



**UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA AMAZONÍA PERUANA**

**FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES**

**ESCUELA DE INGENIERIA FORESTAL**

**PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE CAOBA (*Swietenia macrophylla*)  
MEDIANTE ENRAIZAMIENTO DE ESTAQUILLAS JUVENILES EN  
CÁMARAS DE SUBIRRIGACIÓN, EN PUCALLPA- PERÚ”**

***Tesis para optar el título de Ingeniero Forestal***

**PRESENTADO POR**

**ANA LUCÍA MILAGROS VÁSQUEZ VELA**

**Iquitos – Perú**

**2009**

## DEDICATORIA

*A Dios, por darme fortaleza cada día de mi vida*

*A mi señora madre, Dora Vela Pinedo, por darme amor, dedicación y fuerza para seguir adelante.*

*A mi abuelita, Dora Pinedo Rodríguez, por el apoyo y la fuerza que impulsaron en mi persona.*

*A mis tíos, por sus valiosos consejos*

## AGRADECIMIENTO

De manera especial al Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) y al Fondo para la Innovación Ciencia y Tecnología (FINCyT), por el financiamiento y el respaldo logístico total, sin cuyo aporte no hubiera podido desarrollarse esta investigación.

De manera especial, al Ing. Manuel Soudre Zambrano, *M.Sc* por sus oportunas orientaciones y sabias enseñanzas en el asesoramiento completo del presente trabajo de tesis, por parte del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) con sede en Ucayali.

Al Ing. Waldemar Alegría Muñoz, por sus consejos y apoyo como asesor principal de mi trabajo de tesis, por parte de la Universidad Nacional de la Amazonía Peruana (UNAP).

Al Ing. Hector Guerra Arévalo, por su apoyo constante en el manejo y procesamiento de datos, por parte del Instituto de Investigaciones de la Amazonía peruana (IIAP) con sede Ucayali.

Por su constante apoyo, a todo el equipo del IIAP, personal técnico, obreros del IIAP con sede en Ucayali; de forma especial a los Sres.: Rony Ríos y Floriel Flores.

Por su respaldo oportuno en la instalación de los ensayos a los Bach. Marcos Flores, Carlos Murrieta y Leisy Mueras.

A la Universidad Nacional de la Amazonía Peruana (UNAP), toda mi gratitud por haberme permitido realizar mis estudios académicos.

## INDICE GENERAL

	<i>Página</i>
<b>DEDICATORIA .....</b>	<b>ii</b>
<b>AGRADECIMIENTO .....</b>	<b>iii</b>
<b>INDICE GENERAL.....</b>	<b>iv</b>
<b>LISTA DE ANEXOS.....</b>	<b>vi</b>
<b>LISTA DE CUADROS.....</b>	<b>vii</b>
<b>LISTA DE FIGURAS.....</b>	<b>viii</b>
<b>RESUMEN .....</b>	<b>ix</b>
<b>I. INTRODUCCIÓN .....</b>	<b>1</b>
<b>II. REVISIÓN DE LITERATURA .....</b>	<b>3</b>
2.1 Descripción taxonómica de la especie.....	3
2.2 Características generales de la especie .....	3
2.3 Propagación vegetativa .....	4
2.3.1 Importancia de la propagación vegetativa .....	4
2.3.2 Propagación vegetativa a través de estaquillas.....	5
2.3.3 Origen de las raíces adventicias.....	6
2.4 Enraizamiento de estaquillas.....	7
2.4.1 Factores que influyen en el enraizamiento de estaquillas.....	8
2.4.2 Estaquillas juveniles.....	8
2.4.3 Tipo de estaquillas.....	9
2.4.4 Tamaño de las estaquillas .....	9
2.4.5 Reguladores de crecimiento .....	10
2.4.6 Condiciones ambientales durante el enraizamiento .....	11
2.4.7 Propagador de sub-irrigación.....	12
<b>DEFINICIÓN DE CONCEPTOS BÁSICOS.....</b>	<b>13</b>
<b>III. MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>14</b>
3.1 Síntesis metodológica.....	14
3.2 Localización y descripción de la zona.....	14
3.3 Materiales .....	15
3.4 Población y muestra .....	15
3.5 Primer ensayo.....	16

3.5.1 Procedimiento de instalación y control.....	16
3.5.2 Material vegetativo.....	16
3.5.3 Preparación de las cámaras de propagación.....	16
3.5.4 Preparación de estaquillas.....	17
3.5.5 Preparación y aplicación de la dosis hormonal.....	18
3.5.6 Monitoreo y control .....	19
3.6 Segundo ensayo.....	21
3.6.1 Procedimiento de instalación y control.....	21
3.6.2 Preparación de las estaquillas .....	22
3.6.3 Condiciones ambientales.....	23
3.7 Procesamiento y análisis de los datos .....	26
3.7.1 Procesamiento de datos .....	26
3.7.2 Análisis de los datos .....	27
<b>IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES .....</b>	<b>30</b>
4.1 Primer ensayo.....	30
4.1.1 Enraizamiento, callosidad, brotación y sobrevivencia.....	30
4.1.2 Análisis de comparación de medias por efecto de los tipos de sustratos y dosis hormonales.....	31
4.1.3 Relaciones entre las variables .....	35
4.2 Segundo ensayo .....	36
4.2.1 Influencia del tipo, longitud y área foliar de estaquillas sobre el enraizamiento, brotación, callosidad y sobrevivencia .....	36
4.2.2 Análisis de comparación de medias del porcentaje de Enraizamiento, callosidad, brotación y sobrevivencia.....	38
4.2.3 Relaciones entre las variables evaluadas.....	42
<b>V. CONCLUSIONES .....</b>	<b>44</b>
<b>VI. RECOMENDACIONES.....</b>	<b>45</b>
<b>VII. BIBLIOGRAFÍA .....</b>	<b>46</b>
<b>ANEXOS .....</b>	<b>52</b>

## LISTA DE ANEXOS

Anexo 1. Croquis de ubicación del área de las cámaras de propagación vegetativa (vivero forestal, IIAP - Ucayali) .....	53
Anexo 2. Croquis de distribución de tratamientos para el primer ensayo de la especie “caoba” .....	54
Anexo 3. Formato de registro meteorológico de la cámara de subirrigación.....	55
Anexo 4. Formato de evaluación final de cámara de subirrigación del primer ensayo .....	56
Anexo 5. Croquis de distribución de tratamientos para el segundo ensayo de la especie “caoba” .....	57
Anexo 6. Formato de evaluación final de cámara de subirrigación del segundo ensayo de caoba .....	58
Anexo 7. Procedimiento metodológico de la instalación del primer ensayo .....	59
Anexo 8. Procedimiento metodológico de instalación de estaquillas para el segundo ensayo .....	60

## LISTA DE CUADROS

	<i>Página</i>
Cuadro 1. Clave de los tratamientos combinados del primer ensayo.....	28
Cuadro 2. Clave de los tratamientos combinados del segundo ensayo .....	29
Cuadro 3. Porcentaje de enraizamiento de diferentes tipos de sustrato arena .....	31
Cuadro 4. Porcentaje de enraizamiento de diferentes dosis hormonales .....	33
Cuadro 5. Porcentaje de enraizamiento por efecto de las interacciones sustratos y dosis hormonal .....	35
Cuadro 6. Análisis de varianza (ANOVA) para el porcentaje de enraizamiento debido a los factores propuestos.....	36
Cuadro 7. Análisis de comparación de medias (Duncan) para el porcentaje de enraizamiento .....	38

## LISTA DE FIGURAS

	<i>Página</i>
Figura 1. Registró de temperatura ambiental, interior y exterior de la cámara de subirrigación del primer ensayo (45 días).....	20
Figura 2. Registró de humedad relativa promedio en el interior y exterior de la cámara de subirrigación del primer ensayo (45 días).....	20
Figura 3. Registró de temperatura promedio de los diferentes tipos de sustratos de enraizamiento en cámara de subirrigación (45 días).....	21
Figura 4. Posición de estaquillas en un brote juvenil de <i>S. macrophylla</i> .....	22
Figura 5. Registró de temperatura ambiental, exterior e interior de la cámara de subirrigación del segundo ensayo (36 días).....	24
Figura 6. Registró de humedad relativa promedio en el interior y exterior de la cámara de subirrigación en el segundo ensayo (36 días).....	24
Figura 7. Intensidad de luz promedio que ingresa al exterior de la cámara de subirrigación durante el segundo ensayo.....	25
Figura 8. Intensidad de luz promedio ingresada en el exterior de la cámara durante el día.....	25
Figura 9. Porcentaje de enraizamiento, callosidad, brotación y sobrevivencia en función a los sustratos.....	32
Figura 10. Porcentaje de enraizamiento, callosidad, brotación y sobrevivencia en función a la dosis hormonal.....	34
Figura 11. Porcentaje de enraizamiento, callosidad y brotación en función a los tratamientos.....	39
Figura 12. Porcentaje de enraizamiento, callosidad, brotación y sobrevivencia en función al tipo de estaquilla.....	40
Figura 13. Porcentaje de las variables evaluadas en función a la longitud de estaquilla.....	40
Figura 14. Porcentaje de las variables evaluadas en función al área foliar.....	41
Figura 15. Porcentaje de vigor al momento de evaluación de las estaquillas.....	43
Figura 16. Porcentaje de coloración de estaquillas de <i>S. macrophylla</i> .....	43

## RESUMEN

La investigación se realizó en la estación experimental del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana, localizada en el departamento de Ucayali a 12,400 km al oeste de la ciudad de Pucallpa; la zona presenta una altitud de 154 m.s.n.m; temperatura media anual de 27,0 °C; precipitación media de 1700 mm y una humedad relativa promedio de 89%. Se realizaron dos ensayos consecutivos, en el primer ensayo se empleó un diseño de bloques completamente aleatorio y con parcelas divididas, en el cual se probaron tres niveles de sustratos (fina, media y gruesa), influenciados por cuatro soluciones hormonales de Ácido Indol 3-Butírico AIB (0, 500, 1000, 3000 ppm); asimismo, se precisaron de estaquillas de 3.5 cm de longitud y 17 cm<sup>2</sup> de área foliar. Con los mejores resultados obtenidos del anterior ensayo, se realizó un segundo ensayo empleando el diseño de bloques completamente aleatorio, donde se sometieron a prueba tres tipos de estaquillas (apical, media y basal), dos longitud de estaquillas (2.5 y 4.5 cm) y dos áreas foliares (25 y 50 cm<sup>2</sup>), que formaron un arreglo factorial de 3 x 2 x 2. Los datos obtenidos fueron procesados y analizados mediante el programa estadístico (SPSS, 2004; Infostat, 2004); donde se realizó el ANVA para analizar las diferencias significativas ( $p < 0.05$ ), debido a los factores propuestos e interacciones; asimismo, se efectuó las comparación múltiples de medias Duncan ( $p < 0.05$ ). En el primer ensayo la interacción de los factores dosis hormonal y tipo de sustrato mostraron diferencias significativas ( $p < 0.05$ ); resultando el sustrato arena media con la dosis 3000 ppm el tratamiento que brindo mayor porcentaje de enraizamiento (33%). En el segundo ensayo se determino que con la estaquilla de posición basal, de 4.5 cm de longitud y 50 cm<sup>2</sup> de área foliar se logró alcanzar hasta un 57% de enraizamiento. En conclusión el efecto combinado de arena media y la dosis 3000 ppm de AIB, influyen sobre el porcentaje de enraizamiento de estaquillas juveniles de *S. macrophylla*. Además, el uso de estaquilla basal, con una longitud de 4.5 cm y un área foliar de 50 cm<sup>2</sup> permitió obtener un 57% de enraizamiento, lo cual, posibilitaron propagar la especie exitosamente.

## I. INTRODUCCIÓN

En Perú, las especies nativas amazónicas se ven condicionadas por el aprovechamiento selectivo de especies de alto valor comercial, cuya actividad reduce su presencia en lugares cercanos u habitad de origen; en consecuencia limitaría la disponibilidad de semillas en cantidad y calidad necesaria para su producción y reposición a través de programas de reforestación. Dentro de estas especies escasas se encuentra la caoba (*Swietenia macrophylla*), que inevitablemente es de un largo periodo fenológico para la obtención de semillas, el cual restringiría la posibilidad de abastecimiento y futura reproducción.

En tal sentido, la propagación vegetativa por vía de estaquillas es una alternativa viable, ya que ofrece muchas ventajas, como la poca inversión económica, además de evitar la dependencia de semillas botánicas (fenología). Esta técnica consiste en inducir al enraizamiento de estaquillas obtenidas de brotes juveniles empleando hormonas enraizadoras y sustratos, mediante el uso de cámaras de subirrigación, poniéndose a prueba, a su vez, hasta tres distintos factores en estudio, con el propósito de conocer el método apropiado para el enraizamiento de la especie investigada.

Por tal motivo, el éxito de esta investigación permitirá generar el protocolo apropiado para el enraizamiento de la especie *S. macrophylla*, utilizando diferentes concentraciones de ácido Indol 3-butírico (AIB), tipos de sustratos, área foliar, longitud y tipos de estaquillas.

Los objetivos de la presente investigación son los siguientes:

- a) Comparar cual de los tres niveles de sustratos arena (fina, media y gruesa) nos facilitará el desarrollo del enraizamiento de las estaquillas de caoba (*S. macrophylla*).
- b) Determinar la influencia de cuatro dosis (0 ppm, 500 ppm, 1000 ppm, 3000 ppm) de AIB en el desarrollo del enraizamiento de estaquillas de caoba (*S. macrophylla*).

- c) Determinar la influencia de tres tipos de estaquilla (apical, media y basal) en el desarrollo del enraizamiento de caoba (*S. macrophylla*).
- d) Determinar la influencia de dos longitudes de estaquillas (2.5 cm y 4.5 cm) en el desarrollo del enraizamiento de caoba (*S. macrophylla*).
- e) Determinar el uso de dos tipos de área foliar (25 cm<sup>2</sup> y 50 cm<sup>2</sup>) en el desarrollo del enraizamiento de caoba (*S. macrophylla*).

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1 Descripción taxonómica de la especie

JIMÉNEZ (1999), describe taxonómicamente a la especie como sigue:

- Reino : Plantae
- División : Magnoliophyta
- Clase : Magnoliopsidae
- Sub. Clase : Rosidae
- Orden : Sapindales
- Familia : Meliaceae
- Género : *Swietenia*
- Especie : *Swietenia macrophylla*

### 2.2 Características generales de la especie

Ríos *et al* (2002) Manifiesta que *S. macrophylla*, se encuentra distribuida en los departamentos de Loreto, Ucayali, San Martín y Madre de Dios, preferentemente en zonas de vida del Bosque húmedo y muy húmedo subtropical (cálido) y tropical; así como también desde los bosques pluviales hasta los bosques secos.

La especie *S. macrophylla* puede alcanzar hasta 60 m de altura, con una copa que puede extenderse hasta 14 m de diámetro; el fuste es recto, cilíndrico y libre de ramas; las hojas son alternas grandes, paripinnadas alternas pecioladas, que porta entre 6 a 12 foliolos; el fruto es una cápsula ovoide dehiscente, cada cápsula contiene entre 45 a 70 semillas, esponjosas y frágiles; las semillas sámaras son aladas y livianas de color rojizo cafésáceo; la floración comienza entre los 12 a 15 años, entre los meses de noviembre hasta abril; y la fructificación aparecen regularmente entre marzo a agosto (González, 1991; Aguilar y Aguilar, 1992; Salas, 1993; Herrera y Lanuza, 1996 y CATIE, 1997. ).

La madera de *S. macrophylla* posee una alta durabilidad natural y de fácil trabajabilidad, útil para construcciones livianas y molduras, parquet doméstico, acabados y divisiones interiores, muebles en general y otros múltiples usos, así como en la reforestación (Benitez y Montesinos, 1988; INRENA, 1992).

## **2.3 Propagación vegetativa**

La propagación vegetativa asexual se efectúa con partes de la planta, provistas de yemas y con capacidad de enraizamiento para originar nuevos individuos, debido a su capacidad de regeneración que posean estas partes cuando se colocan en condiciones favorables; esta técnica permitiría rápidas ganancias genéticas, ya que se pueden seleccionar y reproducir genotipos individuales; además, de capturar ambos componentes genéticos: aditivos y no aditivos, para producir masa de población altamente uniformes y productivas, lo cual es más difícil de lograr por vía sexual (Easley, 1989; Quijada, 1980; Soudre *et al* 2008).

La propagación vegetativa o asexual se utiliza para producir una planta que posea el mismo genotipo que la planta madre (planta donadora) y esto es posible por que todas las células de una planta poseen la información necesaria y/o suficiente para reproducir la planta entera, esta tecnología basada en cultivos de tejidos vegetales, se puede lograr la propagación masiva, genéticamente homogéneas, mejoradas y libres de parásitos (Hartmann, *et al.* 1992).

Es importante estudiar varias especies árboles y de arbustos de interés, ya que existen muchas barreras que dificultarían su reproducción, o que puedan estar en peligro de extinción; sin embargo, es posible propagar en cierto grado todas las especies difíciles, siempre en cuando se conozcan las condiciones adecuadas que permitan propagarlo; entendiéndose que la propagación vegetativa esta aumentando rápidamente y es de vital importancia para el mejoramiento genético forestal (Zobel y Talbert, 1984).

### **2.3.1 Importancia de la propagación vegetativa**

La propagación vegetativa es importante por las siguientes razones: en el establecimiento de huertos semilleros clónales, establecimientos de bancos clónales en propagación de plantas clónales a gran escala y en la producción de productos especiales de mejora (Quijada, 1980). Este tipo de reproducción en la

rama 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, etc. Es decir, permite conservar genotipos valiosos (Carrera, 1977).

### **2.3.2 Propagación vegetativa a través de estaquillas.**

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

Las principales ventajas del uso de estaquillas en plantación en comparación con el uso de material provenientes de semillas son: 1) La habilidad para capturar rápidamente una mayor proporción de la variación genética; 2) La eliminación de los individuos que muestren consanguinidad en plantaciones de producción; 3) La reproducción masiva de genotipos valiosos, producto de la hibridación y/o ingeniería genética; 4) La capacidad de seleccionar y utilizar mayor diversidad genética y que se encuentren normalmente en una sola descendencia; 5) La capacidad de utilizar clones bien adaptados a sitios particulares; 6) La mayor simplicidad y flexibilidad de manejar grupos de plantas madre que de manejar huertos semilleros; 7) El periodo es más corto, en comparación con los huertos semilleros; 8) La capacidad de utilizar otros estados de madurez que no sea el estado juvenil (Libby y Rauter, 1984).

Por otro lado, Soudre *et al* 2008, manifiesta algunas principales ventajas del uso de estacas en plantación en comparación con el uso de material proveniente de semillas son: 1) Mayor productividad y mejor calidad del producto; 2) Mayor ganancia genética, al capturar tanto los componentes aditivos como no aditivos de la variación genética total; 3) Mayor homogeneidad en plantaciones; 4) Mayor facilidad de manejo; 5) Posibilidad de replicar individuos con combinaciones

genéticas únicas, lo cual no es posible mediante el uso de semillas; 6) Mayor homogeneidad en plantaciones; 7) Posibilidad de iniciar la propagación mucho antes de que el árbol alcance su edad reproductiva; 8) Es una herramienta valiosa para la conservación de genotipos en peligro de extinción; 9) Se evita la dependencia hacia el uso de semillas y los problemas asociados con algunas especies como: La fructificación a edades adultas, producción baja e irregular, solo en ciertas épocas del año, depredación de frutos y semillas, baja germinación, dificultades de almacenamiento.

### **2.3.3 Origen de las raíces adventicias**

Define a la estaca como una porción de la planta susceptible de adquirir autonomía fisiológica, si esta se instala en medio favorable, condiciones ambientales convenientes y protegida de la desecación. En la superficie de corte se forma un tejido cicatricial originado en la zona generatriz llamado callo, a través del cual emergen las raíces. Los brotes originados de las yemas se alimentaran de las reservas almacenadas en los tejidos, mientras las raíces nuevas les facilitan nutrientes y agua tomados del suelo.

En las estacas, el origen de la mayoría de raíces adventicias se encuentra en grupos de células capaces de volverse meristemáticas; sin embargo, en algunas plantas, las raíces adventicias pueden formarse durante los primeros períodos de desarrollo del tallo. Las estructuras de este tipo son llamadas “iniciales de raíz preformadas” y por lo general, permanecen latentes hasta que las estacas sean colocadas en condiciones ambientales favorables para su desarrollo y la emergencia de los primordios como raíces adventicias (Hartmann y Kester, 1972). El origen de las raíces se localiza en un amplio rango de tejidos, de los cuales el cambium, el floema y el pericilio son los tejidos mas importantes, mientras que la corteza, la medula y el xilema son de menor importancia (Haissig, 1974).

Los anillos continuos de crecimiento de esclerénquima situados en el exterior del punto de origen de las raíces, a veces llegan a constituir una barrera anatómica para el enraizamiento, así como también, el anillo de esclerénquima discontinuo y

los tratamientos mecánicos por el lesionado o heridas superficiales en las plantas para el enraizamiento (Beakbane, 1961, Hartmann y Kester, 1972).

## 2.4 Enraizamiento de estaquillas

En el enraizamiento, la longitud de estacas y la forma de aplicación de la hormona no interactuaron sobre la sobrevivencia, enraizamiento y número de raíces de la estacas; a diferencia de otras especies, como *Triplochiton scleroxylon*, la longitud no mostró un efecto importante sobre el porcentaje de enraizamiento pero sí sobre la sobrevivencia, es decir, a mayor longitud, mayor sobrevivencia; de igual modo, a mayor irradiación mayor será la sobrevivencia, así como también ocurre con el Cacao (*Theobroma cacao*). Las estacas de 30 cm de longitud en propagadores de sub-irrigación con RAFA promedio de 78  $\mu$  moles/m<sup>2</sup>/seg presentaron 77% de sobrevivencia (Leahey y Mohammed, 1985).

La capacidad de enraizamiento de las estaquillas se ve afectada por una gran cantidad de factores: a) Clón; b) Nivel de irradiación, humedad, nutrición, tasa fotosintética de las plantas donantes; c) Edad y grado de lignificación del brote, tipo de brote (ortotrópico “tronco”, plagiotrópico “ramas”); d) Ubicación de las estaquillas en el brote; e) Diámetro, longitud y área foliar de la estaquilla; f) Irradiación, humedad y temperatura en el área de propagación; g) Sustrato de enraizamiento y h) Clase, tipo y dosis de auxina (Soudre *et al*, 2008).

La efectividad de un medio de enraizamiento (sustrato), radica en su capacidad de retener agua, proveer de soporte y aireación adecuada a las estaquillas, limitando la presencia de patógenos realizando una desinfección adecuada al sustrato (Hartmann y Kester, 1968; Leahey *et al*. 1992).

Una formación rápida de raíces ocurre en la mayoría de casos cuando el sustrato es ligero, suelto, esterelizado, de temperatura templada y de humedad continua pero no excesiva, ya que la falta de oxígeno es perjudicial; los medios más convenientes son la vermiculita, turba y las arenas como medio para que enraícen porque es más utilizado, relativamente barato y fácil de esterilizar (Wright, 1964; Hartmann y Kester, 1972).

Uno de las grandes probabilidades del enraizamiento de estacas es que el medio ideal para que enraícen permita una buena aireación, drenaje y sea fácil de esterilizar; además de proveer de un soporte adecuado a las estacas (Hartmann y Kester, 1972).

#### **2.4.1 Factores que influyen en el enraizamiento de estaquillas**

Dentro de los factores que podemos encontrar, es el tipo de material vegetativo a emplear, así como también el manejo previo del material vegetativo (brotes juveniles a enraizar); por ello es imposible definir un tipo de material que sea mejor o adecuado para todas las especies; los que pueden ser ideales para una especie, pueden constituir un fracaso en otra; sin embargo, las experiencias con algunas especies pueden aplicarse a otras especies afines (Hartmann y Kester, 1972). Por otro lado, en brotes juveniles (suculento) existe una gradiente de juvenilidad fisiológica desde la copa hacia la base del árbol, lo cual favorecería positivamente en el enraizamiento (Mesén, 1998).

Es importante también considerar que el sustrato y el tipo de auxina (regulador de crecimiento de raíces) son factores importantes en el enraizamiento, así como también, factores internos a la estaquilla como es el área foliar, longitud adecuada de estaquilla y posición de la estaquilla en el brote, como son basal, medio y apical (Mesén, 1998).

#### **2.4.2 Estaquillas juveniles**

Normalmente, cuanto más joven es un individuo, más fácil es de propagar vegetativamente; sin embargo, es posible propagar árboles adultos dado que existe una zonación del estado fisiológico juvenil. En un árbol, determinadas áreas retienen durante más tiempo las características juveniles, cuyo gradiente aumenta hacia la base (Mesén, 1998). Así, un meristemo apical presenta un carácter tanto más juvenil cuanto más cerca se encuentre de la base del tronco (Bonga, 1982; Mei Yuan *et al.*, 1998).

Numerosas especies han sido sometidas o inducidas al enraizamiento, de los cuales se encontraron valiosos aportes sobre todo variaciones de acuerdo al material vegetativo a propagar, es decir, emplear el material juvenil, incrementa las posibilidades de enraizamiento; el cual también dependerá de otros factores de la estaca tales como especie, edad, estado fisiológico, así como el medio ambiente (temperatura y humedad), los cuales en combinación con las auxinas y sustratos, permiten que las estacas enraícen (Vargas, 1982).

### **2.4.3 Tipo de estaquillas**

En algunas especies, las estaquillas apicales han mostrado mejor enraizamiento, esto ha sido atribuido a la mayor presencia de sustancias promotoras del enraizamiento (originados en el ápice), a una mejor diferenciación celular y a una mejor calidad anatómica de la estaca. En otras especies el mejor enraizamiento se ha obtenido a partir de estaquillas basales, ya que mostraban mayor calidad de raíces preformadas y mayor cantidad de reservas que las estaquillas apicales (Soudre *et al*, 2008).

Los tipos de estacas de acuerdo con la parte de la planta del cual procede son: Estaca de tallo, estaca de hoja, estaca de raíz; y según su forma pueden ser: Estaca simple, estaca con talón, estaca de mazo (Hartmann y Kester, 1984). La estaca de tallo, es el tipo más importante en el campo forestal, se obtiene de segmentos de ramas que contienen yemas terminales o laterales con la mira que al colocarlos adecuadamente, produzcan raíces adventicias y originen una planta independiente (Hartmann y Kester, 1983).

### **2.4.4 Tamaño de las estaquillas**

La cosecha es necesario realizarlos de brotes ortotrópicos, que sean sanos y presenten un buen estado de vigor, asimismo, puedan tener una longitud total de brote de entre 30-50 cm; de cada brote con esa longitud se podría obtener entre 6-10 estaquillas; para el caso de *S. macrophylla*, generalmente se emplea

estaquitas de longitudes entre 4-6 cm, que consiste en una sección longitudinal de entrenudo mas una proporción de hoja o áreas foliares entre 25-50cm<sup>2</sup> (Mesén, 1998).

El tamaño de las estacas es otro factor que puede influir en el proceso de enraizamiento. Algunos investigadores han afirmado que para ciertas especies las estacas de mayor tamaño enraízan mejor que las de menor tamaño, pero existen algunas excepciones (Baggio, 1982).

#### **2.4.5 Reguladores de crecimiento**

El fin de toda aplicación de sustancias promotoras o reguladoras de crecimiento de las raíces es incrementar el porcentaje de enraizamiento, reduciendo el tiempo de iniciación de raíces y mejorar la calidad del sistema radicular originada (Hartmann y Kester 1983); Por ejemplo, el ácido Indol – 3 - Butírico (AIB), es una auxina sintética químicamente similar al Acido Indol - acético (AIA) que en la mayoría de las especies ha demostrado su efectividad frente a otras auxinas como el ácido Naftalenacético (ANA); la hormona AIB, ofrece muchas ventajas, el cual no se degrada fácilmente por la luz o microorganismos, es insoluble en agua, no es tóxico y permanece por más tiempo en el sitio de aplicación (Blazich, 1988; Mesén, 1998).

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. Las auxinas, son sustancias naturales que son promotores de la aparición de raíces, en tal sentido el empleo de estos reguladores del crecimiento favorece la iniciación de raíces, mejorando el sistema radicular, aumentando el porcentaje de enraizamiento. (Hartmann y Kester, 1983; Mesén, 1998).

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 revelado superioridad a los tratamientos sin hormona. Aunque los reguladores de crecimiento pueden mejorar ciertas especies el proceso de enraizamiento, la formación de raíces puede estar más relacionada con ciertos factores inherentes de las especies (Wright, 1964).

#### **2.4.6 Condiciones ambientales durante el enraizamiento**

El ambiente en el cual las estacas son puestas a enraizar es crítico para lograr el éxito y debe ser tal que evite cualquier posible estrés hídrico a las mismas. Numerosos factores anatómicos, fisiológicos y ambientales afectan el enraizamiento de estacas; todos ellos deben ser optimizados para un enraizamiento exitoso, sin embargo, la disminución de estrés hídrico en las estacas es considerada como el punto fundamental en el proceso (Hartmann y Kester, 1968; citado por Mesén *et al*, 1992). El crecimiento y la división celular y la translocación de metabolitos a los primordios radicales en desarrollo, es probable que el estrés hídrico también reduzca el suministro de cofactores, los cuales sinergizan con las auxinas en la formación de raíces adventicias (Mesén *et al*, 1992).

Estudios sobre las variaciones en humedad relativa están asociados a variaciones en irradiación (efecto sobre la temperatura); los aumentos van seguidos de disminuciones en la humedad relativa; el ámbito de irradiación puede ser controlado mediante el uso de sombra (Mesén *et al*, 1992). Se precisa entonces una humedad relativa del aire alta en los comienzos del enraizado, para reducir la evapotranspiración y evitar marchitamiento de los propágulos (Oosting, 1951).

La temperatura del aire que rodea a las estacas tiene influencia en el enraizado, puesto que las temperaturas altas aumentan los procesos fisiológicos y en consecuencia el agotamiento de las reservas (Hartmann y Kester, 1972). La temperatura óptima varía con la especie. Para estacas de algunas especies, es suficiente protegerlas de los rayos directos del sol; en otros casos, el enraizado requiere el control de temperatura ambiental, lo cual se consigue en condiciones de invernadero (Vastey, 1962).

#### 2.4.7 Propagador de Sub-irrigación

La cámara de enraizamiento es un propagador mejorado pero de bajo costo, este propagador es de fácil construcción, efectivo y no requieren agua de cañería ni electricidad, la construcción del propagador se baso en el diseño de Howland modificado por (Leakey y Logman, 1988). Su construcción fue a base de madera y polietileno (o mica), en el fondo a los lados y en la tapa se coloco una hoja de polietileno para retener humedad, la base de relleno con capas sucesivas de piedra y grava y sobre ella, se coloco el medio de enraizamiento. Finalmente, se agrego agua hasta saturar las capas de piedra y grava, para mantener húmedo el sustrato de capilaridad (Leakey *et al*, 1990).

Existe alguna experiencia previa en la propagación clonal de (*S. macrophylla*) utilizando propagadores de subirrigación, que indican que la especie enraíza bien utilizando estaquillas de 6 a 8 cm de longitud con áreas foliares de aproximadamente 30 cm<sup>2</sup>, aunque de todas las especies evaluadas por dichos autores, es la que tardo mas tiempo en emitir raíces (alrededor de 2 meses) en estos ensayos, se probaron sustratos con mezclas de arena: grava en diferentes proporciones (100: 0,75 : 25, 50 : 50,25 : 75 y 0 : 100) y se obtuvieron porcentajes de enraizamiento cercanos al 60% en los tres primeros tratamientos, con reducciones significativas en los sustratos con mayor contenido de grava, con respecto a la auxina se probaron dosis de 0, 0.1, 0.2, 0.4 y 0.8 % de AIB y se obtuvo un 39% de enraizamiento con el tratamiento testigo (0% de AIB). Mientras que con todos las demás dosis se obtuvieron porcentajes cercanos al 50%, sin diferencias significativas entre ellas (Mesen *et al*, 1992).

## DEFINICIÓN DE CONCEPTOS BÁSICOS

**Auxina:** Cualquiera de las hormonas o sustancias activadoras del crecimiento.

**Ortet:** Individuo propagado vegetativamente para dar origen a un clon (árbol donante). Quien desde el punto de vista de un individuo que tratara con características superiores al promedio de su especie (árbol plus).

**Ortotropismo:** Condición de las plantas de crecer en sentido vertical.

**Ramet o rameto:** Cada uno de los propágulos vegetativos generados a partir de un ortet de un árbol donante seleccionado con características superiores.

**Clon:** El conjunto de ramitos genéticamente idénticos, es decir que se originaron de un mismo ortet.

**Estaquilla succulenta ó juvenil:** Estaquilla succulenta, con hojas o parte de ellas, originada de rebrotes fisiológicamente juveniles, que dará origen a un árbol de crecimiento normal.

### III. MATERIALES Y METODOS

#### 3.1 Síntesis metodológica

La metodología desarrollada en el experimento permitió realizar dos ensayos consecutivos, las cuales permitieron cumplir los objetivos propuestos. Para el primer ensayo, se empleó un diseño de bloques completamente aleatorio y con parcelas divididas (DBCA y PD), donde se probaron tres niveles de sustratos (fina, media y gruesa), influenciados por cuatro soluciones hormonales de Ácido Indol 3-Butírico AIB (0, 500, 1000, 3000 ppm); asimismo se precisaron de estaquillas de 3.5 cm. de longitud y 17 cm<sup>2</sup> de área foliar.

Para el segundo ensayo se empleó el diseño de bloques completamente aleatorio (DBCA) utilizándose los mejores resultados del primer ensayo tanto en sustrato enraizador y la dosis óptima de hormona, donde se probaron tres tipos de estaquillas (apical, media y basal), dos longitudes de estaquillas (2.5 y 4.5 cm) y dos áreas foliares (25 y 50 cm<sup>2</sup>) que formaron un arreglo factorial de 3 x 2 x 2.

Los datos obtenidos fueron procesados y analizados mediante el programa estadístico **SPSS**, donde se realizó un análisis de varianza para ver la existencia de diferencias significativas, además se efectuaron comparaciones múltiples de medias por el método Duncan; cuyo análisis permitió definir los mejores resultados de todos los tratamientos propuestos en el experimento.

#### 3.2 Localización y descripción de la zona

El lugar donde se desarrollo el experimento se localiza en el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana, Fundo "Villarrica", esta ubicada en el departamento de Ucayali a 12,400 km. al oeste de la ciudad de Pucallpa y a 158 m.s.n.m (**anexo 1**). La temperatura media anual de la zona es de 27,0 °C; la precipitación promedio anual es de 1700 mm teniendo una estación lluviosa de octubre a marzo y una estación seca de mayo a septiembre. La humedad relativa promedio es de 89,0%.

Los terrenos corresponden a un paisaje de planicie, ubicados sobre formaciones de terrazas medias. Los suelos son del tipo Ultisol, de mal drenaje; sin embargo, algunas áreas influenciadas por quebradas presentan suelos más ricos en nutrientes y de mejor drenaje. La mayor proporción son especies cultivadas (pastos y frutales) y en menor escala asociaciones naturales de aguajales y cumalas (IIAP, 2003).

### **3.3 Materiales**

Para la instalación de los ensayos se utilizaron los siguientes materiales: soluciones hormonales (0, 500, 1000 y 3000 ppm) de Ácido Indol 3-Butírico (AIB), sustratos de arenas (fina, media y gruesa), tijeras podadoras, plumones indelebles, alcohol 76%, hieleras de tecnopor, mascarillas, cinta de embalaje, guantes quirúrgicos, tijeras simple, papel aluminio, Cupravit (fungicida), papel toalla, bandejitas (15 litros), identificadores de plásticos, tamizadores, regla de 30 cm, atomizador manual, cinta métrica. Asimismo, se empleó una cámara de subirrigación (foto 1) que incluye piedras, gravillas y arenas; y como material vegetativo se usaron brotes juveniles (**anexo 7**, foto 2). Es preciso indicar que todo el material de corte fue desinfectado con alcohol y los sustratos utilizados fueron desinfectados con vapor de agua en ebullición.

También se emplearon los siguientes equipos: Luxímetro, termómetros, termohigrómetros, vernier digital y ventilador.

### **3.4 Población y muestra**

La población está conformada por la cantidad total de estaquillas obtenidas de brotes juveniles de *S. macrophylla* establecidas en huerto yemero. La muestra está conformada por 288 estaquillas en el primer ensayo y 360 estaquillas en el segundo ensayo.

## **3.5 Primer ensayo**

### **3.5.1 Procedimiento de instalación y control**

Para la instalación del primer ensayo se realizó un proceso consecutivo de actividades básicas, que favorecieron la ejecución del experimento, el cual se detalla a continuación:

### **3.5.2 Material vegetativo**

Se empleó estaquillas juveniles procedentes de plántones producidos a partir de semilla botánica, las mismas, que fueron cortadas a los 15 días de plantadas en huerto yemero<sup>1</sup> con el fin de obtener brotes de tamaño y calidad requerida; la cosecha de brotes se realizó en ciclos de 3 meses, edad correspondiente del material vegetativo que se emplearon tanto en el primer ensayo, como en el segundo.

### **3.5.3 Preparación de las cámaras de propagación**

En el experimento se empleó una cámara de sub-irrigación cuyas dimensiones son de longitud = 2.5 m, ancho = 1.0 m; altura = 0.70 m (frontal) y 1.0 m (posterior), dicha construcción fue hecha a base de madera pre-dimensionada y forrada con mica translúcida de polietileno, diseño propuesto por Leakey *et al* 1990 (foto 1). En el interior de la cámara se colocaron varias capas sucesivas piedra, grava y arena; en la primera capa se introdujeron 1 cm de arena, 6 cm de piedras grandes (30-70 mm), 2 cm de piedras pequeñas (5-30 mm) y 1 cm de grava fina (2-5 mm); sobre estas capas se estableció 5 cm de espesor de sustrato para enraizamiento constituido por arena fina (0.1-0.2 mm), media (0.2-1 mm) y gruesa (1-2 mm), las mismas que fueron lavadas, desinfectadas, secadas y tamizadas según la granulometría clasificada por Kopecky (1936). A través de un

---

<sup>1</sup> Huerto yemero es una técnica empleada para producir brotes juveniles de diferentes especies forestales, a partir de plántones procedentes de semilla botánica; esta técnica ofrece muchas ventajas ya que permite un manejo y control adecuado, esto con el fin de obtener brotes de tamaño y calidad adecuada.

tubo de plástico de cuatro pulgadas de diámetro, se introducen aproximadamente 80 litros de agua, las mismas que permitirán irrigar el agua en todo el interior de la cámara abasteciendo de agua a las estaquillas cuya humedad será retenida entre las paredes de la cámara herméticamente cerrada, cumpliendo el mecanismo de mantener la humedad interna dentro de la cámara. La cámara fue situada sobre una plataforma de concreto bien nivelado, acción que tiene la finalidad de mantener una distribución fluida del agua en toda la cámara. La instalación de las estaquillas se realizó de acuerdo al croquis de distribución de los tratamientos (**anexo 2**). La profundidad del hoyo fue de 2 cm y 0.8 mm de diámetro, además se usó identificadores para ubicar cada tratamiento.



Foto 1. Diseño y construcción de cámara de subirrigación

Los sustratos o tipos de arena se obtuvieron según la clasificación granulométrica de arenas empleando tamices de diferentes medidas: Para arena fina se empleó el tamiz # 40 con ello se obtuvo partículas de tamaño entre 0.1-0.2 mm; sin embargo, para arena media se utilizó el tamiz # 40, de donde se obtuvieron partículas entre 0.2– 1 mm; y para obtener la arena gruesa se precisó del tamiz # 20, de donde se obtuvieron partículas de arena entre 1-2 mm.

#### **3.5.4 Preparación de estaquillas**

La cosecha del material vegetativo se realizó en horas de la mañana (antes de las 6.00 am), rápidamente se transportaron en hielera de tecnopor, evitando en todo

momento que los brotes se deshidraten. Después de la cosecha, los brotes fueron preparadas a longitudes y área foliar requerida colocando en tinas con agua debidamente codificadas. En la preparación de estaquillas se consideró los brotes ortotrópicos, sanos y vigorosos (Mesén, 1998). No se consideraron estaquillas apicales demasiada succulentas, basales muy lignificadas y estaquillas de longitudes muy cortas (<2 cm). Se consideró longitudes de estaquillas entre 4-5 cm y con 17 cm<sup>2</sup> de área foliar. Todas las estaquillas fueron desinfectadas por un período de 15 minutos en una solución anti hongos (preparada con 30 gr de Cupravit, diluidas en 10 litros de agua), luego fue oreada por 20 minutos sobre una malla plástica bajo un ambiente de sombra (70%). Adicionalmente, para uniformizar el material de estaquillas a emplear se realizó una selección donde se descartó todas aquellas estaquillas que presentaron algún defecto sanitario.

### **3.5.5 Preparación y aplicación de la dosis hormonal**

En laboratorio se preparó las dosificaciones hormonales, como por ejemplo para preparar una solución hormonal (3000 ppm) cerca a 100 ml, primero se pesó en una balanza analítica 0.3 gr de ácido Indol -3-butírico (AIB) en polvo que fueron diluidos en 99.7 ml de alcohol (97%). Similar operación se realizó para las otras soluciones hormonales. Luego se colocaron en envases de vidrio esterilizadas, selladas con papel aluminio y tapa roscante.

Las diferentes soluciones hormonales preparadas se introdujeron cerca de 1cm. en cada envase de vidrio esterilizado, donde se untó la base de la estaquilla por un lapso de 3 segundos, y con la ayuda de un ventilador se secaron durante 45-60 segundos, esto con el fin de que el alcohol se volatilice y pueda fijarse sólo la hormona en la base de la estaquilla. Seguidamente se instaló las estaquillas dentro de la cámara de subirrigación según la ubicación de los tratamientos, colocadas en un sólo sentido. En la instalación es recomendable que la estaquilla no roce al momento de insertarlo, también debe ser permanentemente asperjado. El ambiente debe estar sombreado y fresco. Finalmente, se colocó una malla como protección durante la primera semana.

### 3.5.6 Monitoreo y control

En la cámara de subirrigación se colocaron termómetros en cada sustrato, termohigrómetro tanto en la parte interior y exterior de la cámara de propagación y un termómetro ambiental colocada directamente en la intemperie, así como un luxímetro; dichos instrumentos permitieron registrar diariamente datos meteorológicos en formatos previamente elaborados (**anexo 3**), con el propósito de prever inconvenientes en el manejo del material. Se registró la temperatura del sustrato (°C), temperatura (°C) y humedad relativa (%) en el interior y exterior del propagador (media, máxima, mínima), temperatura ambiental (°C) e intensidad luminosa (luxes) en el exterior de la cámara. Todos estos datos fueron registrados a las 8.30 am, 12.00 m y 3.30 pm. Se realizó asperjación con agua sólo cuando la temperatura era mayor a 30 °C y menor a 60% de humedad relativa, pudiendo influir negativamente en el éxito del enraizamiento. Se realizó evaluaciones semanales donde se observó el desarrollo radicular, presencia de callos y brotes de estaquillas, además se sacaron las estaquillas muertas y hojas caídas, que pudieran generar algún problema de contaminación. Estos datos fueron registrados dentro de un formato de evaluación de estaquillas (**anexo 4**).

La temperatura ambiental promedio por día fue de 33 °C y puede variar entre 23 - 41°C; sin embargo, en el ambiente exterior de la cámara la temperatura promedio durante los 45 días que perduró en el primer ensayo fue de 29 °C, pudiendo variar entre 23 – 32 °C, no obstante, la temperatura media en el interior de la cámara fue de 27 °C (ver figura 1).

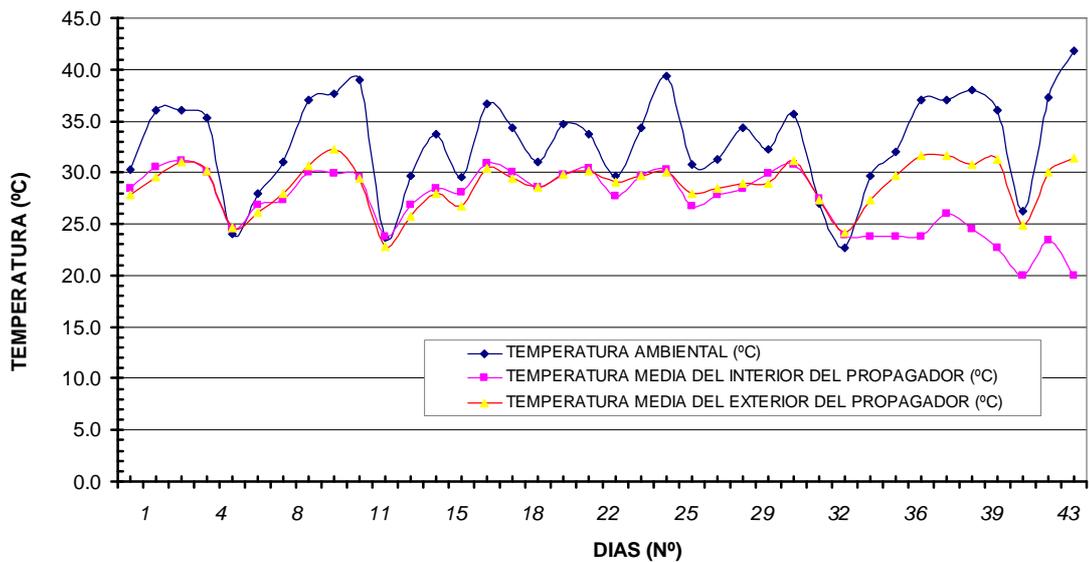


Figura 1. Registro de temperatura ambiental, interior y exterior de la cámara de subirrigación del primer ensayo (45 días).

En la figura 2, se observa que en el exterior de la cámara el promedio de humedad relativa fue de 74%, cuya variación fue entre 60 - 85%, sin embargo en el interior de la cámara el promedio de humedad relativa fue mucho mayor 78%, variando entre 60 - 99%, esto indicaría que el comportamiento de la humedad relativa estuvo bajo condiciones ambientales óptimas para el enraizamiento estaquillas.

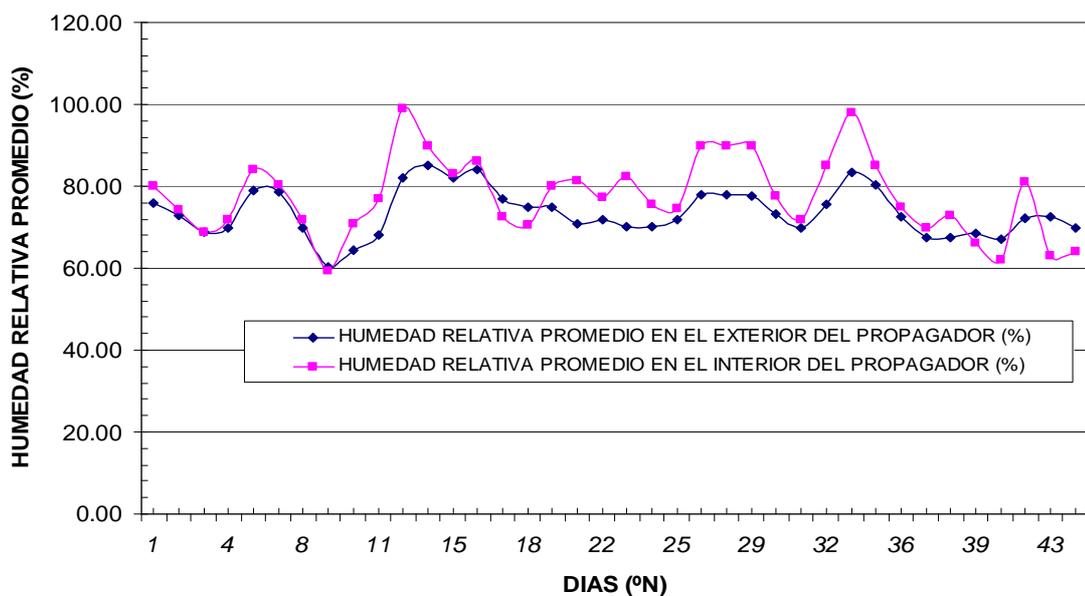


Figura 2. Registro de humedad relativa promedio en el interior y exterior de la cámara de subirrigación del primer ensayo (45 días).

Por otro lado, en la figura 3, se observa que la temperatura promedio de los sustratos arena fina y gruesa se mantuvieron en 26 °C; y en arena media la temperatura promedio alcanzó hasta 27 °C, en el cual se mostró mayor cantidad de estaquillas enraizadas frente a los otros sustratos.

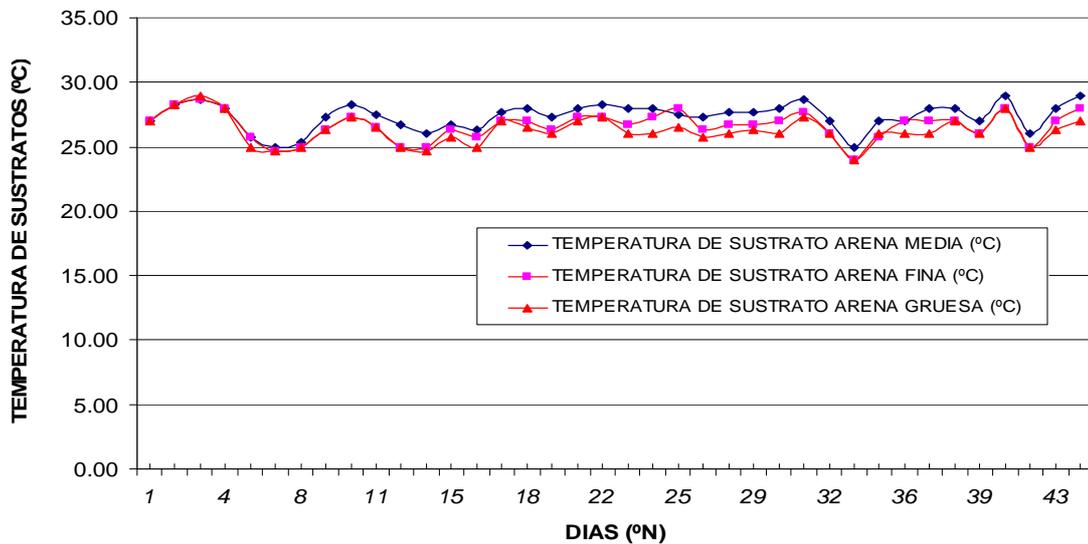


Figura 3. Registro de temperatura promedio de los diferentes tipos de sustratos de enraizamiento en cámara de subirrigación (45 días).

### 3.6 Segundo ensayo

#### 3.6.1 Procedimiento de instalación y control

Para la instalación del segundo ensayo se considero los mejores resultados obtenidos en el primer ensayo, los cuales fueron el sustrato arena media y dosis hormonal 3000 ppm. La cosecha del material vegetativo óptimo a emplear en el segundo ensayo fue a los 75 días, después de la primera cosecha, es decir, los brotes juveniles ya presentaron las longitudes requeridas.

Para la construcción de la cámara de subirrigación se desarrollo el mismo procedimiento que en el primer caso, pero considerando como sustrato de enraizamiento arena media. La distribución experimental de las estaquillas se estableció según el croquis de ubicación de los tratamientos (**anexo 5**).

### 3.6.2 Preparación de las estaquillas

Se efectuó el mismo procedimiento realizado en el primer ensayo, probando dos longitudes de estaquillas (2.5 cm y 4.5 cm), dos áreas foliares (25 cm<sup>2</sup> y 50 cm<sup>2</sup>) y tres posiciones de estaquillas en el brote (ápical, media y basal), tal como se observa en la figura 4, donde se determinó que en cada brote juvenil se puede obtener en promedio 6 estaquillas, de los cuales, el primer tercio del brote corresponden a estaquillas basales, el segundo tercio del brote corresponden a estaquillas medias y el tercer tercio del brote corresponden a estaquillas apicales.

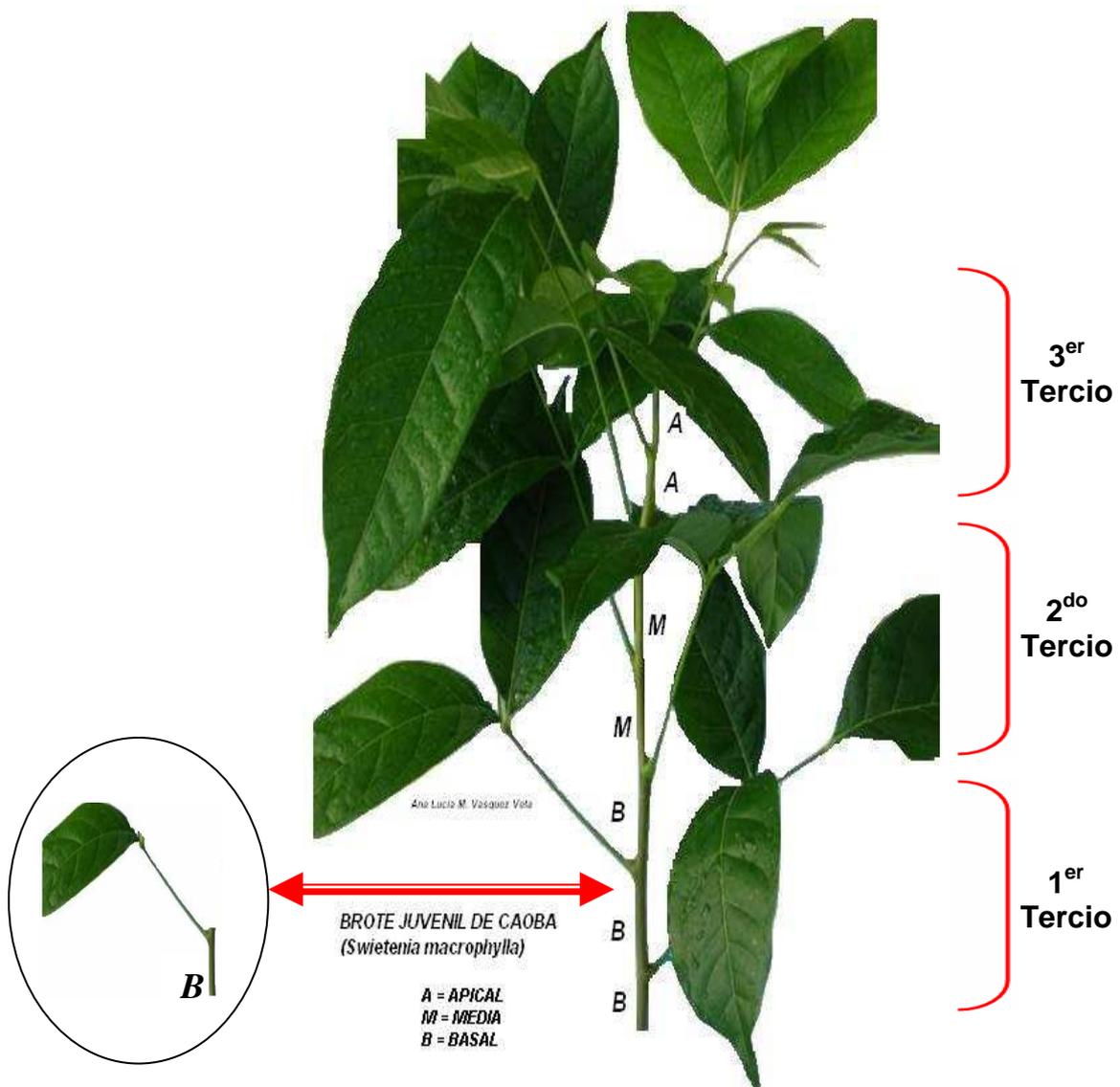


Figura 4. Posición de estaquillas de un brote juvenil de *Swietenia macrophylla*.

Para determinar el área foliar, en primer lugar se seleccionó 30 muestras de hojas representativas que permitieron determinar el área foliar promedio para cada foliolo, los cuales, permitieron establecer tratamiento 50 cm<sup>2</sup> de área foliar (hoja entera) y 25 cm<sup>2</sup> de área foliar (**anexo 8**, foto 9).

Después de preparar, desinfectar y orear las estaquillas, por 3 segundos la base fue sumergida en una solución hormonal de 3000 ppm de AIB; seguidamente con la ayuda de un ventilador se volatilizó el alcohol, para luego ser colocados según el croquis de distribución de los tratamientos dentro de la cámara de subirrigación; asimismo, se colocaron todos los equipos de control de temperatura y humedad tanto en el interior como en el exterior de la cámara; el ensayo fue debidamente monitoreado y controlado cuya duración desde la instalación hasta la evaluación final fue de 36 días; es preciso indicar que los datos fueron registrados en formatos de evaluación (**anexo 6**).

### **3.6.3 Condiciones ambientales**

Al igual que en el anterior ensayo, también se registró y controló la temperatura y humedad relativa interna y externa de la cámara, así como también, la temperatura ambiental y la intensidad lumínica (luxes) al exterior de la cámara. Los datos fueron registrados en horas de la mañana (8.30 am), 12.00 del medio día y por la tarde (3.30 pm). Al observar la figura 5, se puede notar gráficamente que la temperatura promedio en el interior y exterior de la cámara fue de 28.2 °C, alcanzando un máximo de 31.8 °C en períodos muy calurosos y un mínimo de 24 °C en períodos muy húmedos; sin embargo, el promedio de temperatura ambiental fue de 31.3 °C, con variaciones entre mínimas y máximas de 26 °C y 37 °C, registradas durante el ensayo.

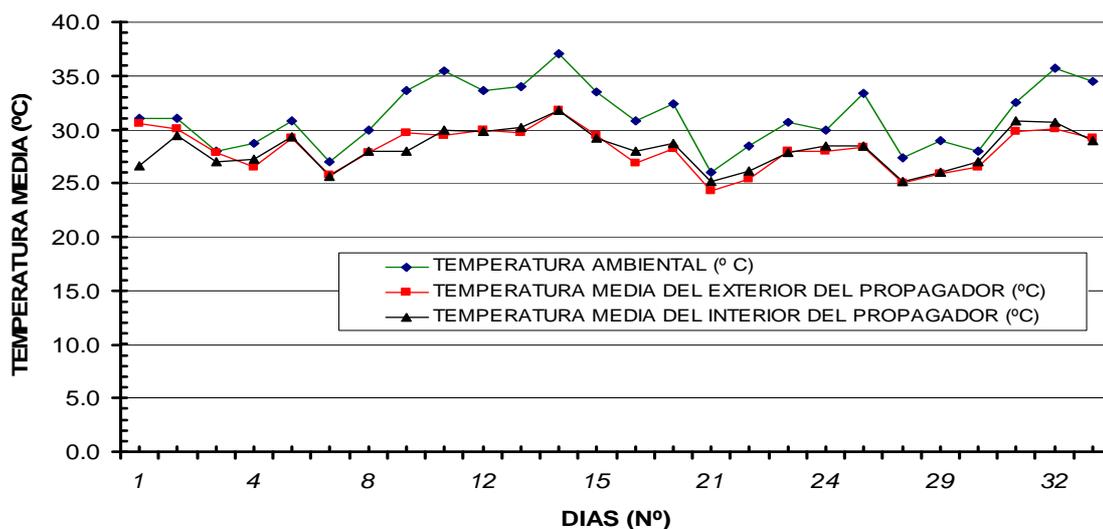


Figura 5. Registro de temperatura ambiental, interior y exterior de la cámara de subirrigación del segundo ensayo (36 días)

En la figura 6, el promedio de humedad relativa en el interior de la cámara fue de 80.5%, con una variación entre (93.7% y 62.3%) y en el exterior de la cámara resultó mucho menor alcanzando un promedio de 78.4% con una variación entre (87.3% y 71.3%); en términos generales, se considerarían apropiadas para el manejo y control del ambiente interno de la cámara.

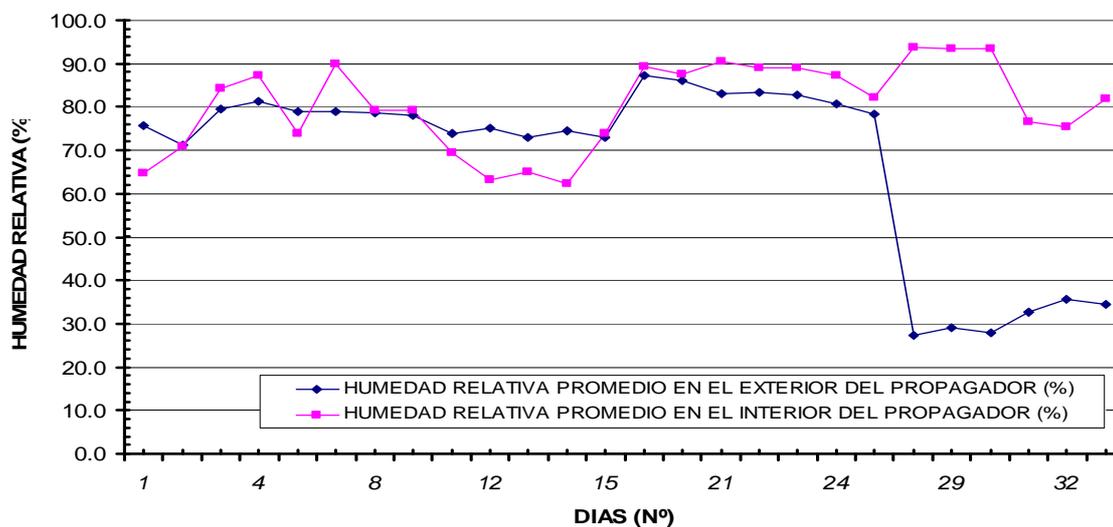


Figura 6. Registro de humedad relativa promedio en el interior y exterior de la cámara de subirrigación en el segundo ensayo (36 días)

Por otro lado, en la figura 7 se observa que las cantidades de luz suministrada por la cámara a lo largo de todo el ensayo fue de 6200 luxes como máximo y como mínimo fue de 610 luxes.

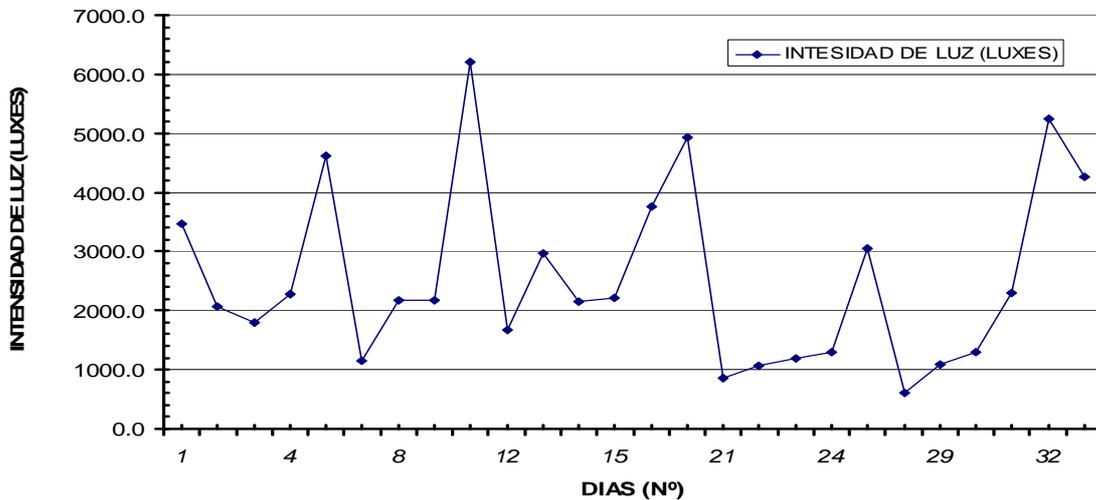


Figura 7. Intensidad de luz promedio en el exterior de la cámara de subirrigación durante el segundo ensayo (36 días)

En la figura 8, se observa claramente que la intensidad de luz promedio en el exterior de la cámara durante las horas del día, donde las mayores cantidades de intensidades de luz se registran a las 12.00 del medio día y empieza a bajar las 3.30 p.m. Asimismo, los períodos más bajos de luz se dataron en horas de la mañana 8.30 a.m.

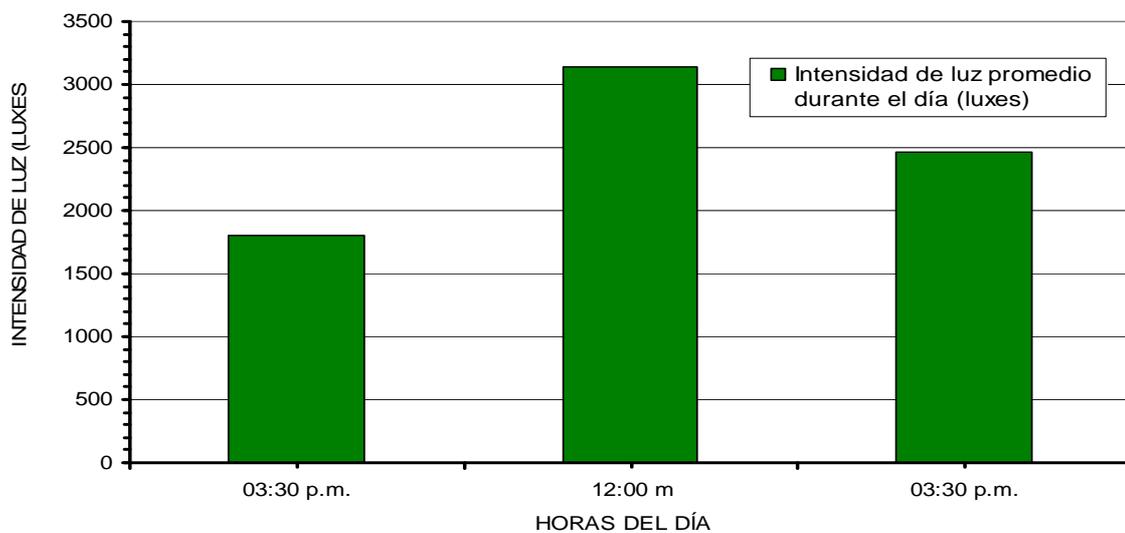


Figura 8. Intensidad de luz promedio ingresada en el exterior de la cámara durante el día

## 3.7 Procesamiento y análisis de los datos

### 3.7.1 Procesamiento de datos

Para el primer y segundo ensayo, se observó el efecto de los tratamientos sobre el enraizamiento de las estaquillas, analizando después de 2, 4, 6 y 7 semanas de haber sido colocadas en la cámara propagadora, es decir, 42 días para el primer ensayo y 36 días para el segundo ensayo. En ambos casos, toda la información tomada fue procesada en una base de datos elaboradas en hoja de cálculo del software Microsoft Excel, 2003. Los datos obtenidos de cada tratamiento fueron transformados a porcentajes con la finalidad de poder realizar las comparaciones entre los tratamientos y repeticiones. El porcentaje de enraizamiento tiene una variación discontinua, ya que sólo existe la posibilidad de que las estaquillas enraícen o no enraícen (Díaz, 1991). Además, tiene una distribución binomial, por lo que para procesar los datos primero fueron transformados con la formula del **Arco seno ( $\sqrt{x}$ )**, donde, **x** = porcentaje de enraizamiento. Estos mismos procedimientos de conversión se realizaron para el porcentaje de callosidad, brotación y sobrevivencia; variables que permitieron explicar los objetivos planteados, empleando el programa estadístico **Infostat, 2004**.

En la matriz se colocaron los bloques (repeticiones), tratamientos, tipo de estaquilla, longitud de estaquilla, área foliar de estaquilla, número de estaquillas por tratamiento, diámetro de la estaquilla (mm), número de raíces ( $n^0$ ), longitud de raíces (cm), porcentaje de enraizamiento (%), arco seno del porcentaje de enraizamiento (%), número de callos ( $n^0$ ), porcentaje de callos (%), número de brotes ( $n^0$ ), longitud de brotes (cm), porcentaje de brotes (%) y porcentaje de sobrevivencia (%). Por otro lado, con los datos del estado fitosanitario de cada estaquilla en términos de vigor se codificaron de la siguiente manera (1= excelente, 2= bueno, 3= regular y 4= malo); color (1= verde claro, 2= pardo y 3= marrón oscuro), finalmente, también se consideraron el número de nudos presente en cada estaquilla.

### 3.7.2 Análisis de los datos

Con el fin de determinar la influencia de los tratamientos sustrato y dosis hormonal de AIB, para el primer ensayo se empleó el diseño de bloques completamente al azar con parcelas divididas, donde se sometieron a prueba dos factores: el primero fue tres tipos de sustrato arena (fina, media y gruesa) y cuatro dosificaciones hormonales de AIB (0ppm, 500ppm, 1000ppm y 3000ppm), formando un arreglo factorial de 3 x 4, el cual contó con 4 repeticiones y 12 tratamientos (**cuadro 1**). Asimismo, se emplearon 6 estaquillas por cada tratamiento que hicieron un total de 288 estaquillas empleadas para todo el ensayo. Las parcelas grandes fueron representadas por los sustratos y las subparcelas fueron representadas por las diferentes dosificaciones hormonales de AIB. Los datos obtenidos de la evaluación fueron procesados y transformados a porcentajes con el fin de poder realizar las comparaciones, ya que el porcentaje de enraizamiento tiene una variación discontinua y distribución binomial, existiendo sólo la posibilidad de que las estaquillas puedan o no enraizar, por lo que dificultaría su procesamiento, para lo cual se transformaron en variables continuas aplicando la formula del arco seno de la raíz cuadrada (Díaz, 1991).

Para poder explicar los efectos de los tratamientos y sus interacciones se realizó el análisis de varianza (ANOVA) y la prueba de comparación de medias Duncan ( $P < 0.05$ ), esto con el fin de probar si existen diferencias significativas; asimismo, para conocer el comportamiento entre las variables estudiadas se determinaron las relaciones significativas ( $P < 0.05$ ) empleando el análisis de correlación de Pearson, además se efectuaron regresiones lineales, gráficos entre algunas variables dependientes. También se realizaron tabla de frecuencias para calcular las variables de vigor y color. Todos estos procedimientos se realizaron consecutivamente con el software **SPSS versión 12.0, 2004**. Las regresiones lineales y gráficos se realizaron en el programa estadístico (**Infostat, 2004**). Finalmente, se determinaron los mejores tratamientos y sus efectos en el enraizamiento de las estaquillas para el primer ensayo.

**Cuadro 1. Clave de los tratamientos combinados del primer ensayo**

<b>Nº</b>	<b>CLAVE</b>	<b>BLOQUES</b>	<b>TRATAMIENTO</b>	<b>DESCRIPCIÓN DEL TRATAMIENTO</b>
01	<b>T<sub>1</sub></b>	<b>1</b>	<b>S<sub>1</sub> d<sub>1</sub></b>	Arena media , 0 ppm de AIB
02	<b>T<sub>2</sub></b>	<b>1</b>	<b>S<sub>1</sub> d<sub>2</sub></b>	Arena media, 500 ppm de AIB
03	<b>T<sub>3</sub></b>	<b>1</b>	<b>S<sub>1</sub>d<sub>3</sub></b>	Arena media, 1000 ppm de AIB
04	<b>T<sub>4</sub></b>	<b>1</b>	<b>S<sub>1</sub>d<sub>4</sub></b>	Arena media, 3000 ppm de AIB
05	<b>T<sub>5</sub></b>	<b>2</b>	<b>S<sub>2</sub> d<sub>1</sub></b>	Arena fina, 0 ppm de AIB
06	<b>T<sub>6</sub></b>	<b>2</b>	<b>S<sub>2</sub>d<sub>2</sub></b>	Arena fina,500 ppm de AIB
07	<b>T<sub>7</sub></b>	<b>2</b>	<b>S<sub>2</sub> d<sub>3</sub></b>	Arena fina, 1000 ppm de AIB
08	<b>T<sub>8</sub></b>	<b>2</b>	<b>S<sub>2</sub> d<sub>4</sub></b>	Arena fina, 3000 ppm de AIB
09	<b>T<sub>9</sub></b>	<b>3</b>	<b>S<sub>3</sub> d<sub>1</sub></b>	Arena gruesa, 0 ppm de AIB
10	<b>T<sub>10</sub></b>	<b>3</b>	<b>S<sub>3</sub>d<sub>2</sub></b>	Arena gruesa, 500 ppm de AIB
11	<b>T<sub>11</sub></b>	<b>3</b>	<b>S<sub>3</sub>d<sub>3</sub></b>	Arena gruesa, 1000 ppm de AIB
12	<b>T<sub>12</sub></b>	<b>3</b>	<b>S<sub>3</sub>d<sub>4</sub></b>	Arena gruesa, 3000 ppm de AIB

Para el segundo ensayo se utilizó los mejores tratamientos obtenidos del primer ensayo, los cuales resultaron ser el sustrato arena media y dosis hormonal 3000ppm; las mismas que permitieron realizar este segundo ensayo donde se probaron tres tipos de estaquilla (apical, media y basal) con dos longitudes de estaquillas (2.5 cm y 4.5 cm) y dos áreas foliares (25 cm<sup>2</sup> y 50 cm<sup>2</sup>), que formaron un arreglo factorial de 3 x 2 x 2, con 12 tratamientos (**cuadro 2**); cabe destacar que para este análisis se realizó el diseño de bloques completamente al azar (DBCA), que tuvo 3 repeticiones representadas por los bloques y se emplearon 10 unidades de observación, es decir, 10 estaquillas por tratamiento que hicieron un total de 360 estaquillas utilizadas para el segundo ensayo.

Para la interpretación de los efectos de los tratamientos se realizó el análisis de varianza (ANOVA) correspondiente para cada variable en términos de porcentajes (enraizamiento, callosidad, brotamiento y sobrevivencia) y números de (raíces,

callos, brotes y nudos en cada estaquilla) debido al efecto de los tratamientos y las interacciones, asimismo se realizó la prueba de comparación múltiple de medias Duncan ( $P < 0.05$ ) en las fuentes de variación con significación para determinar las naturalezas de las diferencias entre tratamientos. Por otro lado, para conocer el comportamiento entre las variables estudiadas se determinaron las relaciones significativas ( $P < 0.05$ ) empleando el análisis de correlación de Pearson y regresiones lineales entre algunas variables; también se realizó gráficos de frecuencias para las variables de vigor y color respectivamente. Todos estos procedimientos se realizaron en el programa estadístico **SPSS versión 12.0, 2004**. Las regresiones lineales y gráficos se realizaron en el programa estadístico (**Infostat, 2004**). Finalmente, se determinaron y analizaron los mejores tratamientos y sus efectos en el enraizamiento ( $P < 0.05$ ).

**Cuadro 2. Clave de los tratamientos combinados del segundo ensayo**

Nº	TRATAMIENTO	CLAVE	DESCRIPCIÓN DEL TRATAMIENTO
01	T <sub>1</sub>	a <sub>1</sub> b <sub>1</sub> c <sub>1</sub>	25 cm <sup>2</sup> , 2.5 cm, apical
02	T <sub>2</sub>	a <sub>1</sub> b <sub>1</sub> c <sub>2</sub>	25 cm <sup>2</sup> , 2.5 cm, media
03	T <sub>3</sub>	a <sub>1</sub> b <sub>1</sub> c <sub>3</sub>	25 cm <sup>2</sup> , 2.5 cm, basal
04	T <sub>4</sub>	a <sub>1</sub> b <sub>2</sub> c <sub>1</sub>	25 cm <sup>2</sup> , 4.5 cm, apical
05	T <sub>5</sub>	a <sub>1</sub> b <sub>2</sub> c <sub>2</sub>	25 cm <sup>2</sup> , 4.5 cm, media
06	T <sub>6</sub>	A <sub>1</sub> b <sub>2</sub> c <sub>3</sub>	25 cm <sup>2</sup> , 4.5 cm, basal
07	T <sub>7</sub>	A <sub>2</sub> b <sub>1</sub> c <sub>1</sub>	50 cm <sup>2</sup> , 2.5 cm, apical
08	T <sub>8</sub>	a <sub>2</sub> b <sub>1</sub> c <sub>2</sub>	50 cm <sup>2</sup> , 2.5 cm, media
09	T <sub>9</sub>	a <sub>2</sub> b <sub>1</sub> c <sub>3</sub>	50 cm <sup>2</sup> , 2.5 cm, basal
10	T <sub>10</sub>	a <sub>2</sub> b <sub>2</sub> c <sub>1</sub>	50 cm <sup>2</sup> , 4.5 cm, apical
11	T <sub>11</sub>	a <sub>2</sub> b <sub>2</sub> c <sub>2</sub>	50 cm <sup>2</sup> , 4.5 cm, media
12	T <sub>12</sub>	a <sub>2</sub> b <sub>2</sub> c <sub>3</sub>	50 cm <sup>2</sup> , 4.5 cm, basal

## IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

### 4.1 Primer ensayo

#### 4.1.1 Enraizamiento, callosidad, brotación y sobrevivencia

Los resultados y análisis se muestran a continuación.

El análisis de varianza efectuado para el porcentaje de enraizamiento de las estaquillas de *S. macrophylla* mostraron diferencias estadísticamente significativas ( $P < 0.05$ ), debido a sus factores sustrato y dosis hormonal y el efecto combinado de sus interacciones doble (sustrato \* dosis hormonal), donde se determinó que todos los factores propuestos explicaron su influencia en el enraizamiento de las estaquillas; es decir, que los factores por si solos parcela (sustrato) y sub parcela (dosis hormonal) no son determinantes en el desarrollo radicular de la especie. Asimismo, para la variable longitud promedio de raíces existe diferencias significativas ( $P < 0.05$ ), debido a sus factores e interacciones sustrato \* dosis hormonal. Sin embargo, la variable número de raíces mostró diferencias significativas ( $P < 0.05$ ), debido al factor sustrato, más no se encontraron diferencias significativas en el factor dosis hormonal y sus interacciones.

El porcentaje de callosidad y brotación mostraron diferencias estadísticamente significativas ( $P < 0.05$ ), debido a la interacción simultanea principalmente de sustrato \* dosis hormonal; esto confirmaría el efecto de los factores estudiados sobre las condiciones de desarrollo en términos de presencia de callos y brotes en la estaquilla.

La variable número promedio de callos también mostró diferencias significativas ( $P < 0.05$ ), tanto para los factores sustrato y dosis hormonal, sin embargo, no existe diferencias significativas debido a sus interacciones. De igual manera, para las variables número de brotes, longitud de brotes y número de nudos presentes en la estaquilla también se encontraron diferencias significativas ( $P < 0.05$ ) debido al tipo

de sustrato, no obstante, no se encontraron diferencias significativas debido al factor dosis hormonal e interacciones.

#### 4.1.2 Análisis de comparación de medias por efecto de los tipos de sustratos y dosis hormonales

**Cuadro 3. Porcentaje de enraizamiento de diferentes tipos de sustrato arena**

PRUEBA	SISTRATOS (tipos de arena)	Nº Estaquillas	MEDIAS	Alfa = 0.05		
Duncan (a,b)	Arena Gruesa	96	10.68	a		
	Arena Fina	96	17.81		b	
	Arena Media	96	19.99			c

Letras distintas indican diferencias significativas (Alfa = 0.05).

El análisis de comparación de medias por el método de Duncan mostró diferencias significativas ( $P < 0.05$ ) en todos los sustratos probados, siendo el sustrato arena media la variable que presentó estadísticamente el más alto porcentaje de enraizamiento (20%) **cuadro 3**. Esto indicaría que la especie *S. macrophylla* no requiere sustratos de arena de granulometría muy gruesa o muy fina, es decir, que la granulometría del sustrato arena media permitiría un mejor balance y calidad en el sistema radicular existente (Mesén, 1993). Además, el sustrato arena media le proporciona específicamente una buena aireación, drenaje y soporte adecuado para que la estaquilla de *S. macrophylla* enraíce exitosamente (Wright, 1964; Hartmann y Kester, 1972; Davison, 1974; Poggiani y Suiter Filho, 1976), dichas tendencias también fueron reportados para otra especie de la familia Meliaceae, específicamente al enraizar estaquillas de *Cedrela odorata* (Díaz *et al* 1991).

En la figura 9, se observa gráficamente la variación significativa ( $P < 0.05$ ) en el porcentaje de enraizamiento entre los tres tipos de sustratos mostrando que la arena media fue el sustrato que presento el más alto porcentaje de enraizamiento. Sin embargo, en el sustrato arena gruesa se presentaron los más altos

porcentajes de callosidad y sobrevivencia; no obstante, en arena fina se presentó el más alto porcentaje de brotación.

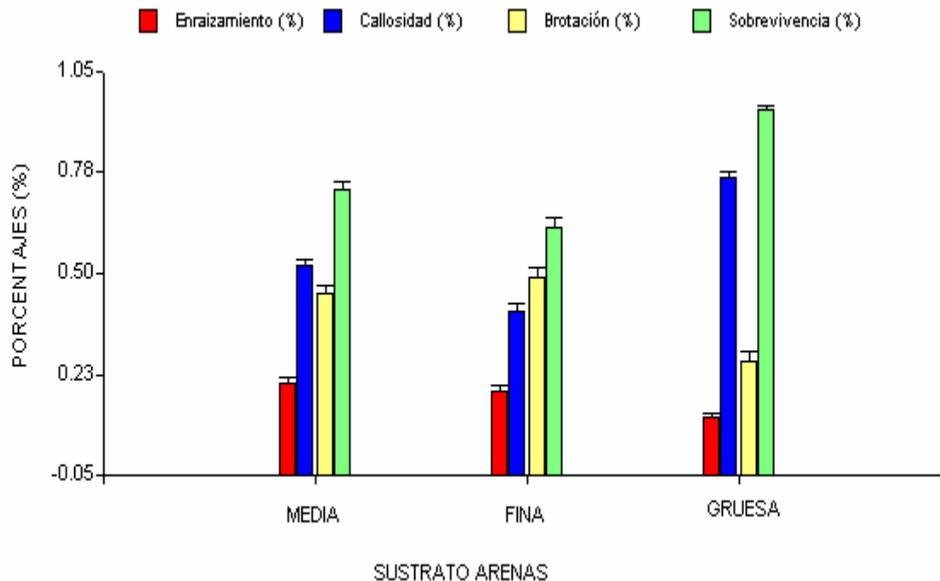


Figura 9. Porcentaje de enraizamiento, callosidad, brotación y sobrevivencia en función a los sustratos.

Se encontró diferencias estadísticamente significativas ( $P < 0.05$ ) en el porcentaje de callosidad, sobrevivencia y brotación debido al tipo de sustrato; siendo arena gruesa la que presentó el más alto porcentaje de callosidad (76%) y sobrevivencia (95%) frente a los otros sustratos propuestos; sin embargo, el más alto porcentaje de brotación (49%) se presentó en el sustrato arena fina. No obstante, el número de callos también presentó diferencias estadísticamente significativas ( $P < 0.05$ ) entre todos los sustratos, resultando arena gruesa el sustrato que mostró el mayor número promedio de callos (2).

Se encontró diferencias significativas ( $P < 0.05$ ) debido a los diferentes tipos de sustratos, siendo arena fina y media para todos los casos las que presentaron los más altos número promedio de brotes (1), número promedio de raíces (3) y longitud promedio de raíces (6.6 -9.1 mm).

Dada la influencia comprobada de la dosis hormonal en el enraizamiento de las estaquillas determinada por el ANOVA, se realizó la prueba de comparación de medias por el método de Duncan, los cuales, mostraron diferencias

estadísticamente significativas ( $P < 0.05$ ) en todas las dosis hormonales, siendo la dosis 3000 ppm la que presentó el más alto promedio (20%), sin embargo, da lo mismo emplear 3000 ppm ó 1000 ppm, ya que estadísticamente ambas concentraciones no presentaron diferencias significativas. Esta misma tendencia también se demuestra al encontrar diferencias significativas ( $P < 0.05$ ), en la variable longitud de raíces para las mismas concentraciones hormonales. Esto indicaría que *S. macrophylla*, necesita niveles óptimos de concentraciones hormonales de AIB, es decir, niveles entre 1000 ppm y 3000 ppm (**cuadro 4**). Esto se confirma, al observar que en otros trabajos la dosis hormonal óptima encontrada fue 0.2% de AIB, para las especies de la familia Meliácea ya que respondieron mejor frente a otras concentraciones (Díaz *et al* 1991, Mesén *et al.* 1996).

**Cuadro 4. Porcentaje de enraizamiento de las diferentes dosis hormonales**

PRUEBA	DOSIS HORMONAL (ppm)	Nº Estaquillas	MEDIAS	Alfa = 0.05	
Duncan (a,b)	0	72	13.75	a	
	500	72	14.47	a	
	1000	72	16.92	a	b
	3000	72	19.50		b

*Letras distintas indican diferencias significativas (Alfa = 0.05).*

También se realizó la prueba de comparación de medias para otras variables (porcentaje de callosidad, brotación, sobrevivencia y número de callos) que presentaron influencia estadísticamente significativa ( $P < 0.05$ ) debido a los factores propuestos e interacciones, donde para estos cuatro casos la dosis que presento el más alto porcentaje de callosidad (69%), brotación (49%), sobrevivencia (88%) y número promedio de callos fue la concentración 1000 ppm. Por otro lado, no se encontró diferencias estadísticamente significativas ( $P < 0.05$ ), debido al factor hormonal en las variables de número promedio de raíces, número promedio de brotes, longitud promedio de brotes y número promedio de nudos.

En la figura 10 se confirmaría claramente dicha tendencia donde efectivamente las concentraciones de 3000 ppm y 1000 ppm fueron las dosis que reflejaron los

más altos porcentajes de enraizamiento. Es importante destacar que también se demuestra gráficamente que la dosis 1000 ppm fue la que presentó los más altos porcentajes de callosidad, brotación y sobrevivencia.

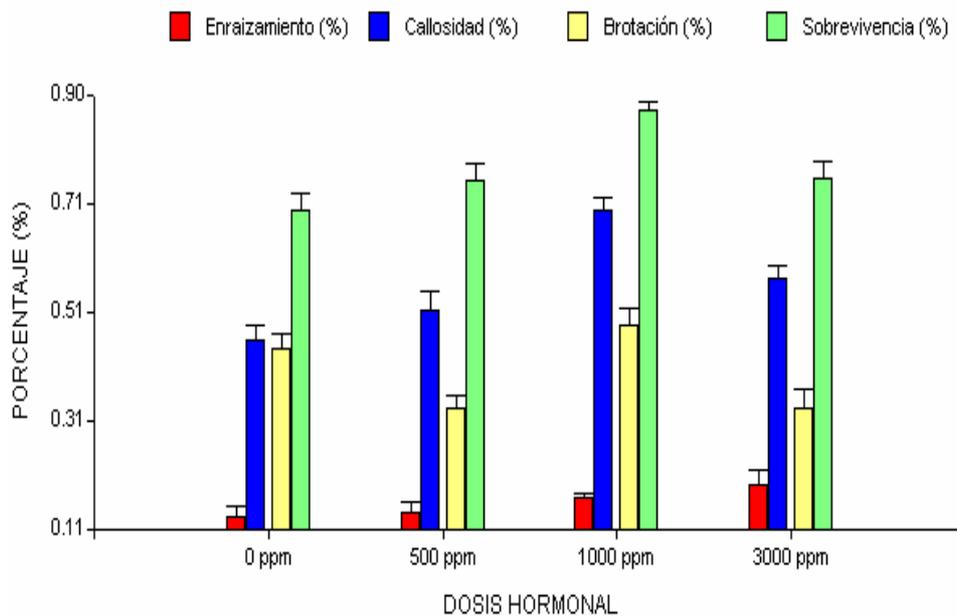


Figura 10. Porcentaje de enraizamiento, callosidad, brotación y sobrevivencia en función a la dosis hormonal.

Por último, dada la influencia significativa comprobada para el porcentaje de enraizamiento debido a las interacciones (sustrato \* dosis hormonal); el **cuadro 5** muestra las comparaciones de las medias de las interacciones, donde el más alto porcentaje de enraizamiento (33%) estadística y significativamente lo alcanzó con arena media y 3000 ppm.

**Cuadro 5. Porcentaje de enraizamiento por efecto de las interacciones sustrato y dosis hormonal.**

PRUEBA	SUSTRATOS (Tipos de arenas)	DOSIS HORMONAL (ppm)	Nº Estaq.	MEDIAS	Alfa = 0.05					
Duncan	Arena Gruesa	3000	24	4.0	a					
	Arena Gruesa	0	24	8.0	a	b				
	Arena Gruesa	1000	24	13.0		b	c			
	Arena Fina	500	24	13.0		b	c			
	Arena Media	500	24	13.0		b	c			
	Arena Media	0	24	17.0			c	d		
	Arena Fina	0	24	17.0			c	d		
	Arena Media	1000	24	17.0			c	d		
	Arena Gruesa	500	24	17.0			c	d		
	Arena Fina	3000	24	21.0				d		
	Arena Fina	1000	24	21.0				d		
	Arena Media	3000	24	33.0						e

*Letras distintas indican diferencias significativas (Alfa = 0.05).*

Estos resultados indican que el mejor sustrato y dosis hormonal determinados fueron arena media y dosis hormonal 3000 ppm. Estos resultados favorecieron la realización del segundo ensayo donde se probaron otros factores.

#### **4.1.4 Relaciones entre las variables**

Considerando todas las variables, se encontraron correlaciones significativas. Existe una correlación positiva y altamente significativa entre el número de callos con el porcentaje de callos y el tipo de sustrato ( $r = 0.46, 0.37; P < 0.001$ ). Del mismo modo, el tipo de sustrato correlacionó de forma positiva con el porcentaje de callos y sobrevivencia ( $r = 0.62, 0.55; P < 0.001$ ). El número de brotes correlacionó de forma positiva con la longitud de brotes ( $r = 0.82, P < 0.001$ ). No obstante, la longitud de brotes correlacionó de forma positiva con el porcentaje de brotes ( $r = 0.48; P < 0.001$ ). La variable longitud de raíces correlacionó también de forma positiva con el número de raíces y el porcentaje de enraizamiento ( $r = 0.75, 0.41; P < 0.001$ ). El porcentaje de enraizamiento correlacionó de forma positiva con el número de raíces ( $r = 0.39; P < 0.001$ ). Del mismo modo, el porcentaje de

sobrevivencia también correlacionó de forma positiva con el porcentaje de callos ( $r = 0.75$ ;  $P < 0.001$ ).

## 4.2 Segundo ensayo

### 4.2.1 Influencia del tipo, longitud y área foliar de estaquillas sobre el enraizamiento, brotación, callosidad y sobrevivencia.

En el **cuadro 6**, se efectuó el análisis de varianza para el porcentaje de enraizamiento, los cuales mostraron diferencias estadísticamente significativas ( $P < 0.05$ ) debido a los factores área foliar y longitud de estaquillas; sin embargo, no presentó diferencias significativas en el tipo de estaquilla; por otro lado, las interacciones dobles (área foliar \* longitud de estaquilla; área foliar \* tipo de estaquilla y longitud de estaquilla \* tipo de estaquilla) y triple (área foliar \* longitud de estaquilla \* tipo de estaquilla) también presentaron diferencias estadística y significativamente ( $P < 0.05$ ), lo cual, confirmaría que el éxito en el porcentaje de enraizamiento dependería en gran medida de la interacción simultanea de los 3 factores propuestos.

### Cuadro 6. Análisis de varianza (ANOVA) para el porcentaje de enraizamiento debido a los factores propuestos.

FUENTE	SUMA DE CUADRADOS	GL	MEDIA CUADRÁTICA	F	SIGNIFICACIÓN
Modelo corregido	8.829 <sup>a</sup>	13	0.679	24.807	0.000
Intersección	169.058	1	169.058	6175.29	0.000
Bloque	0.626	2	0.313	11.428	0.000
Área foliar	2.07	1	2.07	75.621	0.000
Longitud de estaquilla	1.722	1	1.722	62.910	0.000
Tipo de estaquilla	0.104	2	5.219E-02	1.907	0.150
Área foliar * Longitud de estaquilla	0.148	1	0.148	5.407	0.021
Área foliar * Tipo de estaquilla	1.352	2	0.676	24.696	0.000
Longitud de estaquilla * Tipo de estaquilla	1.448	2	0.724	26.449	0.000
Área foliar * Longitud de estaquilla * Tipo de estaquilla	1.358	2	0.679	24.797	0.000
Error	9.472	346	2.738E-02		
Total	187.359	360			
Total corregida	18.301	359			

a.  $R$  cuadrado = 0.482 ( $R$  cuadrado corregida = 0.463)

No se encontraron diferencias significativas en la variable longitud promedio de raíz, debido a los factores propuestos, sin embargo, para la variable número promedio de raíz sólo se encontró diferencias estadísticamente significativas ( $P < 0.05$ ) en el factor área foliar y en una interacción doble (tipo de estaquilla \* longitud de estaquilla), esto confirmaría que evidentemente el área foliar también tiene una influencia directa sobre el número de raíces presentes en la estaquilla, al igual que la interacción encontrada.

También se efectuó el análisis de varianza para otras variables tales como el porcentaje de brotamiento y sobrevivencia las cuales mostraron diferencias estadísticamente significativas ( $P < 0.05$ ), debido a los factores propuestos y sus interacciones dobles (tipo de estaquilla \* longitud de estaquilla; tipo de estaquilla \* área foliar; y longitud de estaquilla \* área foliar) y triple (tipo de estaquilla \* longitud de estaquilla \* área foliar). Asimismo, el porcentaje de callosidad también presentó diferencias estadísticamente significativas ( $P < 0.05$ ) debido a todos los factores, excepto en el área foliar y la interacción (tipo de estaquilla \* longitud de estaquilla). Cabe destacar que para todos estos casos mencionados el coeficiente de variación fue menor a 20%, con un  $R^2$  superior al 55%, lo cual indicaría que estos datos son estadísticamente confiables.

Por otro lado, también se realizó en análisis de varianza (ANOVA) para el número promedio de brotes y longitud promedio de brotes, las cuales mostraron diferencias significativas ( $P < 0.05$ ), debido al factor tipo de estaquilla y longitud de estaquilla, pero también en algunas interacciones dobles (tipo de estaquilla \* longitud de estaquilla; y longitud de estaquilla \* área foliar). No obstante, la variable número promedio de callos presentó diferencias estadísticamente significativas ( $P < 0.05$ ), debido solamente a los factores tipo de estaquilla y longitud de estaquilla, sin embargo, no mostró diferencias significativas debido al factor área foliar y sus interacciones.

Finalmente, también se efectuó el análisis de varianza para la variable número promedio de nudos, el cual presentó diferencias estadísticamente significativas

( $P < 0.05$ ), debido a los factores propuestos y algunas interacciones dobles (tipo de estaquilla \* longitud de estaquilla; y longitud de estaquilla \* área foliar).

#### 4.2.2 Análisis comparativo de medias del porcentaje de enraizamiento, callosidad, brotación y sobrevivencia.

Después de realizar el análisis de varianza y determinar las influencias significativas, se efectuaron las comparaciones múltiples de medias por el método de Duncan, con una significancia estadística ( $P \leq 0.05$ ) para cada variable evaluada. En el **cuadro 7**, se observa las comparaciones múltiple de medias para el porcentaje de enraizamiento, donde la triple interacción de los factores propuestos muestran diferencias significativas, el mejor tratamiento resultó con el tipo de estaquilla de posición “basal”, longitud de estaquilla “4.5 cm” y con un área foliar de “50 cm<sup>2</sup>”, cuya interacción alcanzó hasta un 57% de enraizamiento. La figura 11 muestra gráficamente el porcentaje de enraizamiento, callosidad y brotación, en función de los tratamientos empleados, cuya codificación se describe en el **cuadro 2**.

**Cuadro 7. Análisis de comparación de medias (Duncan) para el porcentaje de enraizamiento.**

PRUEBA	TIPO DE ESTAQUILLA	LONGITUD DE ESTAQUILLA (cm)	AREA FOLIAR (cm <sup>2</sup> )	Nº Estaquillas	MEDIAS	Alfa = 0.05									
Duncan	Media	2.5	25	30	13.0	a									
	Basal	2.5	25	30	23.0		b								
	Basal	4.5	25	30	33.0			c							
	Apical	2.5	50	30	37.0			c	d						
	Apical	4.5	25	30	40.0			c	d	e					
	Media	2.5	50	30	43.0				d	e	f				
	Apical	2.5	25	30	47.0					e	f	g			
	Apical	4.5	50	30	47.0					e	f	g			
	Basal	2.5	50	30	50.0						f	g	h		
	Media	4.5	25	30	53.0							g	h		
	Media	4.5	50	30	53.0							g	h		
	Basal	4.5	50	30	57.0									h	

Letras distintas indican diferencias significativas (Alfa = 0.05).

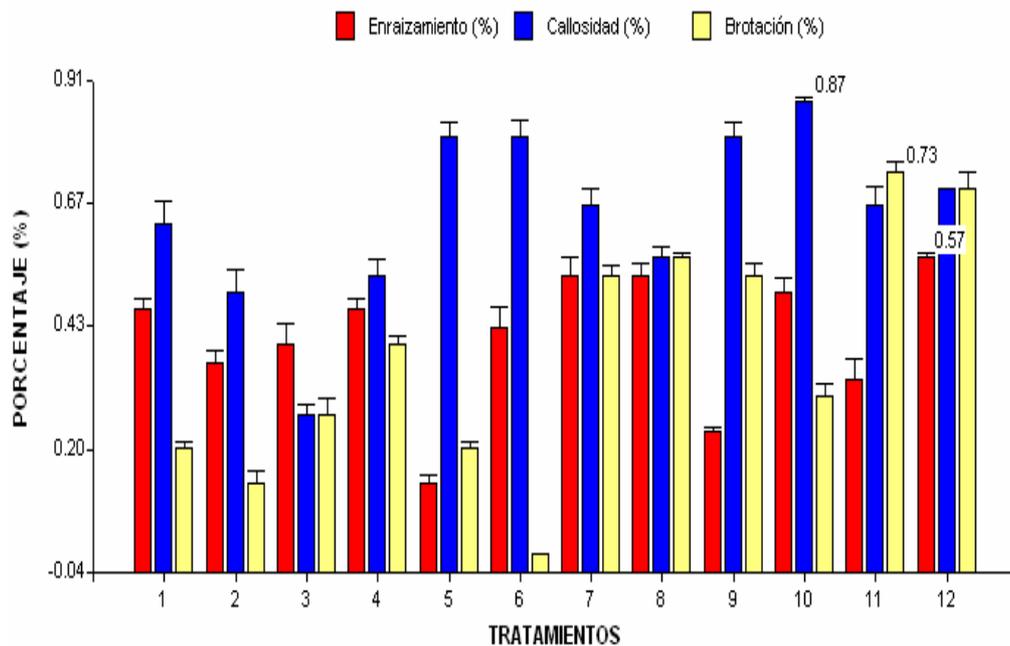


Figura 11. Porcentaje de enraizamiento, callosidad, brotación y sobrevivencia en función a los tratamientos

Al realizar el análisis de comparación de medias para cada factor de forma independiente, se determinó que para el caso del porcentaje de enraizamiento no se presentó diferencias significativas debido a la posición de estaquilla, sin embargo, el tipo de estaquilla que presentó el más alto porcentaje de enraizamiento fue la de posición ápical con 43% (figura 12), seguida de la posición basal y media con 41%; para los otros factores si se encontraron diferencias significativas, donde la mejor longitud de estaquilla resulto ser 4.5 cm, alcanzando 48% de enraizamiento (figura 13) y para el área foliar el mejor resultado ser 50 cm<sup>2</sup>, con un 48% de enraizamiento. También sus interacciones dobles alcanzaron hasta un 53% de enraizamiento.

En la figura 12, se observan los porcentajes de las variables de evaluación analizados para el factor tipo de estaquilla, la cual confirmaría los resultados obtenidos de la comparación de medias para cada factor.

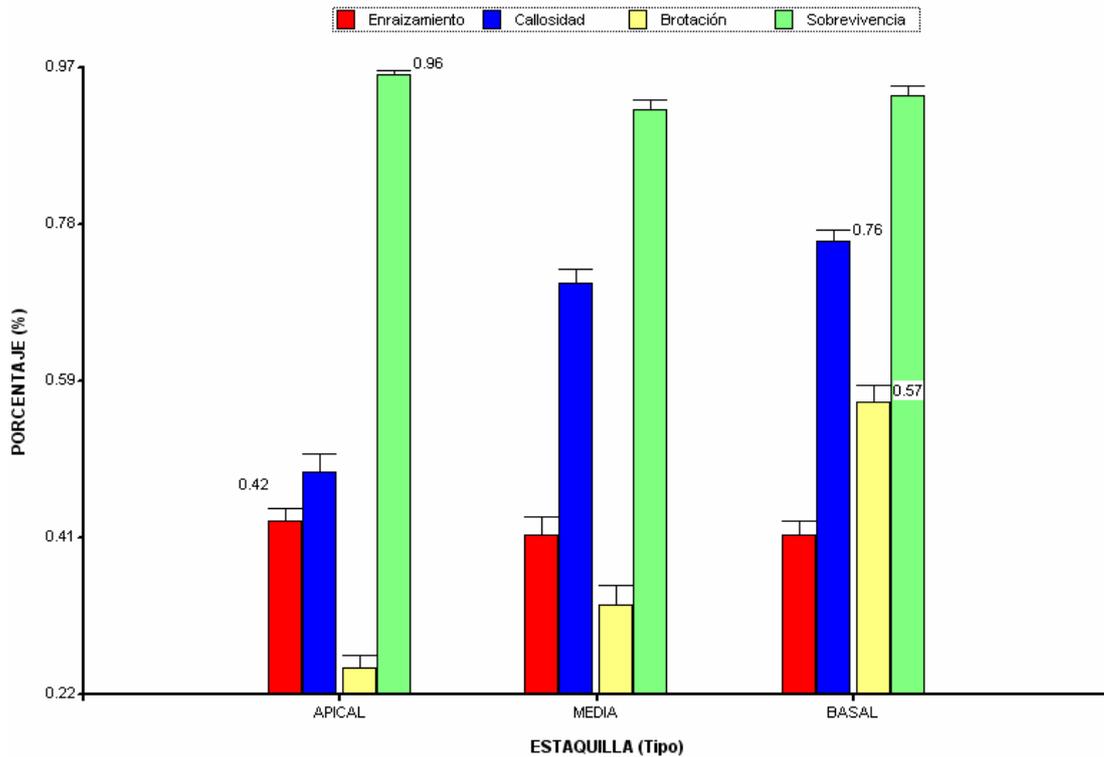


Figura 12. Porcentaje de enraizamiento, callosidad, brotación y supervivencia en función al tipo de estaquilla

En la figura 13, se observan los porcentajes de las variables evaluadas analizadas en función al factor de longitud de estaquilla, los cuales reflejan los mejores resultados obtenidos significativamente ( $P \leq 0.05$ ).

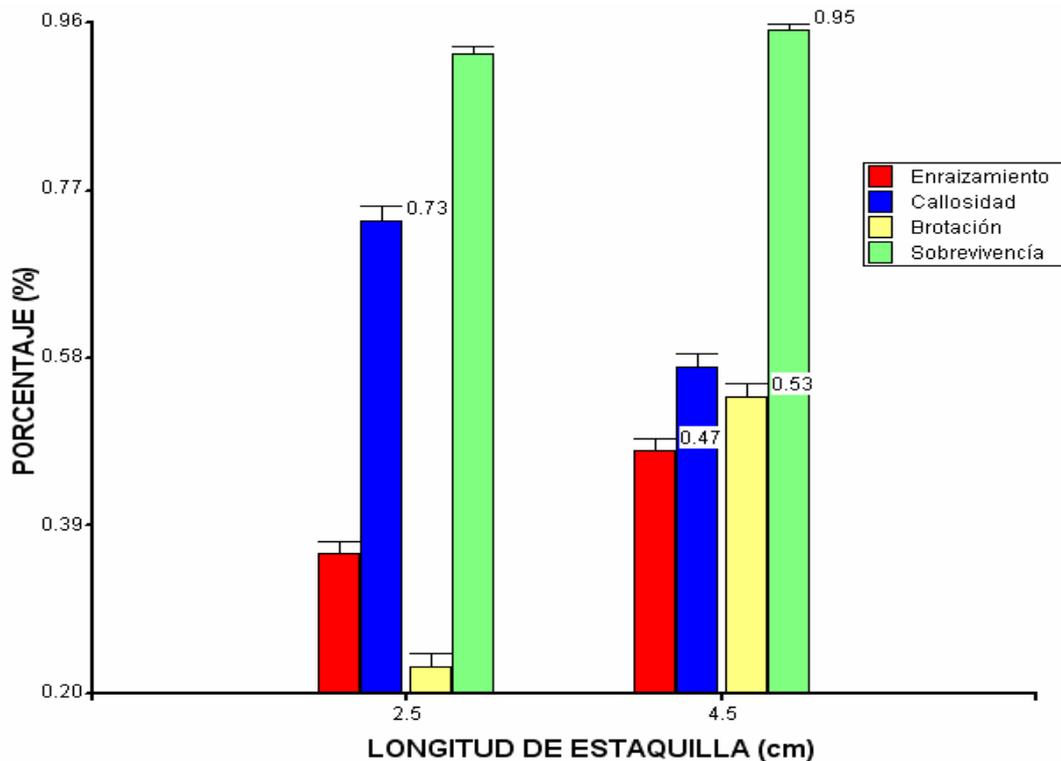


Figura 13. Porcentajes de las variables evaluadas en función a la longitud de estaquilla

En la figura 14, también muestra gráficamente al mejor tratamiento de área foliar obtenidos para las variables de porcentajes de enraizamiento, callosidad, brotación y sobrevivencia.

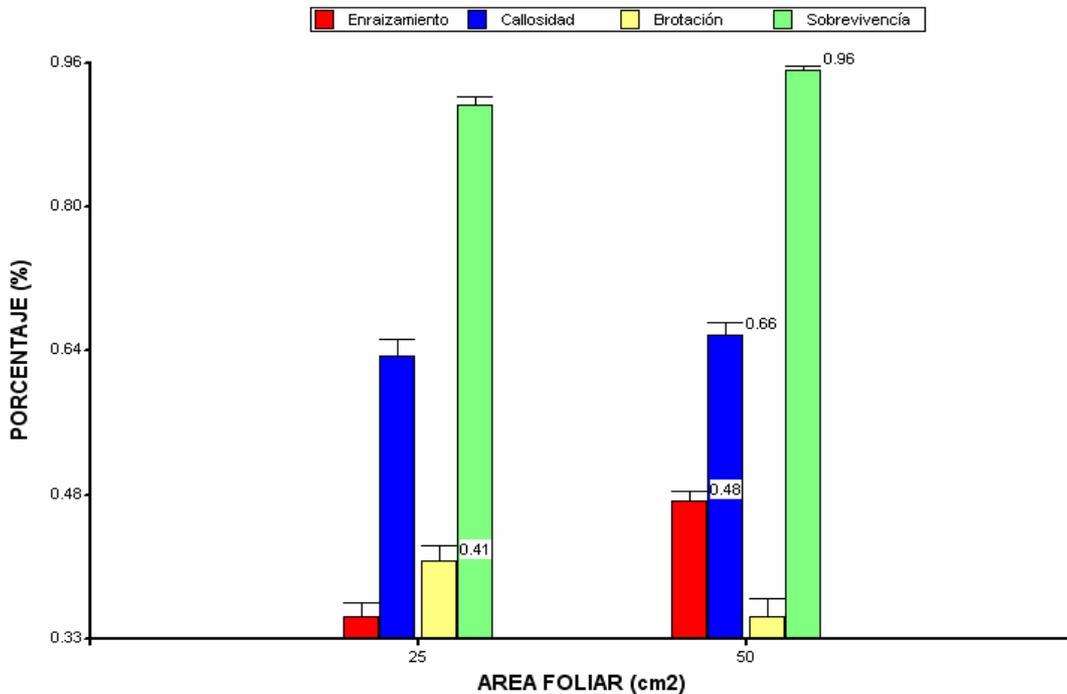


Figura 14. Porcentajes de las variables evaluadas en función al área foliar

Las comparaciones de medias para las otras variables de observación, también muestran que existen diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ) debido a los factores propuestos; donde para el caso del número promedio de raíces (1.30), la mejor área foliar resultó ser con (50 cm<sup>2</sup>) y la mejor interacción significativa alcanzada fue la de posición media y con una longitud de estaquilla de 4.5 cm<sup>2</sup>. Para el caso de la variable porcentaje de callosidad las comparaciones de medias mostraron diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ) donde el tipo de estaquilla basal fue el que presentó el más alto porcentaje de callosidad (76%), con una longitud 2.5 cm (73%) y área foliar de 50 cm<sup>2</sup> (66%), y en su interacción de los tres factores alcanzo un (87%) de callosidad. Para el caso de la variable número de callos también mostró diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ), donde los mejores resultaron la estaquilla basal, con una longitud de 2.5 cm y con un área foliar 50 cm<sup>2</sup>.

Al efectuar la comparación de medias del porcentaje de brotación, también mostró diferencias estadísticamente significativas ( $P \leq 0.05$ ), debido a todos los factores incluyendo sus interacciones, donde los mejores resultados presentaron la estaquilla basal (57%), con una longitud de 4.5 cm (53%) y un área foliar de 25 cm<sup>2</sup> (45%) y su interacción alcanzó un 73% de brotación. Para el caso del número promedio de brotes (0.73) y longitud promedio de brotes (8.96 mm), al comparar las medias también se presentaron diferencias estadísticamente significativas ( $P \leq 0.05$ ), donde los mejores factores resultaron ser la estaquilla basal, con una longitud de 4.5 cm y un área foliar de 25 cm<sup>2</sup>. Las comparaciones de medias para el porcentaje de sobrevivencia mostró diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ), debido a todos los factores propuestos y sus interacciones, donde el mejor resultado alcanzado de sobrevivencia se obtuvo con la estaquilla basal (93%), con una longitud de 4.5 cm (95%) y un área foliar de 50 cm<sup>2</sup> (96%). Además, el efecto combinado permitió alcanzar un 100% de sobrevivencia.

#### **4.2.3 Relaciones entre las variables evaluadas**

Considerando todas las variables evaluadas, se encontraron correlaciones altamente significativas; donde el porcentaje de brotes correlacionó de forma positiva con la longitud de estaquilla ( $r = 0.61, 0.31; P < 0.001$ ). También la longitud de raíces correlacionó positivamente con el número de raíces ( $r = 0.63, P < 0.001$ ). Por otra parte, la longitud de brotes y el porcentaje de brotes correlacionaron positivamente con el número de brotes ( $r = 0.86, 0.51; P < 0.001$ ).

En la figura 15, se observa gráficamente el porcentaje de vigor según el estado de desarrollo de las estaquillas evaluadas, donde el 40% de estaquillas presentaron la condición de regular; 26% de condición buena y 17% de condición excelente.

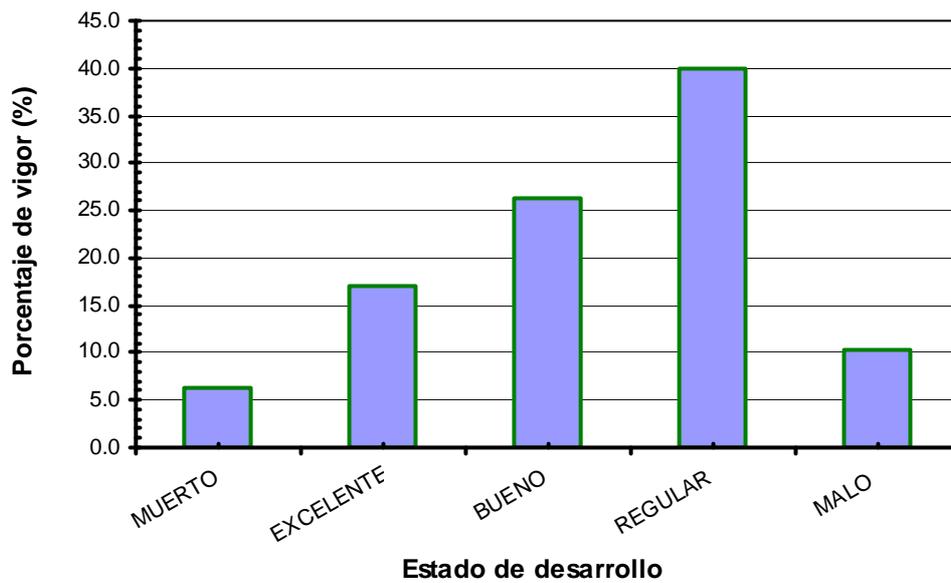


Figura 15. Porcentaje de vigor al momento de evaluación de las estaquillas

En la figura 16, se observa claramente el porcentaje de coloración de estaquilla evaluado, los cuales muestran que el color de estaquilla pardo obtuvo un 78% de presencia dentro de la cámara al final de la evaluación.

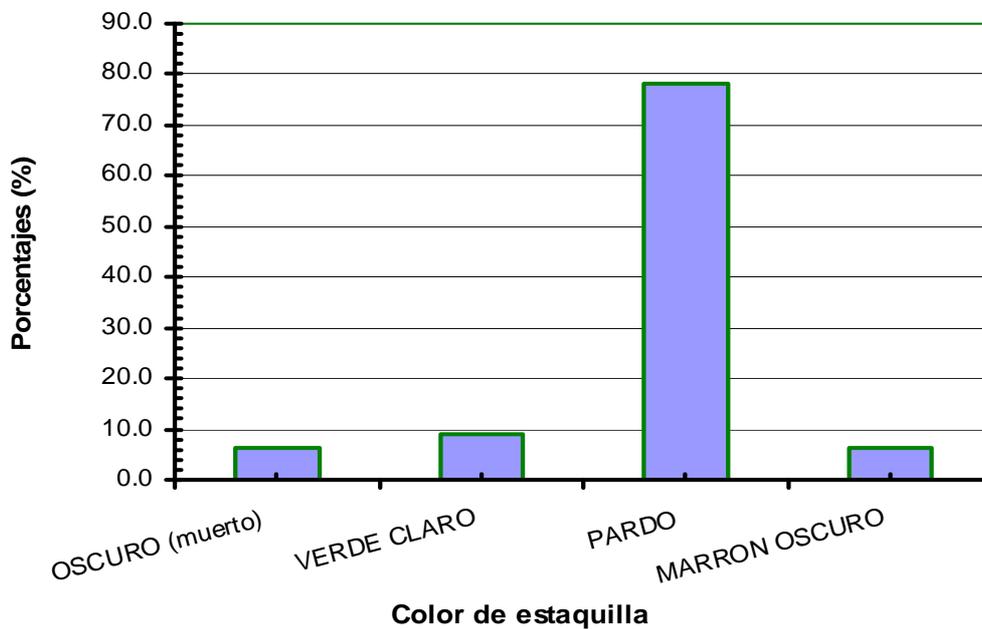


Figura 16. Porcentaje de coloración de estaquillas de *S. macrophylla*

## V. CONCLUSIONES

- La arena media y la hormona 3000 ppm de Ácido Indol 3-butírico influyeron significativamente sobre el porcentaje de enraizamiento de estaquillas juveniles de *S. macrophylla*. Además, el efecto combinado entre la arena y hormona mejoraron el porcentaje de enraizamiento, hasta 33%.
- La interacción de los factores sustrato y dosis hormonal influyen significativamente en el porcentaje de callosidad, brotación y sobrevivencia, donde el porcentaje de callosidad y sobrevivencia presentó un mejor comportamiento con arena gruesa y brotación con arena fina. Además, el porcentaje de callos depende en gran medida del tipo de sustrato.
- La arena fina y media presentaron los mejores resultados en el desarrollo longitudinal de raíces, número de raíces y número de brotes. Así mismo, la dosis 1000 ppm de AIB fue la concentración que proporcionó mejor comportamiento en el número de callos, porcentaje de callosidad, brotación y sobrevivencia.
- El uso de estaquilla basal con una longitud de 4.5 cm y 50 cm<sup>2</sup> de área foliar, permiten obtener un 57% de enraizamiento.
- El empleo de 50 cm<sup>2</sup> de área foliar, con una longitud de 4.5 cm y estaquilla ápical ó media se alcanzaron los mejores resultados en el porcentaje de brotación (73%) y callosidad (87%), del mismo modo, se obtendrá el mayor número promedio de raíces por estaquilla (1.30).
- El uso de 50 cm<sup>2</sup> de área foliar, con 2.5 cm de longitud y estaquilla basal se obtendrá mayor número promedio de callos (1.63)
- Con el empleo de estaquilla basal, con 4.5 cm de longitud y área foliar entre 25–50 cm<sup>2</sup>, se obtendrá mayor número (0.73) y longitud promedio de brotes por estaquilla (8.96 mm); y con una alta sobrevivencia (100%).

## VI. RECOMENDACIONES

- Para la propagación vegetativa de estacas juveniles de *Swietenia macrophylla* se recomienda el uso de arena de granulometría media y dosis de 3000 ppm de AIB; así mismo, deberían probarse dosis mayores y sustratos similares, accesibles y muy económicos.
- Si se desea propagar exitosamente y obtener altos porcentajes de enraizamiento, se recomienda usar brotes juveniles selectos de *S. macrophylla*, que hayan tenido manejo de fertilización y riego, empleando estaquilla basal, con longitud de 4.5cm y 50 cm<sup>2</sup> de área foliar.
- En la instalación de los ensayos se recomienda que las condiciones ambientales del vivero sean bien manejados durante la etapa que dure el ensayo, principalmente en los primeros días de haber iniciado la instalación del ensayo, cubriendo con una malla especial (Rashell) que le proporcione 70% de sombreamiento.
- En el interior de la cámara de subirrigación se recomienda mantener la humedad entre 70-80% y temperatura entre 28-30 °C, ya que se consideran adecuadas para su enraizamiento.

## VII. BIBLIOGRAFIA

- AGUILAR, J.M; y AGUILAR, M.A. 1992.** Árboles de la Biosfera Maya Petén, Guía para las especies del Parque Nacional Tikal. Universidad de san Carlos de Guatemala. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. Escuela de Biología. Centro de Estudios Conservacionistas (CECON). 272 p.
- BAGGIO, A. J. 1982.** Establecimiento, manejo y utilización del sistema agroforestal cercos vivos de *Gliricidia sepium* (Jacq.) Steud; en Costa Rica. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica, UCR/CATIE. 91 p.
- BEAKBANE, A. J. 1961.** Structure of the plant stem in relation to adventitious rooting. Nature (G.B) 192: 954-955.
- BONGA, J. M. 1982.** Vegetative propagation in relation to juvenility, maturity and rejuvenation. En: Tissue Culture in Forestry. Eds: J. M. Bonga y D. J. Durzan. Martinus Nijhoff / Dr. W. Junk, Publishers. The Netherlands, pp: 387-412.
- BRAZICH. F. A 1988.** Chemicals and formulations used to promote adventitious rooting. In adventitious Root formation in cuttings. (Eds. Davis, T. D.; Haissig, B.E. y Sankhla, N.) Pórtland, oregon. Dioscorides Press. 132-149 p.
- BENITEZ RAMOS, R. F., MONTESINOS LAGOS, J.L. 1988.** Catalogo de cien especies forestales de Honduras: Distribución, Propiedades y Usos. Honduras, Escuela Nacional de Ciencias Forestales (ESNACIFOR). 216p.
- CARRERA, M.V. 1997.** La propagación vegetativa en el genero Pinus. Ciencia forestal (Méx.) 2 (7): 3 – 29.pg

- CATIE, 1997.** *Swietenia macrophylla* King. Costa Rica, Proyecto Semillas Forestales (PROSEFOR), Nota técnica sobre manejo de semillas forestales No. 21. 2 p.
- DAVISON, J. 1974.** Reproduction of *Eucalyptus deglupta* by cuttings. New Zealand Journal of Forestry Science, (N.Z.) 4(2): 191-203 p.
- DIAS MALDONADO, E.R.A. 1991.** Técnicas de enraizado de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. y *Gmelina arborea* Linn. Tesis Mag. Sc. Turrialba; Costa Rica. CATIE. 93 p.
- DIAS, E.R.A; SALAZAR, R; MESEN, F. 1991.** Enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. Silvoenergía N° 51. 4 p.
- EASLEY, D. F. 1989.** Tendencia en el potencial de enraizamiento de *Eucalyptus grandis*. Cartón de Colombia. Informe de Investigación n° 126. 5 p.
- FLORES A. R. 1986.** Efectos de topofisis y de dos profundidades de siembra en la propagación por estacas de *Eriitina poppigiana* (wopen). O. F. Cook (Pro). Tesis para optar el grado de magister agricultura IICA de la OEA. Costa Rica. 67 p.
- GONZÁLEZ, D. 1991.** Descripción anatómica de once especies forestales de uso industrial en Panamá. Costa Rica, Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE), Proyecto Cultivo de árboles de uso múltiple (MADELE; A). 61 p.
- HAISSIG, B. E. 1974.** Influences of auxins and auxin synergists on adventitious root primordium initiation and development. New Zealand Journal of Forestry Science (N.Z.) 4(2): 311-323.
- HARTMANN, H. T. y KESTER, D. E. 1968.** Plant propagation. Principles and

practices. 2 ed. New Jersey, Prentice – Hall, 702 p.

**HARTMANN, H. T; y KESTER, D. 1972.** Propagación de plantas: principios y prácticas. Trad. Por Marino Ambrosio A. La Habana. Instituto Cubano del Libro. 693 p.

**HARTMANN, H. KESTER, D. 1977.** Propagación de plantas, principios y prácticas. Editorial. CONTINENTAL. México. 783pg

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

**HARTMANN, H. KESTER, D. 1983.** Propagación de plantas, principios y prácticas. Trad. Por Marino Ambrosio A. La Habana, Cuba. Instituto Cubano del libro. Pg693.

**HARTMANN, H.T; KESTER, D and DAVIES F.T. 1992.** Plant propagation. Principles and Practices. Fifth.

**HERRERA, Z. y LANUZA, B. 1996.** Especies para reforestación en Nicaragua. Nicaragua, Ministerio del Ambiente y Recursos naturales (MARENA), Servicio Forestal. 185 p.

**INSTITUTO DE INVESTIGACIONES DE LA AMAZONIA PERUANA (IIAP). 2003.** Propuesta Zonificación Económica y Ecológica (ZEE); de la cuenca del río Aguaytía. Pucallpa – Perú. 125 p.

**INSTITUTO NICARAGÜENSE DE RECURSOS NATURALES Y DEL AMBIENTE (IRENA). 1992.** Caoba. Nicaragua, Servicio Forestal, Departamento de Investigación, Laboratorio de tecnología de la madera. Ficha Técnica de Maderas Nicaragüenses No. 10. 5 p.

**JIMÉNEZ, Q. 1999.** Árboles maderables en peligro de extinción en Costa Rica.

II Edic. Instituto Nacional de Biodiversidad. 163 p.

**LEAKEY, R.R.B; MOHAMMED, R.S. 1985.** The effects of stem length on root initiation in sequential single-node cuttings of *Triplochiton scleroxylon* K. Schum. *Journal of Horticultural Science* 60(3): 431-437 p.

**LEAKEY, R.R.B; and LONGMAN, K. A. 1988.** Low-technology cloning of tropical trees. *Appropriate technology*, 15(1): 6.

**LEAKEY, R.R.B; MESEN, F; TCHOUNDJEU, Z; LONGMAN, K.A; DICK, JMCP; MEWTON, A; MATIN, A; GRACE, J; MUNRO, R.C; MUTOKA, P.N. 1990.** Low-technology techniques for the vegetative propagation of tropical trees. *Commonwealth Forestry Review* 69 (3): 247-257.

**LEAKEY, R.R.B; NEWTON, A. C. and DICK, J. Mc. P. 1992.** Capture of genetic resources by vegetative propagation: physiological understanding for better methods and improved rooting. In: *Tropical trees: Potencial for Domestication. Revuilding forest resources*. Ed. by R. R. B. Leakey and A. C. Newton, H.M.S.O (In press).

**LIBBY W. J; RAUTER R. M. 1984.** Advantages of clonal forestry In: *Scientific and technical articles. Forestry Chronicle*. Pp. 145-149.

**MEI YUAN; W. H. CARLSON; R. D. HEINS Y A. C. CAMERON. 1998.** Determining the duration of the juvenile phase of *Coreopsis grandiflora* (Hogg ex Sweet.), *Gaillardia x grandiflora* (Van Houtte); *Heuchera sanguinea* (Engelm.) and *Rudbeckia fulgida* (Ait.). *Scientia Horticulturae*, 72:135-150.

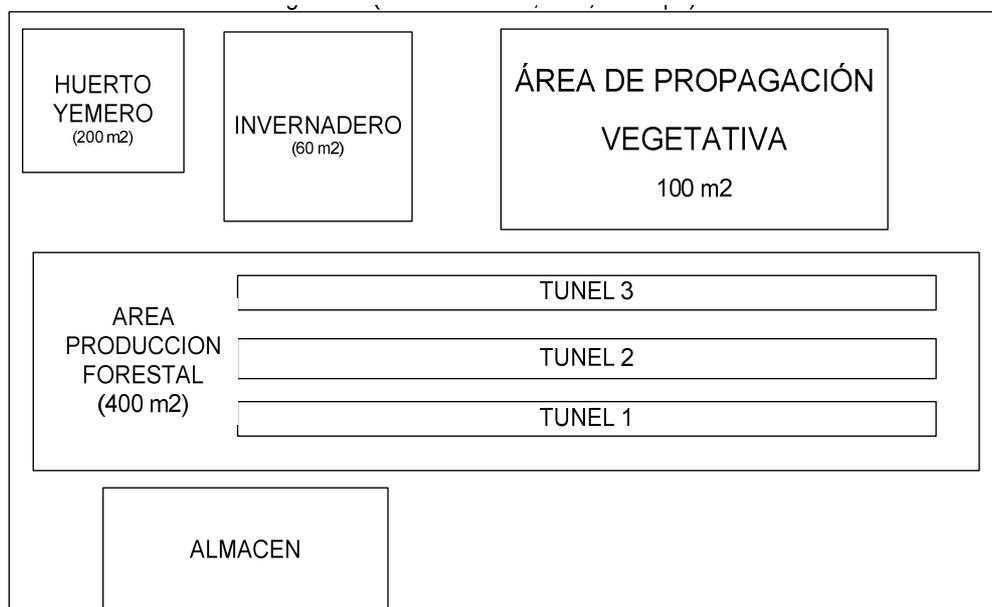
**MESEN, F; LEAKEY, R.R.B; NEWTON, A.C. 1992.** Hacia el desarrollo de técnicas de silvicultura clonal para el pequeño finquero. *Boletín informativo sobre recursos naturales renovables CATIE: El Chasqui*, N° 28: 6-18 p.

- MESEN, F. 1993.** Vegetative Propagation of Central American Hardwoods. Ph.D. Thesis, University of Edinburgh, Institute of Terrestrial Ecology. Edinburgh, Scotland. 231 p. (unpublished).
- MESEN, F; LEAKEY, R.R.B; NEWTON, A.C. 1996.** Propagadores de subirrigación: un sistema simple y económico para la propagación de estaquillas forestales. *In Avances en la Producción de Semillas Forestales en América Latina. Memorias.* (Ed. Salazar, R.) Managua, Nicaragua, 1995. pp. 101-110.
- MESÉN, F. 1998,** Enraizamiento De Estacas Juveniles de Especies Forestales: Uso de Propagadores de Sub-irrigación; Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza – CATIE; Proyecto de Semillas Forestales – PROSEFOR; Turrialba – Costa Rica.
- MICROSOFT OFICE EXCEL. 2003.** Copyright © 1985 – 2003 Microsoft Corporación. Reservados todos los derechos.
- OOSTING, H.J. 1951.** Ecología vegetal. Trad. del inglés por José García Vicente. Madrid, Aguilar. 436 p.
- POGGIANI, F; SUITER FILHO, W. 1976.** Inportance of intermittent misting and the effect of hormone treatment on rooting of *Eucacalyptus cutting*. *Forestry Abstracts*, (G.B) 37 (1): 259.
- QUIJADA R.M (1980).** Métodos de propagación vegetativa. En mejora genética de árboles forestales. FAO. DANIDA. Roma.341 pg.
- RÍOS, J.; STERN, M.; LEÓN, F.; REÁTEGUI, F. 2002.** Análisis del estado de conservación de la caoba (*Swietenia macrophylla*) en el Perú. Lima (Perú), WWF – Oficina Programa Perú. Vol. 1: Texto del informe. 99 p

- SOUDRE, M; MESÉN, F; DEL CASTILLO, D; GUERRA, H. 2008.** Memoria del curso internacional: "Bases Técnicas Para la Propagación Vegetativa de Árboles Tropicales Mediante Enraizamiento de Estaquillas" IIAP / FINCyT. Pucallpa-Perú. 104 p.
- SALAS, J. B. 1993.** Árboles de Nicaragua. Nicaragua, Managua, Instituto Nicaragüense de Recursos Naturales y del Ambienten, INRENA. 390 p.
- VARGAS BRENES, R. G. 1982.** Estudio sobre el enraizado de *Eucalyptus deglupta* Blume. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. UCR/CATIE. 67p.
- VASTEY, J. DE 1962.** Estudios sobre propagación de especies forestales por estacas. Tesis Mag. Agr. Turrialba, Costa Rica, IICA. 67 p.
- WRIGHT, J. W. 1964.** Mejoramiento genético de los árboles forestales. FAO. Estudios de silvicultura y productos forestales nº. 16. 436 p.
- ZOBEL, B; TALBERT, J. 1984.** Técnicas de Mejoramiento Genético de Árboles Forestales. México D.F. Limusa. 545 p.

# **ANEXOS**

**ANEXO 1. CROQUIS DE UBICACIÓN DEL ÁREA DE LAS CÁMARAS DE PROPAGACIÓN VEGETATIVA (VIVERO FORESTAL, IIAP, UCAYALI).**



**ESTACION EXPERIMENTAL  
FUNDO VILLARICA (IIAP, UCAYALI)**

COORDENADAS UTM:  
ESTE: 0539617  
NORTE: 9071586

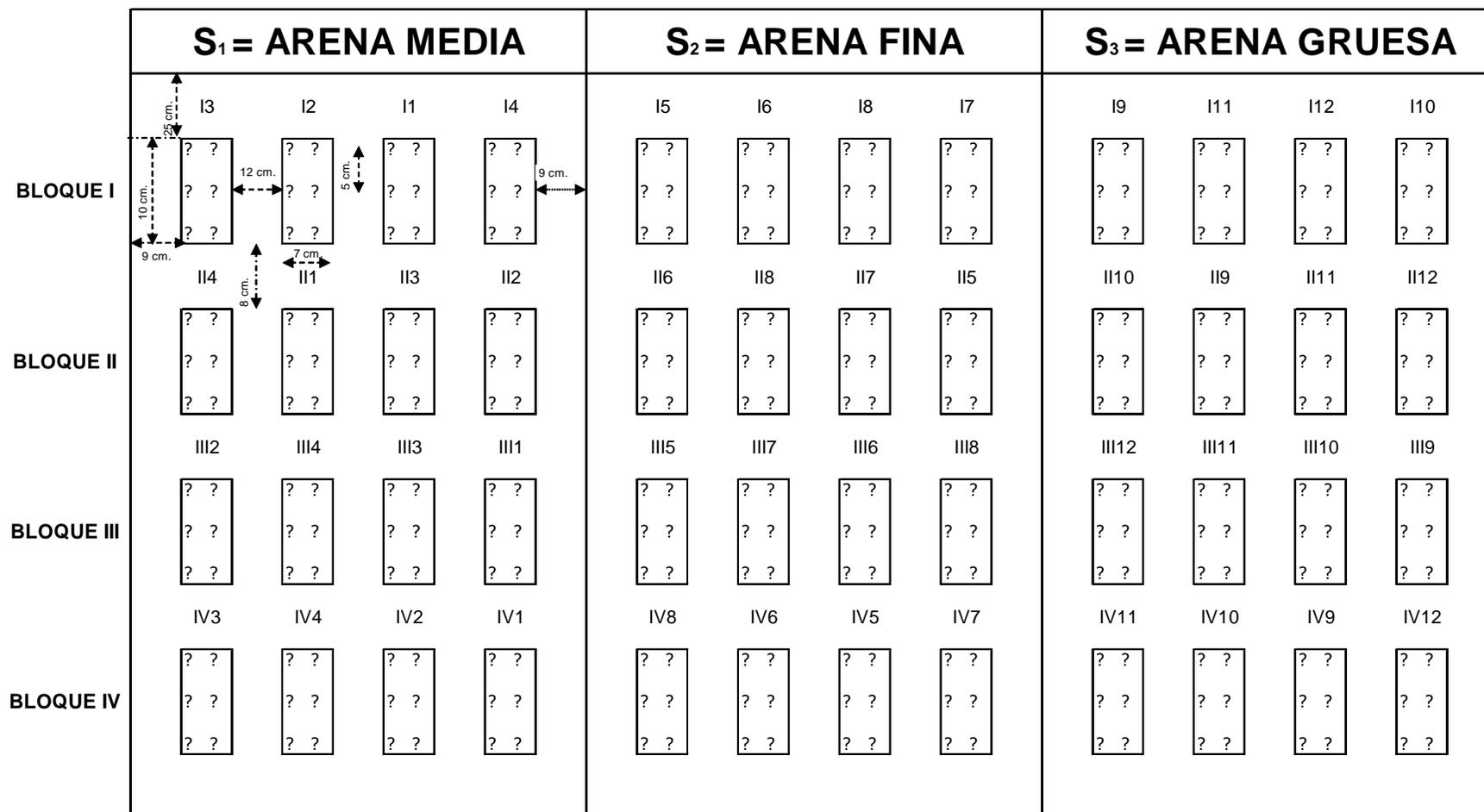


---

C.F.B. Km 12,400

---

## ANEXO 2. CROQUIS DE DISTRIBUCIÓN DE TRATAMIENTOS PARA EL PRIMER ENSAYO DE LA ESPECIE "CAOBA"



### ANEXO 3. FORMATO DE REGISTRO METEOROLOGICO DE LA CAMARA DE SUBIRRIGACIÓN

CODIGO EXPERIMENTO: Caoba\_provefor\_iiap\_fincyt\_08

LUGAR: VIVERO IIAP

RESPONSABLE: ANA LUCIA MILAGROS VÁSQUEZ VELA

FECHA INSTALACIÓN: 30/09/08

FECHA dd/mm/aa	HORA	TEMPERATURA AMBIENTE (°C)	EXTERIOR DEL PROPAGADOR						INTERIOR DEL PROPAGADOR						INTESIDAD DE LUZ (LUXES)	T° SUSTRATO (°C)			OBSERVACIÓN
			TEMPERATURA (°C)			HUMEDAD RELATIVA (%)			TEMPERATURA (°C)			HUMEDAD RELATIVA (%)				AM	AF	AG	
			MEDIA	MAXIMA	MINIMA	MEDIA	MAXIMA	MINIMA	MEDIA	MAXIMA	MINIMA	MEDIA	MAXIMA	MINIMA					
	08:30 a.m.																		
	12:00 m																		
	03:30 p.m.																		
	08:30 a.m.																		
	12:00 m																		
	03:30 p.m.																		
	08:30 a.m.																		
	12:00 m																		
	03:30 p.m.																		
	08:30 a.m.																		
	12:00 m																		
	03:30 p.m.																		
	08:30 a.m.																		
	12:00 m																		
	03:30 p.m.																		
	08:30 a.m.																		
	12:00 m																		
	03:30 p.m.																		

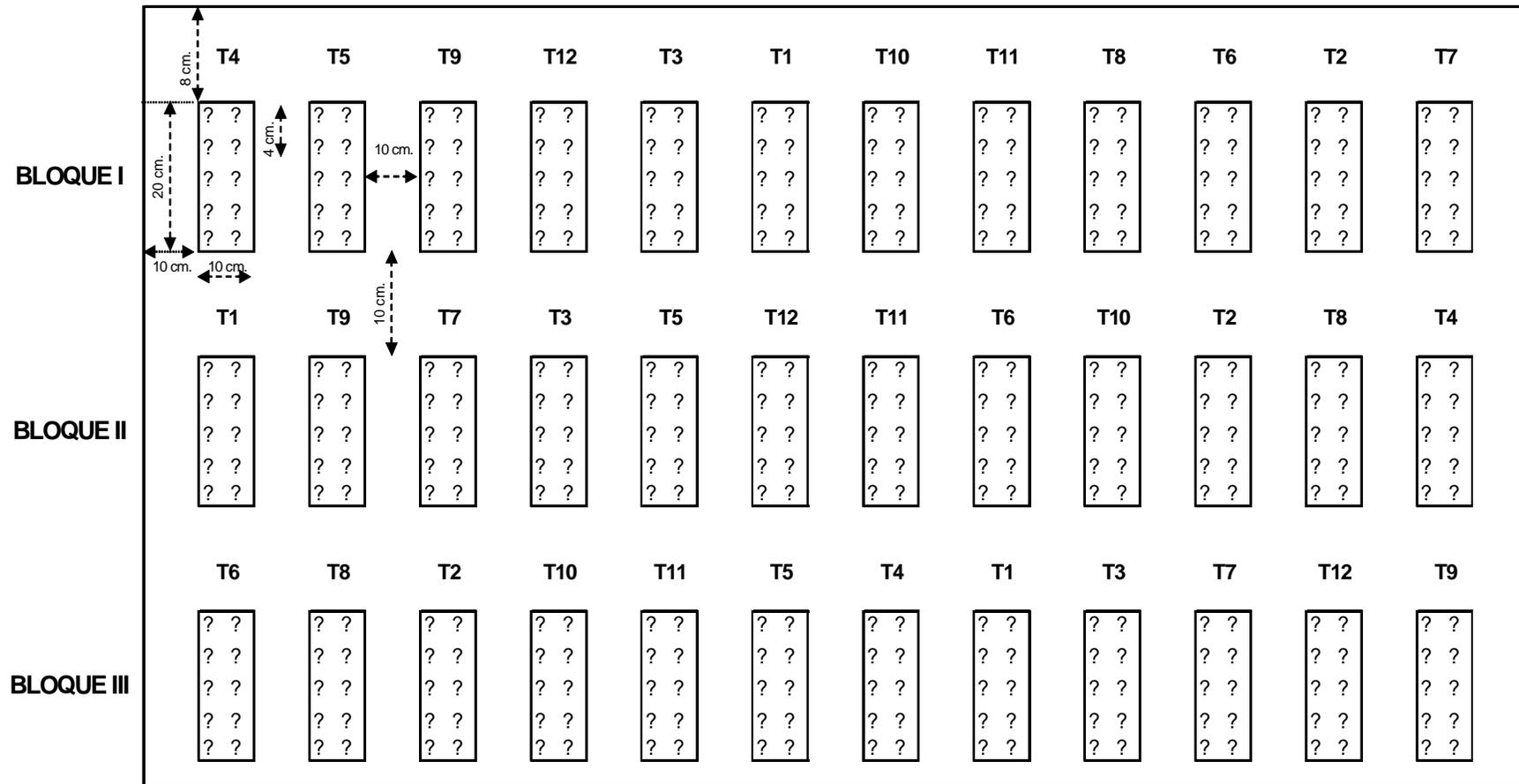
### ANEXO 4. FORMATO DE EVALUACIÓN FINAL DE CÁMARA DE SUBIRRIGACION DEL PRIMER ENSAYO

ESPECIE: *Swietenia macrophylla* (Caoba)  
 PROPIETARIO: PROVEFOR - IIAP/FINCYT  
 TESISISTA: ANA LUCIA M VASQUEZ VELA

Nº BLOQUE -----  
 FECHA DE INSTALACIÓN:  
 FECHA DE EVALUACIÓN:

TRATAM. (Codigo Nº)	ESTAQUILLA (Nº)	DIAM. (mm)	RAIZ (1)		CALLO (2) (Nº)	BROTE AEREO (3)		VIGOR (4) (Codigo)	COLOR Corteza	NUDOS (Nº)	OBSERVACIÓN (describir)
			(Nº)	Longitud (mm)		Nº hojas	Long.(mm)				
	1										
	2										
	3										
	4										
	5										
	6										
	1										
	2										
	3										
	4										
	5										
	6										
	1										
	2										
	3										
	4										
	5										
	6										
	1										
	2										
	3										
	4										
	5										
	6										
	1										
	2										
	3										
	4										
	5										
	6										

## ANEXO 5. CROQUIS DE DISTRIBUCIÓN DE TRATAMIENTOS PARA EL SEGUNDO ENSAYO DE LA ESPECIE "CAOBA"



## ANEXO 6. FORMATO DE EVALUACION FINAL DE CÁMARA DE SUBIRRIGACIÓN DEL SEGUNDO ENSAYO DE CAOBA

Nombre del Evaluador: Ana Lucia Milagros Vàsquez

36 días

Fecha instalacion: 13 de Diciembre 2008

Fecha evaluacion: 17/01/09

Clave	Tratamiento	Estaquilla num.	Raíces		Callos num.	Brotos aereos			Hojas caidas num.	Vigor 1-2-3-4	Coloracion 1-2-3-4	Nudos	Observaciones
			num.	long (mm)		num.	long (mm)	hojas					
		1											
		2											
		3											
		4											
		5											
		6											
		7											
		8											
		9											
		10											
		1											
		2											
		3											
		4											
		5											
		6											
		7											
		8											
		9											
		10											
		1											
		2											
		3											
		4											
		5											
		6											
		7											
		8											
		9											
		10											

## ANEXO 7. PROCEDIMIENTO METODOLÓGICO DE LA INSTALACIÓN DEL PRIMER ENSAYO.



Foto 2. Cosecha del material vegetativo (brotes) para obtener las estaquillas



Foto 3. Transporte del material vegetativo



Foto 4. Preparación de estaquillas



Foto 5. Desinfección de estaquillas con solución Fungicida (Cupravit)



Foto 6. Escurrimiento y presecado de las estaquillas

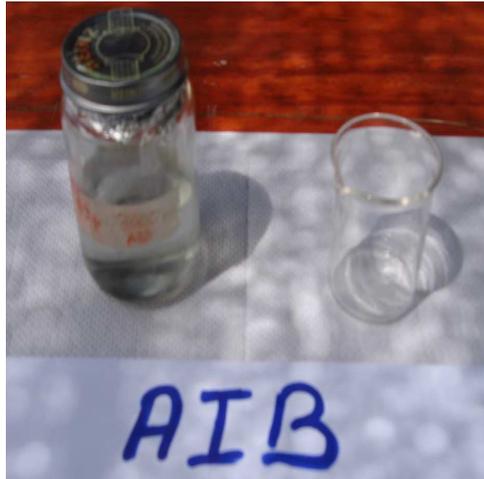


Foto 7. Aplicación de dosis hormonal (AIB)



Foto 8. Instalación de estaquillas en la cámara de subirrigación

**ANEXO 8. PROCEDIMIENTO METODOLÓGICO DE INSTALACIÓN DE ESTAQUILLAS PARA EL SEGUNDO ENSAYO.**

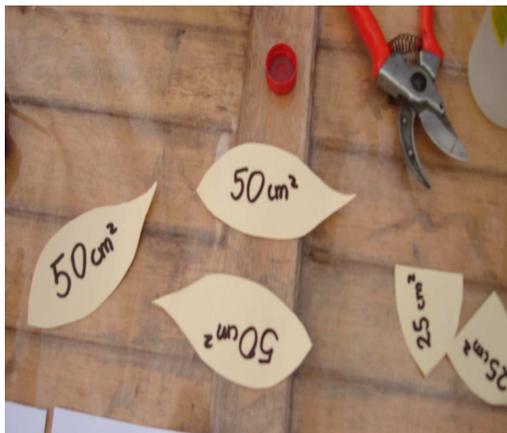


Foto 9. Determinación de áreas foliares



Foto 10. Preparación de estaquillas en longitud y posición de estaquilla



Foto 11. Ubicación de estaquillas por tratamiento



Foto 12. Preparación del tratamiento áreas foliares



Foto 13. Preparación de las hormonas



Foto 14. Aplicación de la mejor dosis obtenida del primer ensayo



Foto 15. Preparación del sustrato arena media obtenida del primer



Foto 16. Instalación del segundo ensayo



Foto 17. Monitoreo y control de estaquillas



Foto 18. Evaluación final del segundo ensayo