub-irrigación y con un sustrato de arena fina obtuvo un 51% de estacas con brotamiento, datos superiores a los nuestros, una hipótesis alternativa es que las auxinas aplicadas pueden inhibir el crecimiento del brote, como sucedió con la inyección con auxina a *Nauclea diderrichii,* la que retrasó la brotación de las estacas tomadas de ellas (Leakey, 1990).

Los datos obtenidos en el porcentaje de callosidad (Tabla 9) también cumplieron con el test de normalidad de Shapiro-Wilk (ANEXO 25) y de Grubbs/ESD (ANEXO 26), de esta manera se realizó el Análisis de Varianza (ANOVA), ver el ANEXO 27, donde se determinó que no existe diferencias significativas entre los tratamientos(Figura 6), en total el 26.389% de las estacas obtuvieron callos a 90 días de la instalación del experimento, resultados superiores a los de (Mendiburu, 1975) que a los 90 días de

evaluación en propagación vegetativa de ***Simarouba amara*** a través de estacas, obtuvo solo el 5% de callosidad y con (Vidal, 2010) que al propagar vegetativamente por estacas juveniles a 55 días en sub-irrigador con un sustrato de arena fina obtuvo 3.3%, podemos decir que aramos muy bien a nuestra arena, lo cual nos trajo una buena oxigenación en la cámara de sub-irrigación, por ende la producción de callosidad es elevada en las estacas juveniles de Marupa y no precisamente por efecto de dosis empleada.

De la misma forma podemos decir que no necesariamente se necesita de dosis del ácido 3-indolbutirico AIB para tener diferencias significativas en enraizamientos, brotes y callosidad, de la presente investigación.

4.2.5 Correlación de la longitud de brotes con la formación de raíces en las estacas *Simarouba amara Aubl* (Marupa).

Tabla 10. Correlación de Spearman con un nivel de significancia de 5%.

Correlación de Variables; α= 0.05	
p-value	0.93102905
Spearman	-0.01283014
	Aho

Cuando observamos que la mayoría de las estacas que sobrevivieron tenían muy pocas raíces y muchos brotes, surgió la duda si es que estos datos tenían alguna correlación.

Al correlacionar los datos con el test de Spearman a una significancia del 5%(Tabla 10) podemos obtener un p-value de 0.93102905, valor superior a la

significancia, lo cual nos indica que la longitud o crecimiento de los brotes no tiene correlación con la longitud o aparición de las raíces. Aparentemente las auxinas que tienen las estacas no actúan de forma selectiva a la formación de brotes o raíces, si no que las auxinas se esparcen en toda la estaca formando de manera aleatoria los tejidos vegetales que la estaca necesita.

CAPITULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 CONCLUSIONES

- Estadísticamente no existe diferencia significativa entre los 3 tratamientos (0 ppm de AIB, 8 000 ppm de AIB y 10 000 ppm de AIB), en el porcentaje de sobrevivencia, promedio del número de raíces, promedio de la longitud de raíces, promedio del número de brotes, promedio de la longitud de brotes, porcentaje de estacas enraizadas, porcentaje de estacas con brotes y porcentaje de estacas con callos.

- Las características de los individuos seleccionados para su propagación por estacas juveniles de la especie *Simarouba amara Aubl* (Marupa), son las siguientes: Diámetro a la altura del corte entre 61.1 mm a 86.5 mm; con un buen estado fitosanitario.

- Se obtuvo un enraizamiento de 6.25% en las estacas de *Simarouba amara Aubl* (Marupa) en todos los tratamiento de AIB, demostrando que esta especie es muy difícil de enraizar.

- No existe correlación entre variables de crecimiento en la estacas de *Simarouba amara Aubl* (Marupa), específicamente entre la longitud de raíces y la longitud de brotes.

5.2 RECOMENDACIONES

- Realizar experimentos con dosis mayores a 10 000 ppm de AIB, podrían tener un efecto importante en el porcentaje de enraizamiento para las estacas juveniles de Marupa (*Simarouba amara Aubl)* en cámara de sub-irrigación.
- Realizar pruebas con estacas juveniles que tengan una madre de edades menores a los 3 años, dadas que las estacas de madres más jóvenes contienen mayor cantidad de auxinas que ayudan a la propagación vegetativa por cámara de sub-irrigación.

- Se recomienda obtener estacas de individuos que no se encuentren en el área de efecto de borde de una plantación, parcela, jardín yemero o jardín clonal, para que las estacas no tengan un comportamiento diferente con respecto a otras por los efectos ambientales que ya estuvieron expuestas.

- El sustrato juega un rol importante para el enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales y en particular de la especie Marupa (*Simarouba amara Aubl)*, que es una especie difícil de enraizar, por lo cual se recomienda probar nuevos sustratos, en especial perlita agrícola, que fue el sustrato clave para que (Vidal, 2010) tuviera un enraizamiento de 64% en estacas juveniles de Marupa (*Simarouba amara Aubl)*.

CAPITULO VI

BIBLIOGRAFIA

Acosta, S. (1959). *Propagación vegetativa de leñosas forestales.* Barcelona-España: Editorial La Hacienda.

Aponte, F. (2009). Efecto de 2 auxinas, acido indol acetico (AIA), y acido naftaleno acetico(ANA), en la propagación por microestacas de guazuma crinita, mart(bolaina blanca). *Establecimiento, manejo y conservación de fuentes de germoplasma de especies forestales comerciales nativas de la Amazonia Peruana, en el marco de la iniciativa amazónica.*, 69.

Bonfil, C., Mendoza, P., & Ulloa, J. (2007). enraizamiento y formación de callos en estacas de siete especies del género Bursera. *Agrociencia.*, 103-109.

Botti, C. (1999). *Principios de la propagación y técnicas de propagación por estacas en manejo tecnificado de invernaderos y propagación de plantas.* Santiago - Chile: Facultad de Ciencias Agronomicas-Universidad de Chile.

Braudeau, J. (1981). *El Cacao. Técnicas Agrícolas y Producciones Tropicales.* Mexico: Blume.

Carrera, F. (1987). *Resultados de las experiencias de las plantaciones forestales von Humbolt. Documento de Trabajo Nº 5.* Pucallpa: CENFOR XII.

Carrera, M. (1997). La propagación vegetativa en el género Pinus. *Ciencia Forestal, 7*, 3-29.

Claussi, A., Marmillod, D., & Blaser, J. (1992). Descripción silvicultural de las plataciones forestales de Jenaro Herrera. Iquitos: Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana.

Cordova, K. (2011). *Selección masal y propagación por estacas juveniles de Acrocarpus fraxinifolius Wight & Arn (cedro rosado de la india) en ambientes de propagadores de sub-irrigación.* Pucallpa: Universidad Nacional de Ucayali.

De Vastey, J. (1992). *Estudio sobre la propagación de especies forestales.* Costa Rica: Tesis de magíster Agricultura en Turrialba.

Diaz, E. (1991). Enraizamiento de estacas juveniles de Cedrela odorata. *Silvoenergia*, 4-51.

Dirr, M., & Heuser, C. (1987). *The reference manual of woody plant propagation. From seed to tissue culture.* Georgia, USA.: Varsity Press INC.

Flores, A. (1986). *Efecto de Topófisis y de dos profundices de siembra en al propagación por estacas de Eritrina poippigiana (Woopen) O.F.Cook (Pro).* Costa Rica: Tesis para optar el grado de Magíster Agricultura IICA de la OEA.

Garcia, J. (1974). *Enraizado de estacas de seis especies forestales, con tres niveles de acido indolbutírico.* Costa Rica: Turrialba.

Gardner, C. (1961). An evaluation of effects of mass selection and seed irradiation with thermal neutrons on yield of corno Crop Science. *Agr. Exp*, 241-245.

Guevara, O. (1977). *Pruebas De Propagacion vegetativa de seis especies frutales de interes en costa rica.* Universidad de Costa Rica: Tesis de Ingeniero Agronomo.

Gutierrez, M. (2003). *Propagación del burío (Heliocarpus appendiculatus Turcz.) por semillas, estacas y acodos.* Turrialba - Costa rica: Centro Agronomico Tropical de Investigacion y Enseñanza.

Gutierrez, M. (2003). *Propagación del burío (Heliocarpus appendiculatus Turcz.) por semillas, estacas y acodos.* Turrialba - Costa rica:: Centro Agronomico Tropical de Investigacion y Enseñanza.

Hartman, T., & Kester, E. (1987). *Propagación de plantas: principios y prácticas.* México: Editorial continental S.A.

Hartmann, T., & D., K. (1996). *Propagación de plantas: principios y prácticas.* MEXICO: Compañía Editorial Continental, S.A. de C.V.

Jinks. (1995). The effects of propagation environment on the rooting of leafy cuttings of ash (Fraxinas excelsior L), sycamore (Acer pseudoplatanus L.), and sweet chestnut (Castanea sativa Mill.). *New Forests* , 183 -195.

Leakey, R. (1990). Propagación vegetativa de especies forestales. En Manual sobre Mejoramiento genético. *CATIE*, 113-120.

Loach, K. (1997). Leaf wáter potential and the rooting of cuttings under mist and polythelene. . *Physiologia Plantarum*, 191-197.

Longman, K. (1993). *Rooting Cuttings of Tropical Trees. Tropical Trees: Propagation and Planting Manuals.* . Londres: Commonwealth Sciencie Council .

Loureiro, A. (1968). *Catalogo das madeiras da Amazonia.* Belén, Brasil: CATIE BRASIL.

Macdonald, B. (1986). *Practical woody plant propagation for nursery growers.* Londres - Inglaterra: Batsford.

Mansilla, D. (2004). *Propagación vegetativa mediante estaquillada en especies nativas de los géneros Mutisia, Escallonia y Gaultheria, como potenciales cultivos ornamentales.* Santiago de Chile: Universidad Austral de Chile.

Mendiburu, C. (1975). *Propagación vegetativa de estacas de ocho especies forestales.* Costa Rica: Turrialba.

Mésen, F. (1993). *Vegetative propagation of Central American hardwoods.* USA: Ph.D. Thesis, University of Edinburgh, Institute of Terrestrial Ecology. Edinburgh, Scotland.

Mésen, F. (1998). *Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación.* Turrialba, Costa Rica.: CATIE.

Monserrath, S., Duval, V., Nikolay, M., & Sven, G. (2007). Propagación vegetativa de dos especies de la familia Podocarpaceae. *Bosques latitud cero*, 3-5.

Mostaceros, J., & Mejía, F. (1993). *Taxonomia de Fanerogamas Peruanas.* Trujillo-Perú: Editorial Libertad.

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.* Turrialba - Costa Rica: Universidad de Costa Rica.

Perez, A. (2001). *Selección masal para la adaptación a clima templado de razas tropicales y sub-tropicales de maíz de México. Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas (INIA).* Venezuela, 11p: CIAE Portuguesa.

Primo, E., & Luñatb, P. (1968). *Herbicidas Y Fito Reguladores.* Madrid: Editorial Madrid.

Quijada, M. (1980). *Métodos de propagación vegetativa. En mejora genética de árboles forestales.* Roma: DANIDA.

Reynel, C. (2003). *Arboles útiles de la Amazonia Peruana y sus usos.* Lima-Perú: Tarea Grafica Educativa.

Richard, P. (2015). *Sittig's Handbook of Pesticides and Agricultural Chemicals.* Oxford: Oxford.

Rojas, S. (2004). *Propagacion asexual de plantas. Conceptos basicos y experiencia con especies amazonicas.* Bogota - Colombia: Corpoica.

Salisbury, F., & Ross, C. (2000). *Fisiología de las Plantas. Tomo 2.* Mexico: Ed. Thomson-Paraninfo.

Santelices, R. (1998). *Propagación vegetativa del Hualo, (Nothofagus glauca (Phil.) Krasser), mediante estacas procedentes de rebrotes de tocón.* Santiago de Chile.: Escuela de Postgrado. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad de Chile.

Soudre, M. (2010). *Informe Técnico final del Proyecto Desarrollo Tecnológico Apropiado para la Propagación Vegetativa de Especies Maderables Valiosas en las regiones Loreto y Ucayali (PROVEFOR).* Pucallpa: Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP) y Fondo para la Inno.

SOUDRE, M., GUERRA, H., MUERAS, L., VASQUEZ, A., FLORES, M., MURRIETA, C., . . . YEPES, F. (2010). *Protocolo para el óptimo enraizamiento de estaquillas de cinco especies maderables.* Ucayali, Peru: Proyecto PROVEFOR. IIAP, FINCYT.

Torres, A. (2003). *Relação entre sazonalidade desrama e carboidratos no crescimento do eucalipto na propagação vegetativa por miniestaquia.* Piracicaba, SP, Brasil: Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo.

Vastey, J. (1962). *Estudios sobre propagacion de especies forestales por estacas.* Costa Rica: Tesis para Magister en Agronomia.

Vidal, F. (2010). Evaluación de cinco dosis del ácido indolbutirico, sustratos y características morfológicas en el enraizamiento de estacas juveniles de estacas juveniles de Simarouba amara AUBL (Marupa), Pucallpa – Perú. *Tesis, Facultad de ciencias forestales y ambientales – UNU.* Pucallpa, Perú.

Weaver, R. (1976). *Reguladores del crecimiento de las Plantas en la agricultura.* Mexico: Editorial Trillas.

Wells, J. (1979). *Plant propagation practices.* New york - USA: Macmillan.

Zobel, B., & Talbert, J. (1988). *Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales.* Mexico: Limus.

ANEXOS

ANEXO 1: Formato de Evaluación del Estado de la parcela para Selección Forestal (material genético)

N°	Cod. Del Tocón	Dm (mm)	EF	Area (mm^2)

ANEXO 3: Formato de Evaluación Final en propagación vegetativa

N°	Cod. del tocón	Cod. de la estaca	Trata-miento	N° de Brotes	Medida y promedio de brotes(cm)											N° de raíz	Medida y promedio de raíz				Presencia de callo
					1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	X		1	2	3	X	

- **Resultados estadísticos de sobrevivencia en la propagación vegetativa de *Simarouba Amara* Aubl(Marupa). Real Statistic**

ANEXO 4: Test de normalidad de Shapiro-Wilk.

Shapiro-Wilk Test

	T1	T2	T3
W	0.91163046	0.79192502	0.91825243
p-value	**0.36568809**	**0.02344462**	**0.41584438**
alpha	*0.05*	*0.05*	*0.05*
normal	**yes**	**no**	**yes**

ANEXO 5: Test de Grubbs/ESD, verificando si los puntos atípicos desvirtuaran el ANOVA.

Grubbs/ESD Test

									alpha	**0.05**
outlier	0.833	0.833	0.833	0.667	0.5	0.5	0.5	0	0	0
G	1.923	2.151	2.487	2.166	1.552	1.708	1.925	1.454	1.614	1.842
G-crit	2.802	2.78	2.758	2.734	2.708	2.681	2.652	2.62	2.586	2.548
sig	***no***	***no***	***no***	***no***	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**

ANEXO 6: Análisis de varianza (ANOVA) entre tratamientos, se acepta la hipótesis nula.

SOBREVIVENCIA/T

ANOVA: Single Factor

Shapiro-Wilks = Yes

Grubbs/ESD = Yes

DESCRIPCION

Grupos	*Repeticiones*	*Sumatoria*	*Media*	*Varianza*	*SC*	*Std Err*
T1	8	2.167	0.271	0.03125	0.21875	0.0934
T2	8	2.500	0.313	0.1145833	0.8020833	0.0934
T3	8	3.333	0.417	0.0634921	0.4444444	0.0934

ANOVA

						Alpha=0.05	Alpha=0.01
Fuentes	*gl*	*SC*	*CM*	*P value*	*F calculado*	*F tabular*	*F tabular*
Entre Tratamientos	2	0.0903	0.045138889	**0.5337791**	**0.6469194**	**3.4668**	**5.78042**
Error	21	1.4653	0.069775132				
Total	23	1.5556	0.06763285				

Aho

- **Resultados estadísticos de número de raíces en la propagación vegetativa de *Simarouba Amara* Aubl(Marupa). Real Statistic**

ANEXO 7: Test de normalidad de Shapiro-Wilk.

Shapiro-Wilk Test

	T1	T2	T3
W	0.69304955	0.41839845	0.41839845
p-value	**0.00187906**	**1.0472E-06**	**1.0472E-06**
alpha	0.05	0.05	0.05
normal	**no**	**no**	**no**

ANEXO 8: Test de Grubbs/ESD, verificando si los puntos atípicos desvirtuaran el ANOVA.

Grubbs/ESD Test alpha 0.05

outlier	error	error	error	error	error	error	error	error	error	error
G	error	error	error	error	error	error	error	error	error	error
G-crit	error	error	error	error	error	error	error	error	error	error
sig	yes	yes	yes	yes	yes	yes	yes	yes	yes	yes

ANEXO 9: Test de Kruskal-Wallis, Análisis de varianza entre tratamientos para datos no paramétricos, se acepta la hipótesis nula.

Kruskal-Wallis Test Shapiro-Wilks = No
Grubbs/ESD = No

	T1	T2	T3	
Sum de rang	113	94	93	
count	8	8	8	24
r^2/n	1596.125	1104.5	1081.125	3781.75

df	2
alpha	0.05
p-value	0.518
sig	no

Aho

- **Resultados estadísticos de longitud de raíces en la propagación vegetativa de *Simarouba Amara* Aubl(Marupa). Real Statistic**

Shapiro-Wilk Test

	T1	T2	T3
W	0.67873619	0.41839845	0.41839845
p-value	**0.00129172**	**1.0472E-06**	**1.0472E-06**
alpha	0.05	0.05	0.05
normal	no	no	no

ANEXO 10: Test de normalidad de Shapiro-Wilk.

ANEXO 11: Test de Grubbs/ESD, verificando si los puntos atípicos desvirtuaran el ANOVA.

Grubbs/ESD Test									**alpha**	**0.05**
outlier	error	error	error	error	error	error	error	error	error	error
G	error	error	error	error	error	error	error	error	error	error
G-crit	error	error	error	error	error	error	error	error	error	error
sig	**yes**	**yes**	**yes**	**yes**	**yes**	**yes**	**yes**	**yes**	**yes**	**yes**

ANEXO 12: Test de Kruskal-Wallis, Análisis de varianza entre tratamientos para datos no paramétricos, se acepta la hipótesis nula.

Kruskal-Wallis Test Shapiro-Wilks = No

Grubb/ESD = No

	T1	**T2**	**T3**	
Sum de rang	113	94	93	
count	8	8	8	**24**
r^2/n	1596.125	1104.5	1081.125	**3781.75**

df	2
alpha	**0.05**
p-value	**0.518**
sig	**no**

Aho

- **Resultados estadísticos de número de brotes en la propagación vegetativa de *Simarouba Amara* Aubl(Marupa). Real Statistic**

ANEXO 13: Test de normalidad de Shapiro-Wilk.

Shapiro-Wilk Test

	T1	**T2**	**T3**
W	0.91803582	0.66763102	0.95012734
p-value	**0.41412931**	**0.00096448**	**0.71251637**
alpha	0.05	0.05	0.05
normal	**yes**	**no**	**yes**

ANEXO 14: Test de Grubbs/ESD, verificando si los puntos atípicos desvirtuaran el ANOVA.

Grubbs/ESD Test									**alpha**	**0.05**
outlier	4.833	4.167	3.833	3.167	2.833	2.167	2	1.833	1.833	1.333
G	2.354	2.258	2.358	2.166	2.178	1.748	1.751	1.753	2.021	1.553
G-crit	2.802	2.78	2.758	2.734	2.708	2.681	2.652	2.62	2.586	2.548
sig	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**

ANEXO 15: Análisis de varianza (ANOVA) entre tratamientos, se acepta la hipótesis nula.

Número de brotes/T

Shapiro-Wilk = Yes

ANOVA: Single Factor

Grubbs/ESD = Yes

DESCRIPCION						
Groupos	***Repeticiones***	***Sumatoria***	***Media***	***Varianza***	***SC***	***Std Err***
T1	8	9.167	1.146	0.90029762	6.30208333	0.51550849
T2	8	9.000	1.125	3.23611111	22.6527778	0.51550849
T3	8	15.833	1.979	2.24156746	15.6909722	0.51550849

ANOVA

						Alpha=0.05	Alpha=0.01
Fuentes	***Gl***	***SC***	***CM***	***P value***	***F calculado***	***F tabular***	***F tabular***
Entre Tratamientos	2	3.79861111	1.89930556	**0.42426579**	**0.89337378**	**3.46680011**	**5.78041569**
Error	21	44.6458333	2.12599206				
Total	23	48.4444444	2.10628019				

Aho

- **Resultados estadísticos de longitud de brotes en la propagación vegetativa de *Simarouba Amara* Aubl(Marupa). Real Statistic**

ANEXO 16: Test de normalidad de Shapiro-Wilk.

Shapiro-Wilk Test

	T1	T2	T3
W	0.94564497	0.64675806	0.95924218
p-value	**0.667323**	**0.00055526**	**0.80285045**
alpha	0.05	0.05	0.05
normal	**yes**	**no**	**yes**

ANEXO 17: Test de Grubbs/ESD, verificando si los puntos atípicos desvirtuaran el ANOVA.

Grubbs/ESD Test									**alpha**	**0.05**
outlier	4.22	4.11	3.955	3.897	3.387	2.428	2.423	2.29	1.723	1.623
G	1.815	1.931	2.057	2.319	2.31	1.751	1.977	2.158	1.789	1.927
G-crit	2.802	2.78	2.758	2.734	2.708	2.681	2.652	2.62	2.586	2.548
sig	**No**	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**

ANEXO 18: Análisis de varianza (ANOVA) entre tratamientos, se acepta la hipótesis nula

LONGITUD DE BROTES/T

ANOVA: Single Factor

Shapiro-Wilk = Yes

Grubbs/ESD = Yes

DESCRIPCION						
Groupos	*Repeticiones*	*Sumatoria*	*Media*	*Varianza*	*SC*	*Std Err*
T1	8	8.089	1.011125	0.66522298	4.65656088	0.50513776
T2	8	8.918	1.11475	3.2902105	23.0314735	0.50513776
T3	8	18.861	2.357625	2.16850627	15.1795439	0.50513776

ANOVA

						Alpha=0.05	Alpha=0.01
Fuentes	*gl*	*SC*	*CM*	*P value*	*F calculado*	*F tabular*	*F tabular*
Entre Tratamientos	2	8.98276975	4.49138488	**0.13566299**	**2.20024285**	**3.46680011**	**5.78041569**
Error	21	42.8675783	2.04131325				
Total	23	51.850348	2.25436296				

Aho

- **Resultados estadísticos del número de estacas enraizadas en la propagación vegetativa de *Simarouba Amara* Aubl(Marupa). Real Statistic**

ANEXO 19: Test de normalidad de Shapiro-Wilk.

Shapiro-Wilk Test

	T1	T2	T3
W	0.641202	0.41839845	0.41839845
p-value	**0.00047906**	**1.0472E-06**	**1.0472E-06**
alpha	0.05	0.05	0.05
normal	**no**	**no**	**no**

ANEXO 20: Test de Grubbs/ESD, verificando si los puntos atípicos desvirtuaran el ANOVA.

Grubbs/ESD Test

									alpha	0.05
outlier	error	error	error	error	error	error	error	error	error	error
G	error	error	error	error	error	error	error	error	error	error
G-crit	error	error	error	error	error	error	error	error	error	error
sig	***yes***	***yes***	***yes***	***yes***	***yes***	***yes***	***yes***	***yes***	***yes***	***yes***

ANEXO 21: Test de Kruskal-Wallis, Análisis de varianza entre tratamientos para datos no paramétricos, se acepta la hipótesis nula.

Kruskal-Wallis Test

Shapiro-Wilks = No

Grubb/ESD = No

	T1	T2	T3	
Sum de rang	113	93.5	93.5	
count	8	8	8	**24**
r^2/n	1596.125	1092.78125	1092.78125	**3781.6875**

df	2
alpha	**0.05**
p-value	**0.518**
sig	**no**

Aho

- **Resultados estadísticos del número de estacas con brotes en la propagación vegetativa de *Simarouba Amara* Aubl(Marupa). Real Statistic**

ANEXO 22: Test de normalidad de Shapiro-Wilk

Shapiro-Wilk Test

	T1	T2	T3
W	0.91727908	0.71364054	0.88164537
p-value	**0.40817676**	**0.00321011**	**0.1952607**
alpha	0.05	0.05	0.05
normal	**yes**	**no**	**yes**

ANEXO 23: Test de Grubbs/ESD, verificando si los puntos atípicos desvirtuaran el ANOVA.

Grubbs/ESD Test									**alpha**	**0.05**
outlier	0.667	0.667	0.667	0.667	0.5	0.333	0.333	0.333	0.333	0.333
G	1.739	1.911	2.147	2.501	2.065	1.241	1.335	1.454	1.614	1.842
G-crit	2.802	2.78	2.758	2.734	2.708	2.681	2.652	2.62	2.586	2.548
sig	no	no	no	no	no	no	no	no	no	no

ANEXO 24: Análisis de varianza (ANOVA) entre tratamientos, se acepta la hipótesis nula.

Numero de estacas con brotes/T Shapiro-Wilk = Yes

ANOVA: Single Factor Grubbs/ESD = Yes

DESCRIPCION						
Groupos	***Repeticiones***	***Sumatoria***	***Media***	***Varianza***	***SC***	***Std Err***
T1	8	1.667	0.208	0.0297619	0.20833333	0.08320923
T2	8	1.667	0.208	0.08531746	0.59722222	0.08320923
T3	8	2.833	0.354	0.05109127	0.35763889	0.08320923

ANOVA

						Alpha=0.05	Alpha=0.01
Fuentes	***gl***	***SC***	***CM***	***P value***	***F calculado***	***F tabular***	***F tabular***
Entre Tratamientos	2	0.11342593	0.05671296	**0.37644434**	**1.0238806**	**3.46680011**	**5.78041569**
Error	21	1.16319444	0.05539021				
Total	23	1.27662037	0.05550523				

Aho

- **Resultados estadísticos del número de estacas con callos en la propagación vegetativa de *Simarouba Amara* Aubl(Marupa). Real Statistic**

ANEXO 25: Test de normalidad de Shapiro-Wilk.

Shapiro-Wilk Test

	T1	T2	T3
W	0.91727908	0.79192502	0.84255402
p-value	**0.40817676**	**0.02344462**	**0.08000482**
alpha	0.05	0.05	0.05
normal	**yes**	**no**	**yes**

ANEXO 26: Test de Grubbs/ESD, verificando si los puntos atípicos desvirtuaran el ANOVA.

Grubbs/ESD Test

									alpha	**0.05**
outlier	0.833	0.833	0.667	0.667	0.5	0.333	0.333	0.333	0.333	0.333
G	2.155	2.475	2.197	2.578	2.179	1.366	1.484	1.642	1.864	2.214
G-crit	2.802	2.78	2.758	2.734	2.708	2.681	2.652	2.62	2.586	2.548
sig	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**	**no**

ANEXO 27: Análisis de varianza (ANOVA) entre tratamientos, se acepta la hipótesis nula.

Numero de estacas con callos/T

Shapiro-Wilk = Yes

ANOVA: Single Factor

Grubbs/ESD = Yes

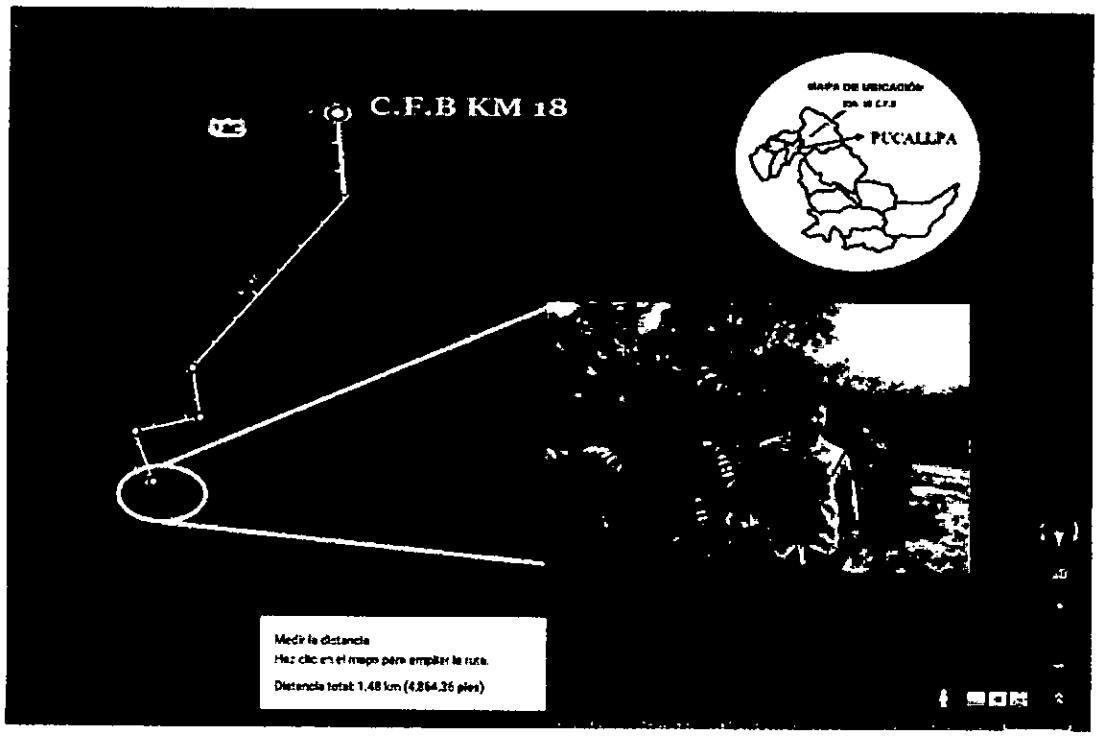
DESCRIPCION						
Groupos	*Repeticiones*	*Sumatoria*	*Media*	*Varianza*	*SC*	*Std Err*
T1	8	1.667	0.208	0.0297619	0.20833333	0.09643959
T2	8	2.500	0.313	0.11458333	0.80208333	0.09643959
T3	8	2.167	0.271	0.07886905	0.55208333	0.09643959

ANOVA

						Alpha=0.05	Alpha=0.01
Fuentes	*gl*	*SC*	*CM*	*P value*	*F calculado*	*F tabular*	*F tabular*
Entre Tratamientos	2	0.04398148	0.02199074	0.74716269	0.29555556	3.46680011	5.78041569
Error	21	1.5625	0.07440476				
Total	23	1.60648148	0.06984702				

Aho

ANEXO 28: Fotografía Satelital de la ubicación del área de trabajo.



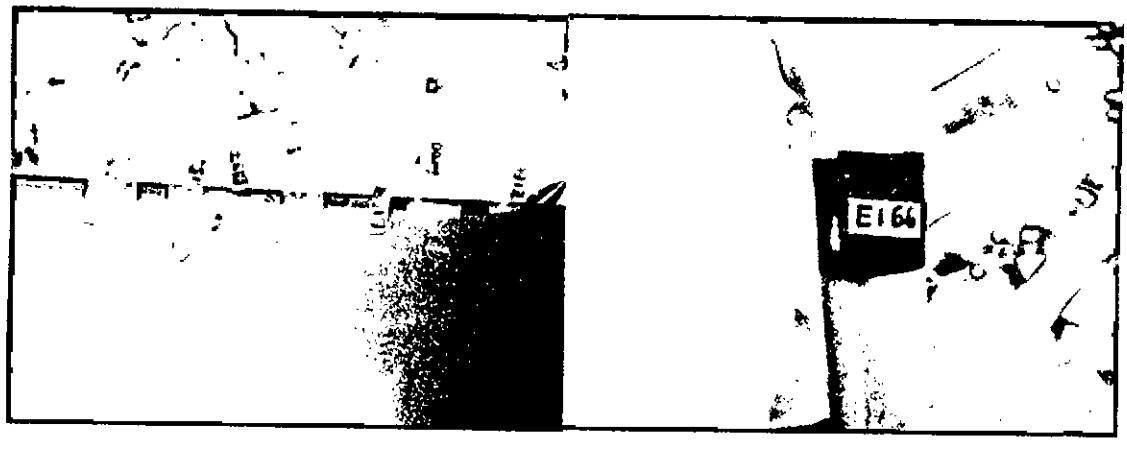
ANEXO 29: Evaluación cuantitativa, cualitativa, identificación y preparación del material genético en la parcela de *Simarouba Amara* Aubl(Marupa)



Fotografía 8: Evaluación cuantitativa.



Fotografía 9: Evaluación cualitativa.



Fotografía 10: Identificación del material genético.

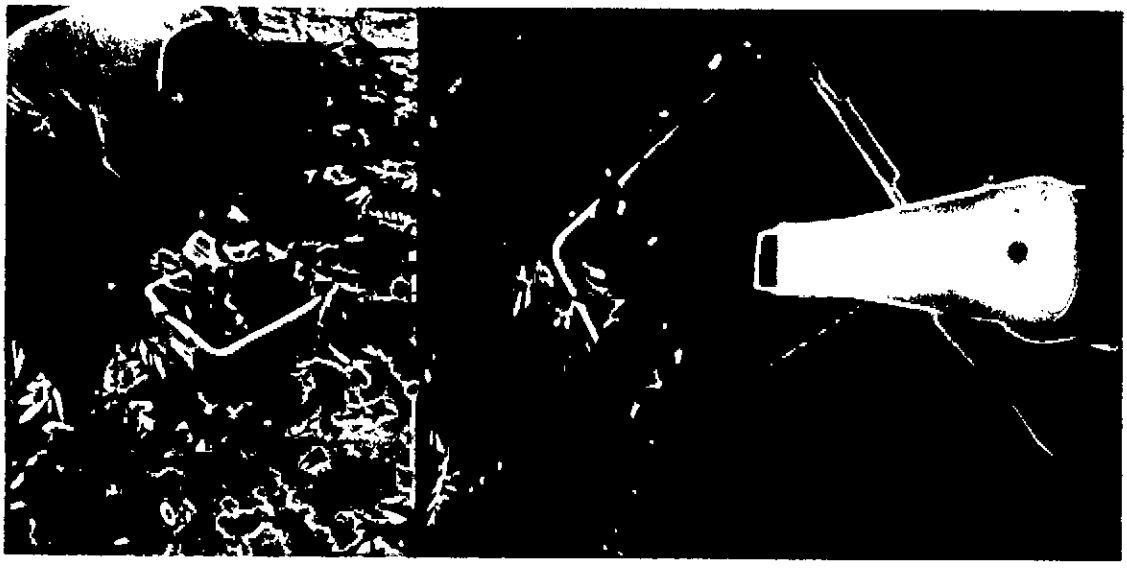


Fotografía 11: Preparación del material genético, cortando el primer foliolo para su adaptabilidad al ambiente de la futura estaca, su extracción después de una semana del corte.

ANEXO 30: Extracción de las estaquillas para el experimento.

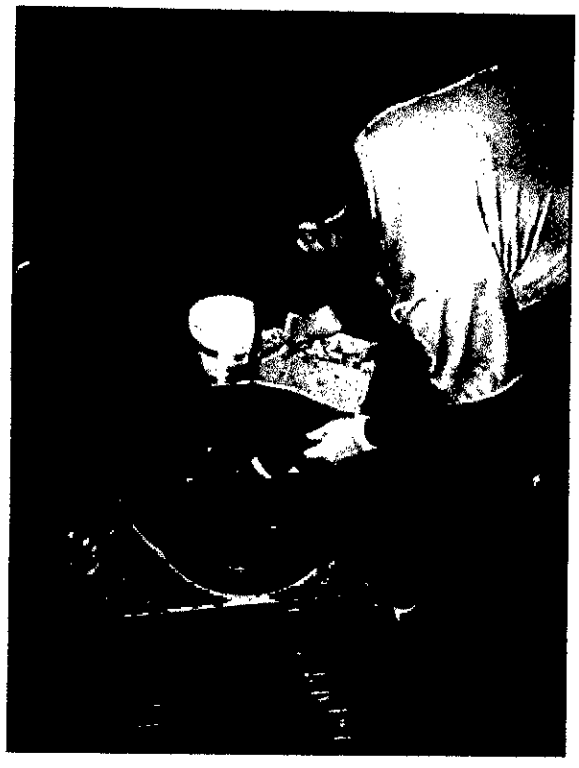


Fotografía 12: Eliminación del ápice y corte del brote para la obtención de estaquitas.



Fotografía 13: Las estaquitas hidratadas con aspersor en el envase de plástico para su transporte.

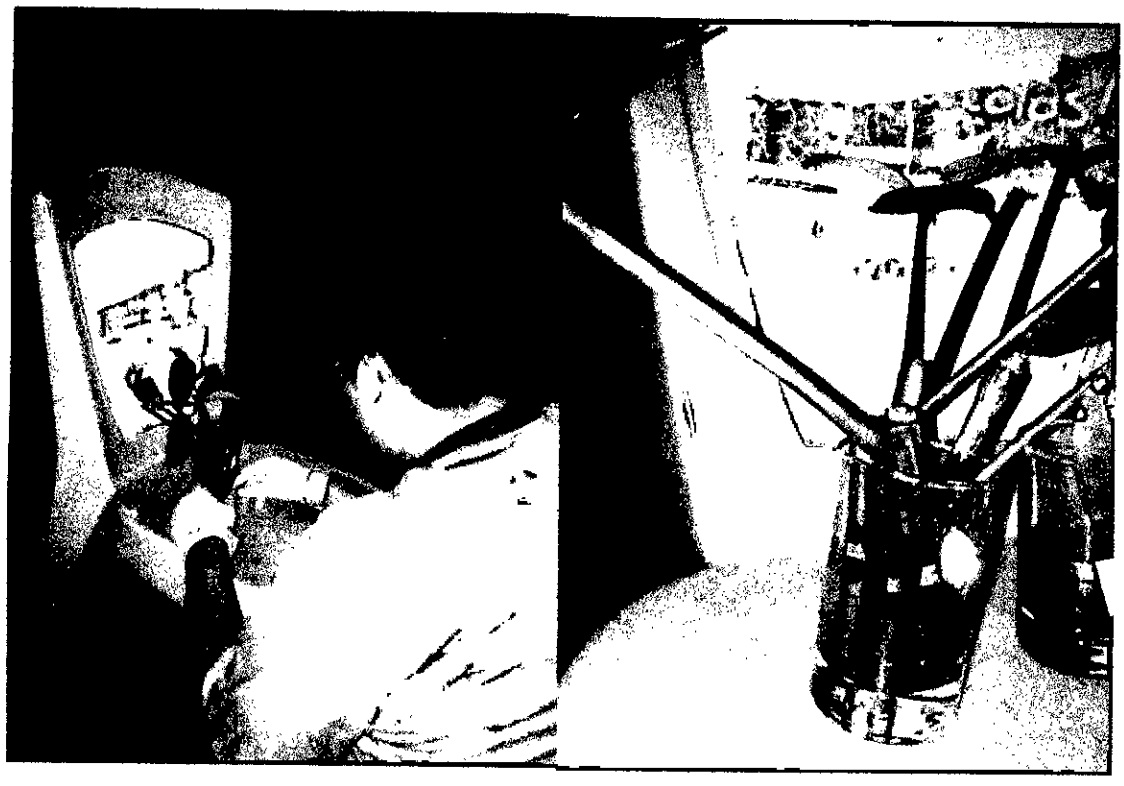
ANEXO 31: Procedimiento metodológico de la instalación del ensayo.



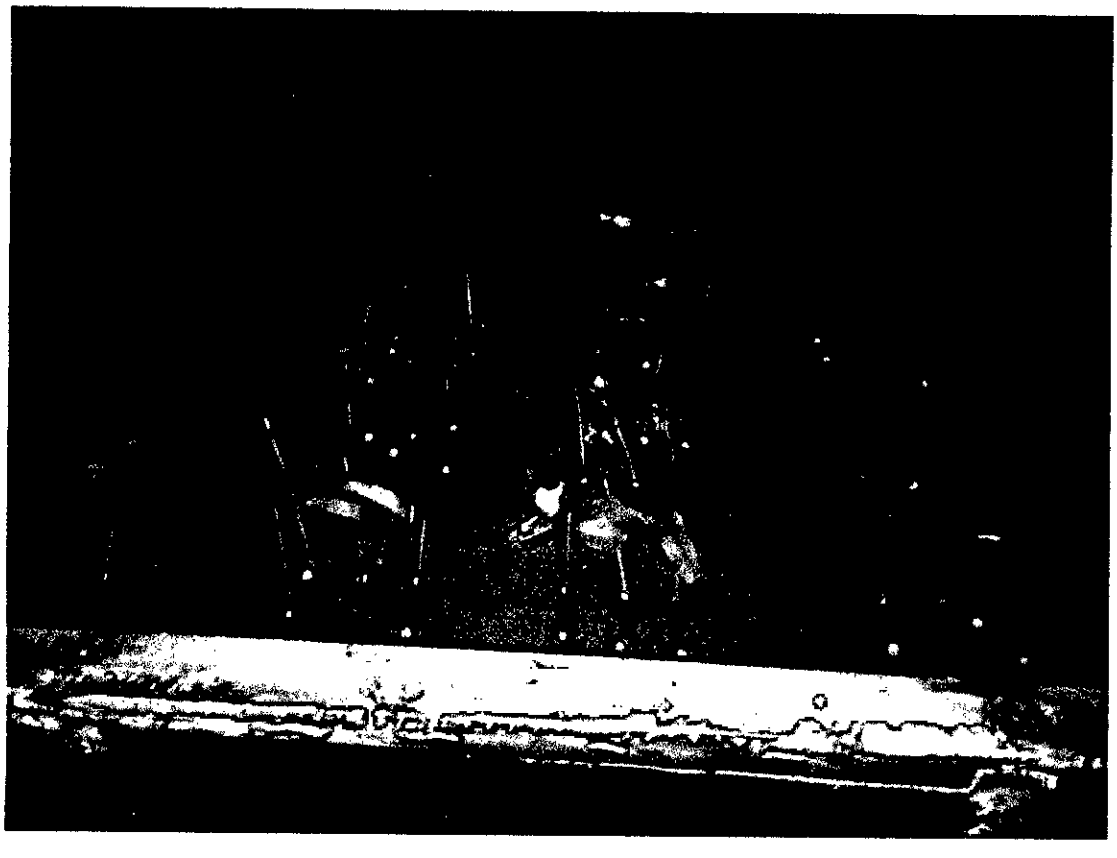
Fotografía 14: Medidas antisépticas para la instalación de las estaquitas al sub-irrigador.



Fotografía 15: Estaquitas listas y preparadas para la aplicación del Ácido 3-indo butírico (AIB).

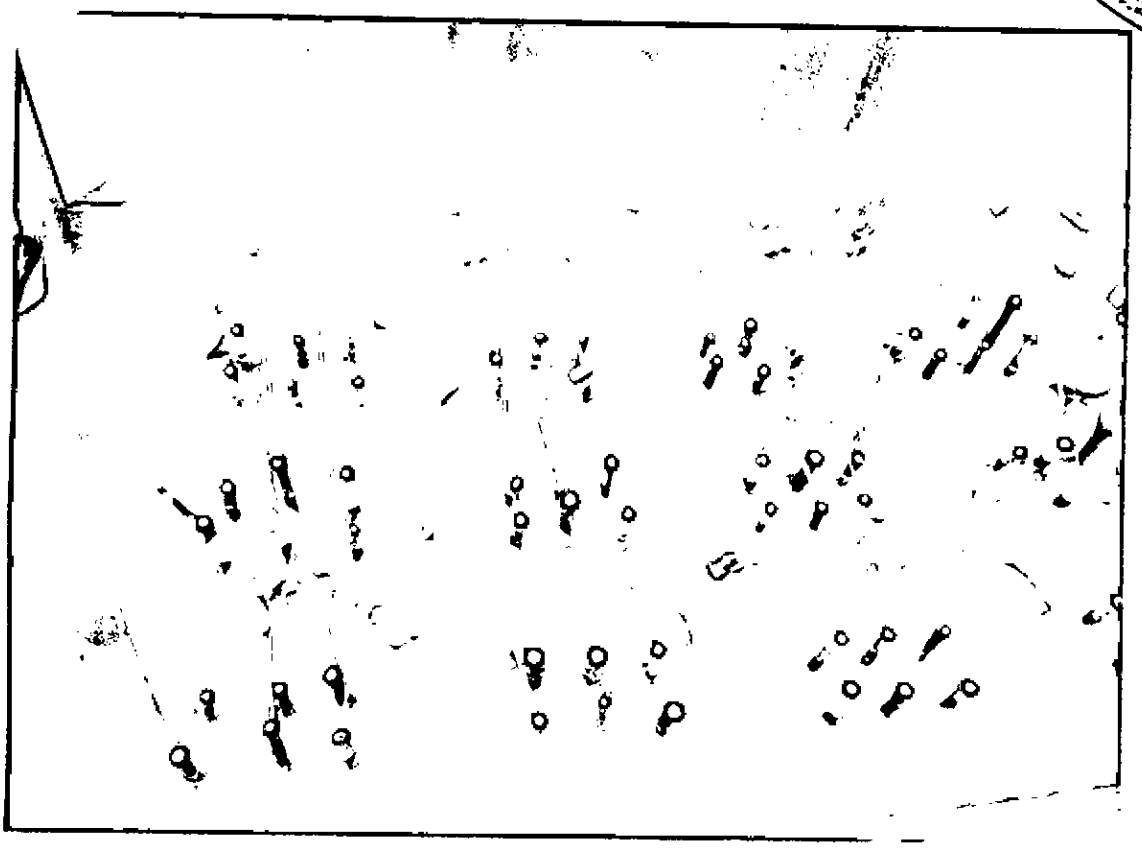


Fotografía 16: Aplicación de la hormona.

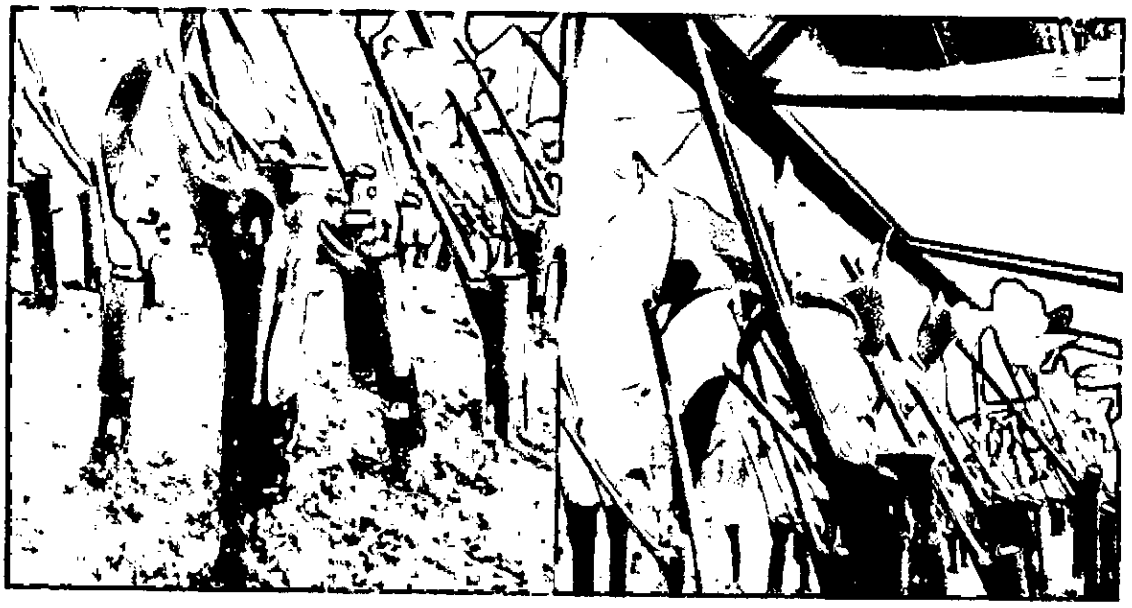


Fotografía 17: Establecimiento de estacas en el sub-irrigador.

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI
VICERRECTORADO DE INVESTIGACIÓN
DIRECCIÓN GENERAL DE PRODUCCIÓN INTELECTUAL
OFICINA EJECUTIVA DE BIBLIOTECA
Y PUBLICACIONES



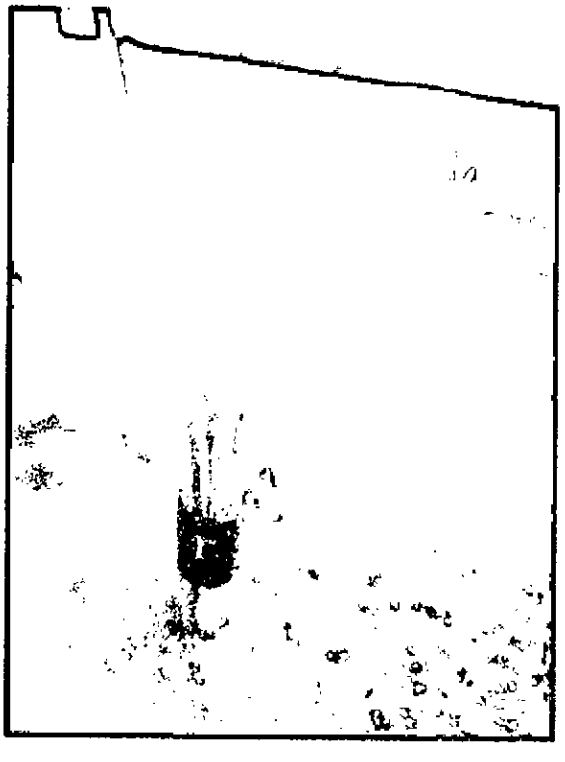
Fotografía 18: Estacas en el sub-irrigador I.



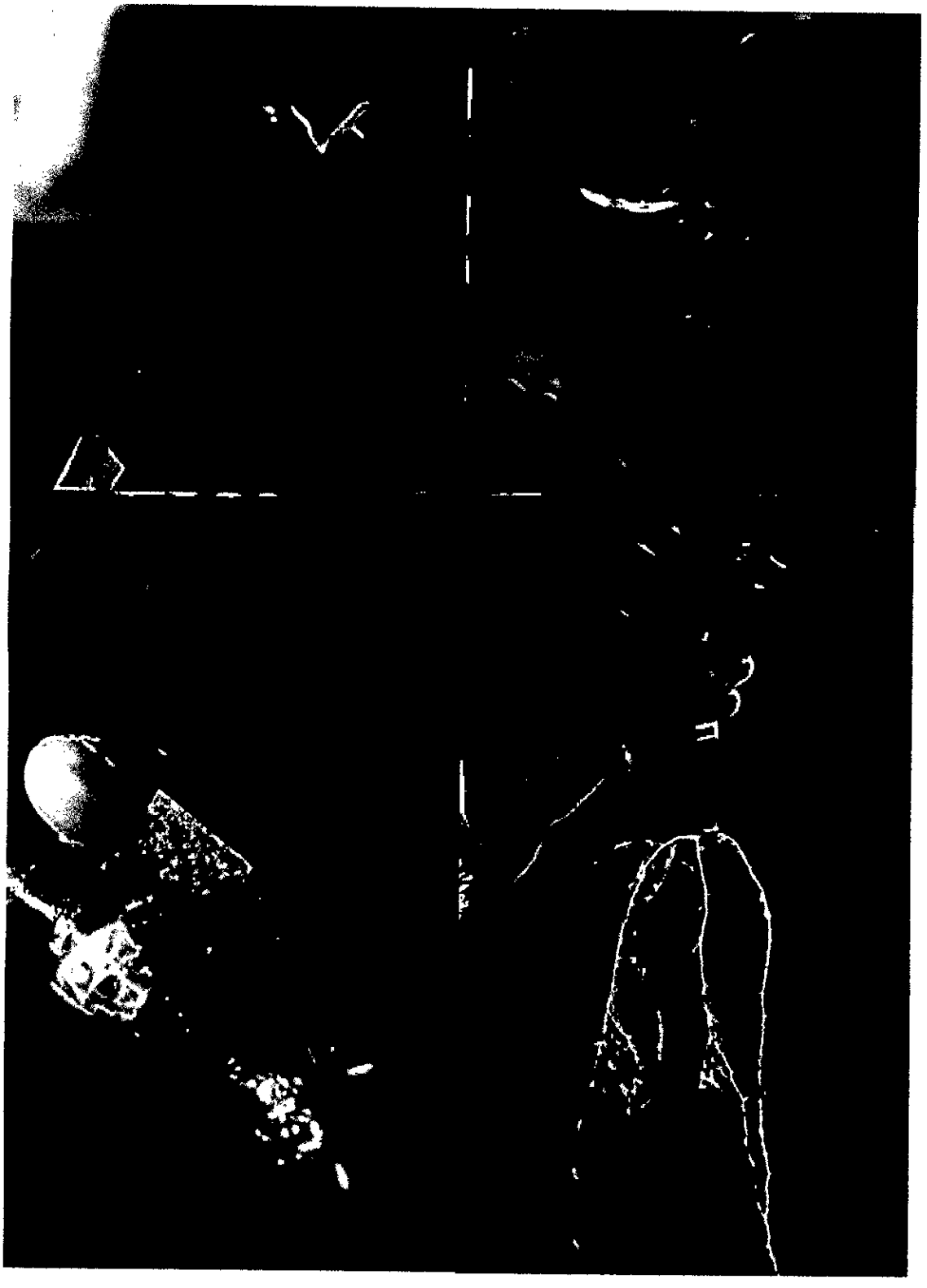
Fotografía 19: Estacas en el sub-irrigador II.



Fotografía 20: Crecimiento de Brotes I.



Fotografía 21: Crecimiento de Brotes II.



Fotografía 22: Evaluación de cada estaca enraizada al final de la investigación (90 días).



Fotografía 23: Evaluación de cada estaca con callos y brotes al final de la investigación (90 días).



Fotografía 24: Fungicida (PROTEXIN 500FW) e Insecticida (MATADOR 600 SL)



Fotografía 25: Estaca enraizada.