

T
631.535
521

**NO SALE A
DOMICILIO**



UNAP

**Facultad de
Ciencias Forestales**

ESCUELA DE FORMACION PROFESIONAL DE INGENIERIA FORESTAL

TESIS

Propagación vegetativa por enraizamiento de mini estaquillas de "caoba"
***Swietenia macrophylla* King en cámaras de sub – irrigación en**
JenaroHerrera, Requena – Loreto.

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE:
INGENIERO FORESTAL



445

AUTORA:

Bach. MARIELA JESLIN SÁNCHEZ LÓPEZ

DONADO POR:
Marcela J. Sánchez López
Iquitos, 11 de 07 de 2012

Iquitos – Perú

70 p. 2012



UNAP

Facultad de
Ciencias Forestales

ACTA DE SUSTENTACIÓN

DE TESIS Nº 364

Los Miembros del Jurado que suscriben, reunidos para escuchar la sustentación de la Tesis presentado por la Bachiller **MARIELA JESLIN SANCHEZ LOPEZ** denominado "PROPAGACION VEGETATIVA POR ENRAIZAMIENTO DE MINI ESTAQUILLAS DE "CAOBA" *Swietenia macrophylla* King EN CAMARAS DE SUB-IRRIGACION EN JENARO HERRERA, REQUENA-LORETO", formuladas las observaciones y oídas las respuestas le

declaramos

Con el calificativo de

En consecuencia queda en condición de ser calificado

Y, recibir el Título de Ingeniero Forestal.


APROBADO

BUENO

APTO

Iquitos, 22 de Diciembre de 2010


Ing. WALDEMAR ALEGRIA MUÑOZ, Mgr.
PRESIDENTE


Ing. ANGEL EDUARDO MAURY LAURA, M.Sc.
MIEMBRO


Ing. JORGE ELIAS ALVAN RUIZ, Dr.
MIEMBRO


Ing. RODIL TELLO ESPINOZA, Dr.
ASESOR

Conservar los bosques benefician a la humanidad ¡No lo destruyas!

Ciudad Universitaria "Puerto Almendra", San Juan, Iquitos-Perú

www.unapiquitos.edu.pe

Teléfono: 065-763379

DEDICATORIA

A Dios por todas las cosas buenas
que nos brinda.

Con mucho cariño a mi papá Roger
y a mis dos mamás Norma y
Caridad, por su preocupación,
fortaleza y apoyo desinteresado en
mi formación profesional.

A toda mi familia en especial a mi
abuelita Victoria y a mi hermanita
Rosa por la confianza y
motivación durante toda mi
formación profesional.

AGRADECIMIENTO

- Al Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), a través del Programa de Manejo Integral del Bosque y Servicios Ambientales (PROBOSQUE), por el financiamiento de la presente investigación.
- A la Universidad de la Amazonía Peruana (UNAP), Facultad de Ciencias Forestales.
- A Dennis del Castillo Torres, Ph.D., Director del programa PROBOSQUE del IIAP.
- A los Ing. Federico Yepes Alza y Jack Chung Gutiérrez, investigadores del IIAP-Iquitos.
- Al Dr. Rodil Tello Espinoza, docente de la FCF de la UNAP, por el acertado asesoramiento en la ejecución de la tesis.
- Al Sr. Javier Souza Padilla, personal de campo del Centro de Investigaciones Jenaro Herrera del IIAP, por el apoyo en la recolección de la información de campo.
- A todas las personas que de una u otra forma contribuyeron para que se hiciera posible la realización y culminación del presente estudio.

CONTENIDO

Dedicatoria	
Agradecimiento	
Índice y contenido.....	i
Lista de Cuadros.....	iii
Lista de figuras.....	V
Resumen.....	vi
I. INTRODUCCION.....	1
II. EL PROBLEMA.....	2
2.1 Descripción del Problema.....	2
2.2 Definición del Problema.....	3
III. HIPOTESIS.....	4
3.1 Hipótesis General.....	4
3.2 Hipótesis Alternas.....	4
3.3 Hipótesis Nula.....	4
IV. OBJETIVOS.....	5
4.1 Objetivo General.....	5
4.2 Objetivo Especifico.....	5
V. VARIABLES.....	6
5.1 Descripción de las Variables.....	6
5.2 Operacionalización de las Variables.....	7
VI. MARCO TEÒRICO.....	8
6.1 Generalidades acerca de propagación vegetativa.....	8
6.2 Las estaquillas y sus características.....	9
6.3 El propagador de sub – irrigación.....	10
6.4 Los sustratos y sus características.....	11
6.5 La dosis fitohormona les y sus efectos.....	13
6.6 El área foliar.....	15
6.7 Estrés hídrico.....	15
6.8 Experimentos realizados de propagación en diferentes especies.....	16

6.9	Descripción taxonómica de la Especie.....	21
VII.	MARCO CONCEPTUAL.....	23
VIII.	MATERIALES Y METODOS.....	25
8.1	Lugar de ejecución.....	25
8.2	Materiales y equipos.....	25
8.3	Métodos.....	26
8.3.1	Tipo y nivel de investigación.....	26
8.3.2	Población y muestra.....	26
8.3.3	Diseño estadístico.....	26
8.3.4	Análisis estadístico.....	27
8.3.5	Procedimiento.....	31
IX.	RESULTADOS.....	38
9.1	Influencia de sustratos y dosis hormonal de AIB en la formación de callos, raíces y sobrevivencia de estaquillas de <i>S. macrophylla</i>	38
9.2	Influencia de tres tipos de estaquillas y tres áreas foliares en la formación de callos, raíces y sobrevivencia de estaquillas de caoba...	44
X.	DISCUSIONES.....	51
XI.	CONCLUSIONES.....	54
XII	RECOMENDACIONES.....	55
XIII.	BIBLIOGRAFIA.....	56
	ANEXO.....	60

LISTA DE CUADROS

N°	Descripción	Pág.
1	Prueba de Tukey para la variable dosis de AIB sobre la formación de callos.	40
2	Prueba de Tukey para la variable dosis de AIB sobre la formación de raíces.	42
3	Prueba de Tukey para la variable dosis de AIB sobre la sobrevivencia de las mini estaquillas.	44
4	Prueba de Tukey para la variable de área foliar sobre la formación de callos.	46
5	Prueba de Tukey para la variable de área foliar sobre la formación de raíces.	48
6	Promedio de callos en porcentajes por sustrato	64
7	Promedio de enraizamiento en porcentaje por sustrato	64
8	Promedio de sobrevivencia en porcentaje por sustrato	64
9	Promedio de callos en porcentaje por dosis.	64
10	Promedio de enraizamiento en porcentaje por dosis	64
11	Promedio de sobrevivencia en porcentaje por dosis	64
12	Promedio de callos en porcentaje por tipo de estaquillas.	64
13	Promedio de raíces en porcentaje por tipo de estaquilla.	64
14	Promedio de sobrevivencia en porcentaje por tipo de estaquilla	65
15	Promedio de callos en porcentaje por área foliar.	65
16	Promedio de raíces en porcentaje por área foliar	65
17	Promedio de sobrevivencia en porcentaje por área foliar.	65
18	Datos de formación de callos transformados al arc sen.	66
19	Análisis de variancia (ANVA) para la formación de callos	66
20	Datos de formación de raíces transformados al arc sen	67
21	Análisis de variancia (ANVA) para la formación de raíces	67
22	Datos de sobrevivencia transformados al arc sen	68
23	Análisis de variancia (ANVA) para la sobrevivencia de las mini estaquillas.	68
24	Datos de formación de callos transformados al arc sen.	68

25	Análisis de variancia para la formación de callos.	69
26	Datos de formación de raíces transformados al arc sen.	69
27	Análisis de variancia (ANVA) para la formación de raíces	70
28	Datos de sobrevivencia transformados al arc sen	70
29	Análisis de variancia (ANVA) para la sobrevivencia de las mini estaquillas.	70

LISTA DE FIGURAS

N°	Descripción	Pág.
1	Cámara de sub-irrigación.	11
2	Ácido indol-3-butírico (AIB)	14
3	Flujograma de instalación de los ensayos	35
4	Porcentaje de formación de callo por sustrato	38
5	porcentaje de formación de callo por dosis	39
6	porcentaje de formación de raíces por sustrato	40
7	Porcentaje de formación de raíces por dosis.	41
8	Porcentaje de sobrevivencia por sustrato.	42
9	Porcentaje de sobrevivencia por dosis.	43
10	porcentaje de formación de callo por tipo de estaquilla	45
11	Porcentaje de formación de callos por área foliar.	45
12	Porcentaje de formación de raíces por tipo de estaquilla.	47
13	Porcentaje de formación de raíces por área foliar.	47
14	Porcentaje de sobrevivencia tipo de estaquilla	49
15	Porcentaje de sobrevivencia por área foliar.	49
16	Croquis de distribución de tratamientos ensayo 1 con las mini estaquillas elegidas para el monitoreo de el enraizamiento.	61
17	Croquis de distribución de tratamientos ensayo 2 con las estaquillas elegidas para el monitoreo del enraizamiento.	62
18	Ubicación de la zona de estudio.	63
19	Raíces formadas en mini estaquillas de caoba	71

RESUMEN

La investigación se realizó en el vivero forestal ubicado en el Centro de Investigaciones Jenaro Herrera (CIJH) del IIAP, con el objetivo de determinar la influencia de los sustratos, dosis de fitohormonas, tipos de estacilla y área foliar sobre el enraizamiento de mini estaquillas de *S. macrophylla* para desarrollar una técnica de propagación vegetativa eficiente. En el primer ensayo se empleó sustratos arena blanca y cascarilla de arroz carbonizada y 0, 1000, 3000 y 5000 ppm de ácido indol-3-butírico (AIB) como enraizante; en el segundo ensayo se usaron cascarilla carbonizada de arroz como sustrato y 3000 ppm de AIB como enraizante, también estaquillas obtenidas de la parte apical, media y basal de la planta y 25, 50, 100 cm² de área foliar.

El sustrato de cascarilla carbonizada de arroz alcanzó un 74% de formación de callos y 72% de formación de raíces con 97% de sobrevivencia. La dosis 3000 ppm de AIB alcanzó 83% de formación de callos y 81% de formación de raíces con 100% de sobrevivencia. La formación de callos y raíces aumenta al incrementarse el área foliar de la estacilla a 100cm² a 84 y 83%, respectivamente con 99% de sobrevivencia y con estaquillas extraídas de la parte apical la formación de callos y raíces fue de 74% y 73%, respectivamente, con 94% de sobrevivencia.

Palabras claves: *S. macrophylla*, estaquillas, área foliar, callos, raíces, sobrevivencia.

I. INTRODUCCION

La Amazonía peruana posee como una de sus riquezas una gran variedad de especies forestales, la industria maderera sin ningún manejo forestal, la extracción selectiva, la agricultura migratoria, entre otros factores, han ocasionado la drástica disminución de especies forestales valiosas por su calidad, resistencia y durabilidad, entre otros, quedando en los bosques pocos individuos en su mayoría con defectos, los cuales pueden ser la fuente de semillas para la regeneración natural de las especies.

S. macrophylla es la especie forestal más importante de América Latina por su alto valor comercial y que genera divisas a países como Brasil, Bolivia y Perú; ha sufrido una fuerte explotación durante casi cinco siglos (Cordero, 1966), la que se intensificó en los años 60 con la apertura de carreteras. Actualmente, las mayores reservas están en la región amazónica del Brasil (Verissimo *et al.*, 1995).

La propagación vegetativa es una alternativa viable que ofrece muchas ventajas; es económica, rápida, simple, no requiere de técnicas especiales y permite obtener muchas nuevas plantas a partir de una cuantas plantas madres en un espacio limitado si se emplea correctamente y no demanda gran inversión económica; otra de las ventajas es que evita la dependencia de semillas botánicas (fenología). Esta técnica consiste en inducir al enraizamiento estaquillas obtenidas de brotes juveniles empleando hormonas enraizadoras, sustratos en cámaras de sub-irrigación, poniéndose a prueba distintos factores en estudio, que permitirán conocer el método apropiado para el enraizamiento de la especie investigada de acuerdo a Mesén citado por Merkl (2000).

II. EL PROBLEMA

2.1 Descripción del Problema

La actividad forestal en Loreto genera una parte importante de los recursos económicos de la región con una producción aproximada anual de cerca de (300 000 m³ de madera rolliza (INRENA, 2007), representando un tercio de la producción nacional. El agresivo avance de la agricultura migratoria y la tala indiscriminada originan que pese a los esfuerzos que se han hecho en el país para la conservación de la biodiversidad, algunas especies que poblaron nuestros bosques, actualmente se limitan a áreas muy específicas y que se encuentren pocos árboles con características deseables para extracción (INRENA, 2007). Es decir, se ha generado una erosión genética al extraerse los mejores elementos del bosque, quedando como fuente de semilla para la regeneración natural árboles con muchos defectos.

En la búsqueda de alternativas, la presente investigación propone la técnica de propagación vegetativa a través de miniestaquillas juveniles como una herramienta para la conservación y manejo del recurso genético de la especie a fin de mejorar los sistemas de producción. El presente estudio busca sentar las bases para establecer un protocolo apropiado de propagación vegetativa de caoba, utilizando como material experimental los brotes de plantas juveniles en mini estaquillas (3 cm de longitud) de acuerdo a las variables seleccionadas para la investigación. Asimismo, se emplearán sustratos que fueron sometidos a procesos de desinfección según los tratamientos y hormonas promotoras de enraizamiento, que fueron introducidos bajo condiciones asépticas e una serie de

ensayos para evaluar condiciones idóneas de propagación. El producto final fue un protocolo de propagación para caoba.

2.2 Definición del Problema

¿Cuál es la relación entre las variables (tipo de sustratos, niveles hormonales y características morfoanatómicas), y el enraizamiento de mini estaquillas de *S. macrophylla*?

III. HIPÓTESIS

3.1 Hipótesis General

Los sustratos, dosis de fitohormonas, tipos de estaquilla y área foliar influyen positivamente en el enraizamiento de mini estaquillas de *S. macrophylla*.

3.2 Hipótesis alternas.

- El sustrato compuesto por arena blanca pura debidamente hervida para eliminar impureza, cascarilla carbonizada de arroz por su buen drenaje que tienen son apropiados para obtener similares porcentaje de formación de callos, raíces y sobrevivencia.
- La aplicación de diferentes dosis de AIB influenciará positivamente en la formación de callos, raíces y sobrevivencia de mini estaquillas de *S. macrophylla* incrementando sus valores presentes.
- Las mini estaquillas obtenidas de la parte apical, media y basal de la planta de *S. macrophylla* influenciará significativamente en la formación de callos, raíces y sobrevivencia de mini estaquillas de caoba.
- Una mayor área foliar en las estaquillas de *S. macrophylla* influenciará positivamente en la formación de callos, raíces y sobrevivencia de mini estaquillas.

3.3 Hipótesis nula

Los sustratos, dosis de fitohormonas, tipos de estaquilla y área foliar no influyen positivamente en el enraizamiento de mini estaquillas de *S. macrophylla*.

IV. OBJETIVOS

4.1 Objetivo general

- Determinar la influencia de los sustratos, dosis de fitohormonas, tipos de estaquilla y área foliar sobre el enraizamiento de mini estaquillas de *S. macrophylla*.

4.2 Objetivos específicos

- Determinar la influencia de los sustratos cascarilla carbonizada de arroz y arena blanca, sobre la producción de callos, raíces en mini estaquillas de *S. macrophylla*.; así como su porcentaje de sobrevivencia.
- Determinar la influencia de las dosis 0, 1000, 3000 y 5000 ppm de AIB, sobre la producción de callos, raíces en mini estaquillas de *S. macrophylla*; así como su porcentaje de sobrevivencia.
- Determinar la influencia de tres tipos de estaquillas apical, media y basal; sobre la producción de callos, raíces en mini estaquillas de *S. macrophylla*; así como su porcentaje de sobrevivencia.
- Determinar la influencia tres tipos de áreas foliares 25, 50 y 100 cm²; sobre la producción de callos, raíces en mini estaquillas de "*S. macrophylla*"; así como su porcentaje de sobrevivencia.

V. VARIABLES

5.1 Descripción de las variables, indicadores e índices

VARIABLE	INDICADORES	INDICES
Independientes:		
Sustrato		
Arena blanca	Procedencia, características.	Tamaño de partículas, grado fertilidad, localidad
Cascarilla de arroz carbonizada	Procedencia, características.	Tamaño de partículas, grado fertilidad, localidad
Dosis de AIB		
0ppm	Características	Estado, color, etc.
1000ppm	Características	Estado, color, etc.
3000ppm	Características	Estado, color, etc.
5000ppm	Características	Estado, color, etc.
Área foliar		
25 cm ²	N° de foliolos	Suma total del área de foliolos
50 cm ²	N° de foliolos	Suma total del área de foliolos
100 cm ²	N° de foliolos	Suma total del área de foliolos
Tipos de estaquilla		
Basal	Ubicación en el brote.	Características particulares.
Media	Ubicación en el brote.	Características particulares.
Apical	Ubicación en el brote.	Características particulares.
Dependiente:		
Factores de Enraizamiento		
Callos	Características	Forma, color, tamaño, etc.
Raíces	Características	Forma, color, tamaño, etc.
Sobrevivencia	Plantas inicio – plantas final	Estado, vigor, etc.

5.2 Operacionalización de las variables

Variables	Símbolo	Unidad	Operalización
Callos	N°	conteo	Abultamientos, cicatrices y escoriaciones a lo largo del tallo de las estaquillas.
Raíces	longitud	cm	Se consideró como tales los brotes radicales que alcancen un tamaño mayor de 3mm
Sobrevivencia	S	%	Aquella que al finalizar los ensayos presente tenga un desarrollo normal y se encuentre sana.

VI. MARCO TEÓRICO

6.1 Generalidades acerca de propagación vegetativa

La propagación vegetativa comprende desde procedimientos sencillos, conocidos de tiempos inmemoriales por los campesinos de todo el mundo, hasta procedimientos tecnológicamente muy avanzados, basados en la tecnología del cultivo de tejidos vegetales, mediante los cuales se puede lograr la propagación masiva de plantas genéticamente homogéneas, mejoradas y libres de parásitos. Los procedimientos modernos permiten la obtención de cultivares totalmente libres de agentes patógenos, incluyendo virus, e incluso la fabricación de semillas artificiales por medio de la técnica de embriogénesis somática y encapsulado.

La mayoría de los programas de mejoramiento genético en los trópicos se han basado en la evaluación de especies y procedencias, seguida del establecimiento de ensayos de progenie y huertos semilleros con los mejores individuos. Sin embargo, actualmente se reconoce que la propagación vegetativa y la selección clonal ofrecen los medios para lograr mayores ganancias genéticas en el menor tiempo posible (Mesén, 1998). Dentro de las ventajas significativas que ofrece la propagación vegetativa se destaca la capacidad de explotar los componentes aditivos como los no aditivos de la varianza genética total, permitiendo ganancias genéticas importantes en periodos cortos (Libby y Rauter, 1984 citados por Mesén, 1998).

Mientras que la principal desventaja lo constituyen los altos costos de implementación y operación de los sistemas de propagación, es por esto que solo empresas con mucho capital han logrado los mejores avances en este campo

mediante la implementación de sistemas caros y muy sofisticados de nebulización automática (Mesén, 1998), algo que resulta totalmente inapropiado para trabajos de pequeña escala y mucho más si la finalidad es transferir la tecnología generada a pequeños productores y finqueros de la región.

6.2 Las estaquillas y sus características

Las estaquillas son el medio más importante para la propagación de plantas herbáceas y leñosas, siendo su empleo muy común en diversas especies. Es una técnica económica, rápida, simple, no requiere de técnicas especiales y permite obtener muchas nuevas plantas a partir de unas pocas plantas madres (previamente seleccionadas), en un espacio limitado (Hartmann, 1987 citado por Tarnowski, 2005). No obstante, es necesario desarrollar estas técnicas para cada especie y región geográfica a fin de adaptarlas para su empleo por pequeños y medianos finqueros (Mesén, 1998 citado por Tarnowski, 2005). Así mismo, (Mesén, 1998) nos dice que, la propagación de un árbol para establecimiento de plantaciones clonales se distingue de la propagación con fines de producción de semillas.

En silvicultura clonal no interesa la producción de semilla, sino generar árboles de crecimiento normal, similares al árbol que les dio origen. Para esto la técnica más utilizada es la del enraizamiento de estaquillas suculentas, utilizando material fisiológicamente juvenil. Precisamente esta es una de las principales limitaciones prácticas de la silvicultura clonal, ya que la selección de los árboles que se quiere propagar se basa en ciertas características de importancia económica tales como la rectitud del fuste, volumen, hábito de ramificación, densidad de la madera, etc., que se expresan a edades adultas, cuando el árbol ha perdido su condición de

juvenil; este problema se puede superar con la aplicación de técnicas para estimular la generación de brotes (realizar cortes, raspar la corteza o retirar un anillo de corteza son las más comunes), si esto no funciona talar el árbol para estimular la aparición de brotes es también una posibilidad ya que estaremos seguros que el material permitirá obtener plantas idénticas a la progenitora (Mesén, 1998). Esta información permite decidir por el empleo estaquillas en lugar de semilla botánica para desarrollar futuros programas de producción de plantas para reforestación.

6.3 El propagador de sub-irrigación

El propagador de sub-irrigación ha sido descrito en detalle por Leakey *et al.* (1990). Es básicamente un marco de madera o de metal rodeado por plásticos transparente para hacerlo impermeable. Los primeros 25 cm se cubren con capas sucesivas de piedras grandes (6-10 cm de diámetro), piedras pequeñas (3-6 cm) y grava, y los últimos 5 cm se cubren con un sustrato de enraizamiento (arena fina, aserrín etc.). Los 20 cm basales se llenan con agua, de manera que el sustrato de enraizamiento siempre se mantendrá húmedo por capilaridad. Para introducir agua u observar su nivel, se utiliza un cilindro de bambú o cualquier otro tipo de material insertado verticalmente a través de las diferentes capas del material. Internamente se utilizan marcos de reglas que le dan apoyo a la estructura y a la vez proporcionan sub-divisiones que permiten el uso de sustratos diferentes dentro del mismo propagador. La caja se cubre con una tapa que ajuste bien, también forrada de plástico, para mantener la alta humedad interna. El agua del propagador debe de cambiarse al menos cada 6 meses (Mesén, 1998).

La efectividad del propagador de sub-irrigación parece radicar en su capacidad de minimizar el estrés hídrico, protegiendo a la estacas de las fuertes variaciones ambientales externas, experimentadas bajo condiciones normales en los trópicos (Mesén *et al.*, 1998).

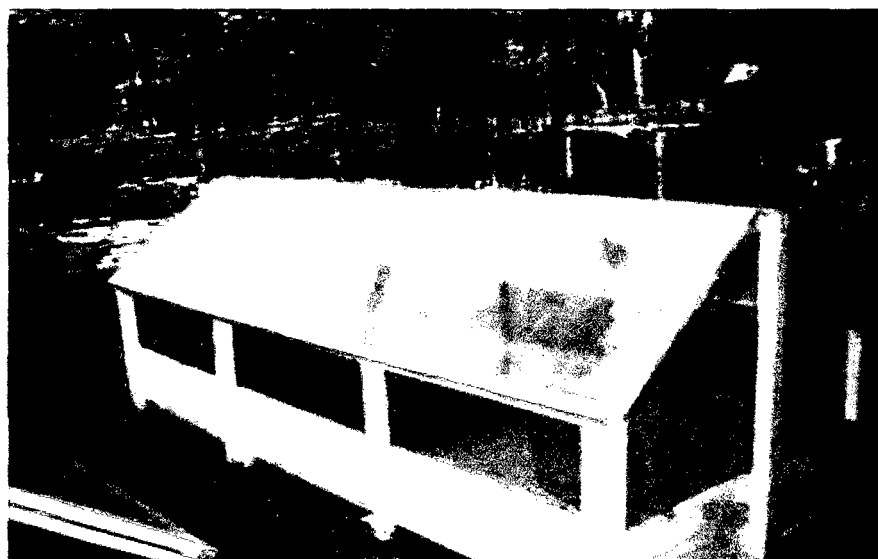


Figura 1. Cámara de sub Irrigación

6.4 Los sustratos ysus características

Son muchos y muy variados los sustratos que se pueden encontrar en la actualidad, esto debido a las combinaciones que realizan los investigadores con el fin de encontrar el medio propagativo ideal en las diferentes especies; en este tema Rosello *et al.* (2002), realizaron una investigación sobre sustratos para uso en viveros ecológicos, luego de la cual sostienen que, de cualquier forma, el sustrato que utilizemos deberá cumplir la normativa en el sentido más estricto. Pero, además, deberán ser respetuosos con el espíritu de esta normativa. Esto vendrá reflejado en un uso ecológicamente sostenible, es decir, debería estar compuesto de materiales renovables, con un ritmo de extracción que permita su perdurabilidad en el espacio y en el tiempo, y que respete el entorno donde están situados o aquel a donde van a llegar. Por supuesto, cuanto más cercana

tengamos la fuente de origen del sustrato del vivero, menor será el impacto causado (Rosello *et al.*, 2002).

Para poder iniciar adecuadamente esta parte tenemos que definir lo que significa un sustrato. Un concepto muy bueno nos brindan Jarma *et al.* (2004) que, en su investigación sobre propagación de roble (*Tabebuia roseae*) citan: el sustrato en el que son colocadas las estacas influye en el suceso de enraizamiento (Gomes, 1987 citado por Jarma *et al.*, 2004). Este realiza la función de sustentar las estacas durante el periodo de enraizamiento, proporcionando humedad, es fuente de abono, el lugar de almacenamiento de fertilizantes y permite la aeración de sus bases (Hartmann y Kester, 1997 citados por Jarma *et al.*, 2004).

Hay diversos medios y mezclas de éstos que se usan con el fin de hacer enraizar estacas. El enraizamiento de las estacas requiere un sustrato especial para tal fin, que dependerá principalmente de si se cuenta o no con un sistema de riego, y de si se desea que en el mismo medio de enraizamiento sea luego transferida la nueva plántula al sitio de plantación. Si no se tiene un sistema de riego automático-nebulizado, entonces deberá utilizarse un sustrato capaz de retener la humedad, entre otros, tierra con arena (50:50), tierra pura o con un 10% de granza de arroz, y los pellets o pastillas silvícola (Gutiérrez *et al.*, 2004).

La arena está formada por pequeños granos de piedra, de alrededor de 0,05 a 2 mm de diámetro, dependiendo su composición mineral de la que tenga la roca madre. En propagación, generalmente, se emplea arena de cuarzo. De preferencia se debe fumigar o tratar con calor antes de usarla para esterilizarla. Virtualmente no contiene nutrientes minerales y no tiene capacidad amortiguadora

(Buffer) o capacidad de intercambio catiónico. Casi siempre se usa en combinación con algún material orgánico (Hartmann *et al.*, 1992).

La cascarilla de arroz es un subproducto de la industria molinera arroceras y que ofrece buenas propiedades para ser usado como sustrato hidropónico. Entre sus principales propiedades físico-químicas se tiene que es un sustrato orgánico de baja tasa de descomposición, es liviano, de buen drenaje, buena aireación y su principal costo es el transporte. Su densidad aparente es de 150 g/l, la capacidad de retención de agua del 53,9%, capacidad de intercambio de cationes 5,5 mEq/dl, el pH en el agua 7,4, contenido de sales solubles de 0,7 g/l, nitrógeno 0,7%, 0,2% de fósforo y de 0,32% de potasio. La cáscara de arroz carbonizado se consideran un buen sustrato para la germinación de semillas y enraizamiento de estacas con las siguientes características: permite la penetración y el intercambio de aire en la base de las raíces son firmes y suficientemente densa como para producir semillas o esquejes, tiene color y una sombra oscura en la base de la participación, es ligero y permeable que permita una buena aireación y drenaje, es un volumen constante es seco o húmedo, que esté libre de malezas, nemátodos y patógenos, no requiere tratamiento químico para la esterilización, ya que era esterilizada con la carbonización (Xavier, 1993).

6.5 La dosis fitohormonal y sus efectos

Las hormonas se usan frecuentemente en jardinería y en trabajos con plantas del tipo ornamental, las personas relacionadas a este campo sugieren que si se emplea material vegetativo leñoso y semi leñoso, se utilicen estimuladores de crecimiento en estado líquido y para material vegetativo suculento (nuestro caso)

usar productos comerciales en polvo. La presentación comercial de la hormona empleada en los ensayos fue hormona AIB pura en polvo.

Las auxinas aplicadas en bajas cantidades, promueven y aceleran la formación de raíces en las estaquillas, las más comunes son el AIA (ácido indolacético), AIB (ácido indolbutírico) y el ANA (ácido naftalenacético), ya sea solas o en mezclas. Aunque el ácido indol-3-acético (AIA) es la auxina natural que se encuentra en las plantas, dos compuestos relacionados; el ácido indol-3-butírico (AIB) y el ácido naftalenacético (ANA) han sido utilizados con éxito en la promoción del enraizamiento de la mayoría de las especies forestales informadas en la literatura. De estos, el AIB es generalmente el más efectivo, tiene las ventajas de ser más fotoestables que el AIA y, al ser insoluble en agua, se mantiene por más tiempo en el sitio de aplicación y mantiene su efectividad por periodos más largos (Mesén *et al.*, 1992).



Figura 2.Ácido Indol3 Butírico (AIB)

6.6 El área foliar

Mesén (1993), en su manual de propagación de especies forestales, indica que, es imprescindible que la estacilla conserve parte de la hoja, ya que es la fuente de asimilados, auxinas y otras sustancias vitales para el enraizamiento. Sin embargo, la hoja también proporciona una amplia superficie de pérdida de agua por transpiración. Por estas razones la hoja debe podarse a un tamaño tal que se logre el mejor balance entre las desventajas de la transpiración y la de la fotosíntesis. El área foliar óptima varía para cada especie y de acuerdo a la iluminación en el proceso de enraizamiento, de manera que no se puede dar una recomendación única.

6.7 Estrés hídrico

Cuando la demanda de agua es más importante que la cantidad disponible durante un periodo determinado o cuando su uso se ve restringido por su baja calidad, provoca un deterioro de los recursos de agua dulce en términos de cantidad, esto se conoce como estrés hídrico.

Comúnmente, esto ocurre antes que el estrés por calor en el verano, ya sea por causas de falta de irrigación o insuficiente precipitación. Se han realizado varios estudios sobre este aspecto y se ha observado que plantas expuestas con anterioridad al estrés hídrico, mantienen buen estado hídrico, así como una mayor conductancia y transpiración, lo que originó una mayor tasa fotosintética durante la subsecuente sequía.

La ocurrencia simultánea de temperatura alta y estrés hídrico a menudo se presenta en algunas regiones del mundo; cuando esto ocurre en la fase de

llenado de grano, puede provocar reducciones significativas en el rendimiento. A pesar del daño producido por estos dos factores es difícil distinguir cual de ellos provoca una mayor reducción sobre el rendimiento de grano, ya que existe mucha similitud en la respuesta de las plantas a estos factores, en la fase de llenado de grano (Kobata *et al.*, 1992).

Jiang y Huang (2000), mencionan que si bien el conocimiento que se tiene acerca de cómo interactúan e influyen el estrés hídrico y el estrés por calor en las plantas es poco, existe la posibilidad de poder determinar el efecto combinado, ya que en la medida que se amplíe el conocimiento acerca de la interacción, se podría mejorar la identificación de los efectos fisiológicos involucrados con la presencia de estos dos factores, esto, con la finalidad de mejorar el desempeño de las plantas ante estas condiciones. Savin y Nicolás (1999), indican que si bien ambos factores pueden llegar a afectar la producción de un cultivo, las temperaturas altas pueden llegar a causar mayores reducciones en las tasas fotosintéticas que la ocurrencia de un estrés hídrico por sí solo (<http://www.turevista.uat.edu.mx/Volumen%203%20numero%203/hidrico-alta.htm>.)

6.8 Experimentos realizados de propagación en diferentes especies

Las experiencias en propagación vegetativa de especies forestales en la región de Sudamérica son recientes, Brasil, México y Chile son los países que llevan la delantera y en la actualidad varios países, incluido el nuestro, empiezan a sumarse a la investigación sobre el tema.

La mayoría de las investigaciones hechas en propagación vegetativa por estaquillas obtiene resultados significativos en el uso de estimuladores de enraizamiento (principalmente AIB) sobre la no aplicación de estas sustancias,

El AIB es una auxina químicamente similar al AIA que en la mayoría de las especies ha demostrado ser más efectiva que AIA, ANA y otras sustancias, por ello es la de mayor uso como sustancia promotora del enraizamiento. Tiene la ventaja de no ser tóxica en un amplio rango de concentraciones, no degradarse por la luz o microorganismos y por ser insoluble en agua logra permanecer mayor tiempo en el sitio de aplicación (Blazich, 1988 citado por Mesén, 1998).

También sobre el particular Doll *et al.*, (2003) en su estudio sobre propagación vegetativa en matico (*Buddleja globosa*) dicen lo siguiente: el tipo de estaca influyó en el enraizamiento, difiriendo significativamente ($p < 0,05$) el resultado logrado por las estacas obtenidas de la porción apical del resultado logrado por las estacas provenientes de la porción media de las ramas madres. Esta diferencia la explican con el uso de estacas de árboles juveniles, de máximo un centímetro de diámetro y porque fueron estacas sub - apicales, que se espera tengan mayor capacidad de enraizamiento (Leakey 1985 y Mesén 1998 citados por Vásquez *et al.*, 2006). La menor madurez fisiológica por un lado y la mayor concentración de auxinas encontradas generalmente en las porciones apicales de ramas, explicarían el mayor porcentaje de enraizamiento logrado por las estacas provenientes de ese segmento (Hartmann *et al.*, 1990 citado por Doll *et al.*, 2003). Revisando esta información se puede determinar que no solo el uso de estaquillas juveniles influirá en la prueba, el tipo de estaquilla, las características de la planta madre (orlet) la ubicación dentro de la planta madre, tamaño de la estaca, diámetro, etc. Son factores que se tienen que tomar en cuenta para el éxito en enraizamiento de una especie, es de suma importancia realizar un buen trabajo de seguimiento de los árboles a propagar para que el material que se

propague no tenga ningún problema y se pueda identificar cual de los tipos de estaquillas (apical, basal o media) es la más efectiva.

Los resultados obtenidos por Vásquez *et al.* (2006) luego de su investigación en balso blanco (*Heliocarpus americanus* L. *Sin.*), indican que hubo una mejor respuesta en el enraizamiento de estacas del balso blanco (55 %) frente al 1 % obtenido por López y Osorio (2003). En trabajos realizados en el CATIE, la concentración de 0,2% de AIB ha dado los mejores resultados en *A. acuminata*, *B. quinata*, *C. odorata*, *E. deglupta*, *G. arborea* y *S. macrophylla*. Con *Platymiscium pinnatum*, las dosis de 0,2% y 0,4% de AIB fueron las mejores cuando se utilizó grava o arena como sustratos, respectivamente. Algunas especies respondieron mejores ante dosis mayores, por ejemplo *Terminalia oblonga*, (0,8%), *C. alliodora* (0,8%-1,6%) e *Hyeronimia alchorneoides* (1,6%), mientras que *A. guachapele* enraizó igualmente bien con concentraciones desde 0,05% hasta 0,4% de AIB. Contraria a todas las demás especies evaluadas, *V. guatemalensis* presentó mayores porcentajes de enraizamiento cuando no se aplicó axina, aunque el número de raíces producidas en las estacas aumento con dosis crecientes de AIB desde 0% hasta 0.8%; la concentración de 0,2% presentó el mejor balance entre enraizamiento y calidad del sistema radical formado. Con estos resultados se puede tener una idea del tipo del rango de dosis que podrían ser evaluadas cuando se vaya iniciar la propagación de una especie nueva (Mesén, 1998).

Asimismo, Rivero *et al.* (2005), en su estudio sobre enraizamiento de estaquillas de semeruco (*Malpighia glabra*) utilizó AIB en concentraciones de 0, 750, 1500, 3000 y 4500 ppm, el mayor porcentaje de estacas enraizadas la obtuvo la concentración de 750ppm con 48%; la principal desventaja lo constituyen los altos

costos de implementación y operación de los sistemas de propagación, es por esto que solo empresas con mucho capital han logrado los mejores avances en este campo mediante la implementación de sistemas caros y muy sofisticados de nebulización automática (Mesén, 1998), algo que resulta totalmente inapropiado para trabajos de pequeña escala y mucho más si la finalidad es transferir la tecnología generada a pequeños productores y finqueros de la región. Como alternativa al problema de los elevados costos de implementación de un vivero para enraizamiento tenemos propagador de sub irrigación desarrollado por el Instituto de Ecología Terrestre de Escocia (IET) en un trabajo conjunto con el Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE) (Leakey, 1990) el cual probó ser efectivo para la propagación de gran cantidad de especies tropicales con la ventaja de ser una tecnología barata, no requerir electricidad, agua de cañería y ser muy fáciles de emplear (Mesén, 1998). Los principales problemas asociados a la silvicultura clonal son principalmente la homogeneidad genética (uso de pocos e incluso un solo clon para la propagación), de la plantación, aumento de riesgo de plagas y enfermedades y una menor calidad de los sistemas radicales respecto a las plantas producidas por semillas. Sobre este tema que cualquier persona, empresa o institución que se involucre en este campo, rutinariamente tomara las medidas de seguridad necesarias (Burdon, 1989 citado por Mesén, 1998).

El sustrato también tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento y debe ser considerado como parte integral de cualquier sistema de propagación. Un buen sustrato combina buena aireación con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agente contaminantes (Hartmann y Kester, 1983).

Además, el sustrato no debe presentar obstáculos para el crecimiento de las raíces, debe tener la consistencia suficiente para mantener las estacas en su posición y ser de fácil adquisición en cualquier momento (Leakey y Mesén, 1991). Se ha encontrado diferencias considerables en la capacidad de enraizamiento de diferentes especies con respecto al sustrato utilizado. Estudios realizados en el CATIE, han empleado sustratos fáciles de conseguir localmente, generalmente grava fina, arena, aserrín descompuesto y mezcla de estos materiales. Si bien algunas especies parecen ser más exigentes, otras enraízan bien en una gran variedad de sustratos. *Swietenia macrophylla* enraizó en una mezcla de 3:1 de arena y grava (Díaz *et al.*, 1991 y 1992; Leakey *et al.*, 1990; Mesén *et al.*, 1992; Mesén 1993; Núñez 1997). El sustrato debe cambiarse cada 3-6 meses, para eliminar musgos y malezas que se van acumulando, y puede ser utilizado después de lavarlo bien (Mesén, 1998).

En "melina" *Gmelina arborea* el sustrato que presentó los mejores porcentajes de enraizamiento 57% y mayor número de raíces 17% fue arena. La dosis de AIB que propició el mayor porcentaje de enraizamiento fue la de 0,2% y una longitud de estaca de 8cm y un área foliar de 50 cm²(Mesén, 1991).

En la propagación del "burío" *Heliocarpus appendiculatus* se emplearon las estacas apicales de cuatro árboles con diámetros entre 6,7cm y 28,8cm, siete tratamientos: aplicación del ácido indol-3-butírico (AIB) al 0,3%, disuelto en agua destilada; etanol al 25%, 50%, 75% o 100%, o mezclado en una base de talco y un control de agua destilada sin AIB. En dos cámaras de sub-irrigación se impusieron dos condiciones de luz (bloques) con plásticos blanco transparente, bajo sombra a 2m. Aun así se concluyó que para los ensayos futuros determinar la

concentración apropiada de AIB y seleccionar individuos con características homogéneas, debido a la alta susceptibilidad de la especie (Mesén *et al.*, 2004).

En la propagación de *C. cateniformis* utilizando cámaras de sub-irrigación a dos niveles de luminosidad, tres tipos de sustrato, al término de 40 días se obtuvo un 31% de sobrevivencia y 18% de enraizamiento, con estaquillas de porción media y de luminosidad de 45%. El tipo de sustrato no influyó significativamente pero se observó mejor el comportamiento de las estaquillas conforme aumenta el grosor de las partículas del sustrato. Después de 80 días, las estaquillas de la porción apical no prosperaron. Se concluye que es posible propagar la especie empleando estacas de porciones próximas a su base y con poca luminosidad. La especie requiere un manejo apropiado de sombra en el periodo de propagación, no tolera los excesos de humedad, baja aireación a nivel de sustrato, lo que favorece el empleo de sustratos de buen drenaje (Soudre *et al.*, 2008).

6.9 Descripción taxonómica de la especie

QUIRICO (1999), expresa que la especie se clasifica de la siguiente manera:

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



Aguilar (1992), manifiesta que *S. macrophyllase* 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 caoba puede alcanzar hasta 60m de altura, con una copa puede extenderse hasta 14m 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 folíolos; 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.

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 (Esnacifor, 1988; Inrena, 1992).

VII. MARCO CONCEPTUAL

Árbol plus: Individuos sobresalientes o superiores en todos los criterios de selección a tener en cuenta (Mesén, 2008).

Área foliar: Extensión en cm^2 que posee la hoja, determinada a través de procesos manuales y mecánicos (Mesén, 2008).

Auxinas: hormonas que promueven y aceleran la formación de raíces, pueden adquirirse puras, pero por lo general se utilizan ya diluidas en alguna de sus muchas presentaciones en polvo, líquido o gel (Mesén, 2008).

Brotos aéreos: Son las prolongaciones de las yemas germinales, se tomarán en cuenta aquellas que logren desarrollar con normalidad (Mesén, 2008).

Callos: es básicamente un tejido tumoral, más o menos organizado, que generalmente surge sobre heridas de órganos y tejidos diferenciados. Se llama inducción del callo al inicio de su formación (Mesén, 2008).

Clonación: Tipo de reproducción asexual, en el cual se obtienen seres idénticos a uno donante mediante la extracción de partes de este para su posterior crecimiento sin la intervención de células reproductivas (Mesén, 2008).

Enraizamiento: Capacidad de la planta de producir nuevas raíces (Mesén, 2008).

Estaca: fragmento de tallo con yemas (o esqueje) de consistencia leñosa que se separa de un árbol o de un arbusto y se introduce en el suelo o en un sustrato para que arraigue en él y forme una nueva planta (Mesén, 2008).

Estaquilla o estaca suculenta: originadas por rebrotes fisiológicamente juveniles (fuente)

Fitohormonas: Sustancias controladoras de los diferentes procesos fisiológicos de las plantas, en la actualidad se conocen cinco grupos: auxinas, giberilinas, citoquininas etc. (Mesén, 2008)

Propagación por estacas: Tipo de reproducción asexual aplicado a vegetales mediante la cual se separa una parte de una planta madre, de la cual se obtiene una nueva planta idéntica al donante (Mesén, 2008).

Raíces: Órganos vegetales generalmente subterráneos carentes de hojas que crecen en dirección inversa al tallo, y cuyas funciones principales son la fijación de la planta (Mesén, 2008).

Reproducción asexual: Formación de un nuevo ser a partir de células distintas a las reproductivas (Mesén, 2008).

Sustrato: material sólido distinto del suelo, natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico que colocado en un contenedor, en forma pura o en mezcla, permite el anclaje del sistema radicular de la planta (Mesén, 2008). al suelo y la absorción de agua y sales minerales, que dará a un árbol de crecimiento normal (Mesén, 2008).

VIII. MATERIALES Y MÉTODOS

8.1. Lugar de ejecución

La investigación se realizó en el vivero forestal ubicado en el Centro de Investigaciones Jenaro Herrera (CIJH), estación experimental del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) desde el 1 de junio del 2010 hasta el 30 de agosto del 2010. El CIJH se encuentra a 2,5 km al este del poblado de Jenaro Herrera (4°55'S, 73°44'E), distrito de Jenaro Herrera, provincia de Requena, departamento de Loreto. La temperatura anual es de 26°C, con variaciones estacionales que se extienden entre 25,1°C (julio) y 26,5°C (diciembre). La precipitación anual es de 2724±171mm. Hay dos estaciones secas, la primera de junio a setiembre con precipitación de menos de 180mm por mes y una segunda estación menos pronunciada seca entre diciembre y marzo. La humedad relativa promedio es de 85,9%, con un valor menor (85,5%) entre los meses de julio a octubre; y un valor mayor (87,2 %) entre los meses de febrero y abril (SENHAMI, 2007) (Figura 18 del Anexo).

8.2. Materiales y equipo

Brotos de caoba, área acondicionada con 60% de sombra (malla sarán), sustratos (arena blanca, cascarilla de arroz carbonizada), cámaras de sub-irrigación, fitohormona AIB (diluida en alcohol de 96°, diferentes concentraciones), termohigrómetro digital, balanza analítica, abanico, fungicida Cupravit OB 21 (30 gr./10 litros de agua), tijeras podadoras, cajas térmicas para el transporte del material vegetal, papel periódico, agua o hielo según la necesidad, accesorios para la identificación de plantas (placas, rafias, pintura, etc.), cinta métrica, vernier, wincha, regla, libreta de campo, lapiceros, lápices, tableros, etc.

8.3. Método

8.3.1 Tipo y nivel de investigación.

El tipo de investigación es el experimental de nivel básico.

8.3.2 Población y muestra

La población estuvo conformada por la cantidad total de mini estaquillas de caoba obtenidas de un jardín clonal establecidas en el vivero forestal del CIJH. La muestra estuvo conformada por 640 estaquillas para el primer ensayo y 270 estaquillas para el segundo ensayo.

8.3.3 Diseño estadístico

Primer ensayo

Para este ensayo se empleó un diseño de bloques completamente al azar con arreglo en parcelas divididas, se usó un sustrato con dos sub-niveles (cascarilla carbonizada de arroz y arena blanca pura) y dosis de hormona AIB con tres sub-niveles (0, 1000, 3000, 5000ppm), considerando como testigo las plantas sin aplicación de hormona, formando 8 tratamientos, con 4 repeticiones; los tratamientos estarán conformados de la siguiente manera:

CLAVE	TRATAMIENTOS	DESCRIPCION DE LOS TRATAMIENTOS
t ₁	(x ₁ ₁ x ₂ ₁)	100% arena blanca + 0 ppm AIB
t ₂	(x ₁ ₁ x ₂ ₂)	100%arena blanca + 1000 ppm AIB
t ₃	(x ₁ ₁ x ₂ ₃)	100%arena blanca + 3000 ppm AIB
t ₄	(x ₁ ₁ x ₂ ₄)	100% arena blanca + 5000 ppm AIB
t ₅	(x ₁ ₂ x ₂ ₁)	100% cascarilla carbonizada de arroz + 0 ppm AIB
t ₆	(x ₁ ₂ x ₂ ₂)	100% cascarilla carbonizada de arroz + 1000 ppm AIB
t ₇	(x ₁ ₂ x ₂ ₃)	100% cascarilla carbonizada de arroz + 3000 ppm AIB
t ₈	(x ₁ ₂ x ₂ ₄)	100% cascarilla carbonizada de arroz + 5000 ppm AIB

El número total de unidades de observación fue 640, de las cuales 80 unidades son para cada tratamiento y 20 para cada repetición (Figura 16).

Segundo ensayo

Para este ensayo se empleó un diseño de bloques completamente al azar con un arreglo factorial de 3X3, con 9 tratamientos, 3 repeticiones por tratamiento y cada repetición con 10 estaquillas; los tratamientos estarán conformados de la siguiente manera:

CLAVE	TRATAMIENTOS	DESCRIPCION DE LOS TRATAMIENTOS
t ₁	X ₃ ₁ X ₄ ₁	área foliar 25 cm ² + apical
t ₂	X ₃ ₁ X ₄ ₂	área foliar 25 cm ² + media
t ₃	X ₃ ₁ X ₄ ₃	área foliar 25 cm ² + basal
t ₄	X ₃ ₂ X ₄ ₁	área foliar 50 cm ² + apical
t ₅	X ₃ ₂ X ₄ ₂	área foliar 50 cm ² + media
t ₆	X ₃ ₂ X ₄ ₃	área foliar 50 cm ² + basal
t ₇	X ₃ ₃ X ₄ ₁	área foliar 100 cm ² + apical
t ₈	X ₃ ₃ X ₄ ₂	área foliar 100 cm ² + media
t ₉	X ₃ ₃ X ₄ ₃	área foliar 100 cm ² + basal

El número total fue de 270 estaquillas, de las cuales 30 son para cada tratamiento y 10 para cada repetición (Figura 17).

Analisis estadísticos

▪ Primer Ensayo:

Se utilizó el modelo aditivo lineal utilizado es el siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu + R_k + X_{1,i} + I_{ik} + X_{2,j} + (X_1 X_2)_{ik} + e_{ijk}$$

Donde:

μ = Efecto debido a la media.

- R_k = Efecto debido a las repeticiones
 X_{1i} = Efecto debido a sustratos.
 I_{ik} = Efecto debido a la interacción de sustratos con bloques.
 X_{2j} = Efecto debido a las dosis de fitohormonas.
 $(X_1X_2)_{ij}$ = Efecto de la interacción entre sustratos y dosis de AIB.
 $E_{(ijk)}$ = Error experimental.

Análisis de varianza

FUENTE DE VARIABILIDAD	GRADOS DE LIBERTAD
Parcelas Grandes	$(X_1 * r) - 1 = (3 * 4) - 1 = 7$
Bloques	$(r - 1) = 4 - 1 = 3$
X_1	$(X_1 - 1) = 3 - 1 = 1$
Error x	$(r - 1)(x - 1) = (3)(2) = 3$
Sub. Parcelas	$(X_1 * r)(X_2 - 1) = (3 * 4)(5 - 1) = 24$
X_2	$(X_2 - 1) = 5 - 1 = 3$
$X_1 X_2$	$(X_1 - 1)(X_2 - 1) = 2 * 4 = 3$
Error X_2	$X_1(r - 1)(X_2 - 1) = 3(3)(4) = 18$
TOTAL	$(X_1 * X_2 * r) - 1 = 3 * 5 * 4 - 1 = 31$

Para el análisis estadístico se transformó los datos experimentales al $\text{arc Sen} \sqrt{x\%}$ porque están expresados en porcentaje para normalizar su distribución y poder analizar estadísticamente (Vanderlei, 1991); para comparar la significancia de los promedios de los tratamientos se utilizó la prueba de Tukey al 0,05 de nivel de significancia (Vanderlei, 1991); para la interpretación del coeficiente de variación, o para una mejor precisión experimental se tomó en cuenta la clasificación siguiente:

Valor del coeficiente de variación (%)	Precisión Experimental
> 10	óptimo
≥ 10 y > 15	Bueno
≥ 15 y > 20	Regular
> 30 %	Pésimo

▪ **Segundo ensayo:**

El modelo aditivo lineal utilizado es el siguiente:

$$y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + e_{ijk}$$

para $i = 1, \dots, a$, $j = 1, \dots, b$, $k = 1, \dots, n$

Donde:

μ = Efecto medio global.

N = Efecto de la i -ésima repetición (bloques).

α_j = Efecto incremental sobre la media causado por el nivel j -ésimo del factor A.

β_k = Efecto incremental sobre la media causado por el nivel k del factor B.

$(\alpha\beta)_{ij}$ = Efecto incremental sobre la media causado por la interacción del nivel i del factor A y el nivel j del factor B.

e_{ijk} = el término de error

Análisis de varianza

FUENTE DE VARIABILIDAD	GRADOS DE LIBERTAD
Repeticiones	$n - 1 = 3 - 1 = 2$
Tratamientos	$t - 1 = 9 - 1 = 8$
Factor X3	$X3 - 1 = 3 - 1 = 2$
Factor X4	$X4 - 1 = 3 - 1 = 2$
Factor X3 X4	$(X3 - 1)(X4 - 1) = 2 * 2 = 4$
Error	$((X3)(X4) - 1) (n - 1) = 9 * 2 = 18$
TOTAL	$(X3.X4.r - 1) = ((3 x 3 x 3) - 1) = 28$

Para el análisis estadístico se transformó los datos experimentales al $\text{arc.Sen}\sqrt{x\%}$ porque están expresados en porcentaje para normalizar su distribución y poder analizar estadísticamente, (Vanderlei, 1991); para comparar la significancia de los promedios de los tratamientos se utilizó la prueba de Tukey al 0,05 de nivel de significancia (Vanderlei, 1991); para la interpretación del coeficiente de variación,

o para una mejor precisión experimental se tomó en cuenta la clasificación siguiente:

Valor del coeficiente de variación (%)	Precisión Experimental
>10	Óptimo
≥ 10 y >15	Bueno
≥ 15 y > 20	Regular
> 30 %	Pésimo

Características del campo experimental

Acorde con los alcances brindados por Mesénet *al.* (1992) área de enraizamiento estuvo cubierta por una malla Raschell (60 %) de color negro a fin de disminuir la intensidad de luz y temperatura dentro del ambiente.

Dimensión de las cámaras de sub irrigación.

Largo	2.5 m
Ancho	1 m
Alto	1 m
Área total	2.5 m ²

Dimensionamiento de los Bloques y Parcelas

De los bloques	
Numero de bloques	4
Largo	100 cm
Ancho	82 cm
Área efectiva	82 cm ²
De las Parcelas	
Nº de parcelas	2
Nº de hileras / bloque	2
Distanciamiento entre plantas	9 cm
Distanciamiento entre hileras	7 cm

8.3.4 Procedimiento

a) Del material vegetativo

El material vegetativo que se utilizó en los ensayos se obtuvo de un jardín clonal establecido en el Centro de Investigaciones Jenaro Herrera para lograr la producción masiva de brotes juveniles.

b) De los sustratos

Cascarilla de arroz carbonizada

Se obtuvo el sustrato de los molinos ubicados en la localidad de Jenaro Herrera para luego ser llevado al centro de investigaciones para su debida esterilización. La cascarilla no requiere ser esterilizado ya que en la carbonización, se liberaron al sustrato de patógenos y semillas de malezas, y puede ser puesto en la cámara en forma directa. Se utilizó un horno de carbonizador artesanal para la desinfección del sustrato.

Arena blanca pura

Esta se colectó en sacos, se lavó, oreó, tamizó y finalmente se sometió a un proceso de desinfección, mediante hervido a presión (vapor de agua). La arena utilizada fue de granulometría media (0.2 a 1 mm) (Kopeky, 1936).

c) Del ácido indol 3 butírico

La hormona que se utilizó fue AIB puro y diluida en alcohol metílico de 96°, las concentraciones de AIB que se utilizó en el primer ensayo fue 0 ppm, 1000ppm, 3000ppm y 5000ppm. La aplicación a las mini estacas se realizó sumergiendo la base de las mismas por espacio de 4 segundos y luego ventiladas por 30 segundos.

d) De las cámaras de sub-irrigación

Llenado de las cámaras

Antes de realizar el llenado de los sustratos se realizó el llenado de la base de las mismas con agua hasta que esta quede a nivel del sustrato. El llenado de los sustratos se hizo con mucho cuidado, en el caso de arena se colocó una capa gravilla entre el agua y la capa de sustrato, para evitar que la arena caiga al fondo de la cámara. En el caso de la cascarilla no se colocó esta base.

Distribución espacial de tratamientos en la cámara

La distribución de los tratamientos dentro de la cámara fue de 10cm entre tratamiento, 7cm entre planta y 9 cm entre fila.

e) Instalación de los ensayos.

Del primer ensayo:

▪ Cosecha y traslado del material vegetativo

La cosecha y traslado de los brotes se realizó en horas de la mañana (7.00 am) para el mantenimiento de la turgencia en brotes y estacas a lo largo de todo el proceso, se cosecharon solamente los brotes sanos y vigorosos. El corte se hizo donde empieza la parte lignificada. Si es necesario, se puede hacer una poda preliminar de hojas en el campo.

▪ Dimensionamiento

Los brotes cosechados, fueron dimensionados en mini estaquillas de 3cm de longitud por 1 cm de ancho.

▪ Desinfección y oreado.

Las mini estaquillas fueron colocadas en fungicida Kupravit (30 gr en 10 Lts de agua) por 10 minutos y luego oreadas por 15 minutos.

- **Aplicación del ácido indol3 butírico (AIB)**

Se aplicaron las dosis ya mencionadas (0 ppm, 1000 ppm, 3000 ppm, 5000 ppm) en la base de las mini estaquillas.

- **Establecimiento de estaquilla en cámara**

Una vez ya aplicado las dosis se realizó el establecimiento de las estaquillas distribuidas cada una según las dosis de AIB que se le aplicó.

- **Riegos**

Los riegos se realizaron con el uso de un aspersor manual. Estos se realizaron tres veces al día en los horarios: 08:00, 12:00 y 15:00 respectivamente. En los días de alta temperatura (mayores a 33 °C) el riego fue más abundante y en los de baja temperatura (menores a 28 °C) el riego fue ligero.

Del segundo ensayo:

- **Cosecha y traslado del material vegetativo.**

La cosecha y traslado de los brotes se realizó en horas de la mañana (7:00 am) para el mantenimiento de la turgencia en brotes y estacas a lo largo de todo el proceso, se cosecharon solamente los brotes sanos y vigorosos. El corte se hizo donde empieza la parte lignificada. Si es necesario, se puede hacer una poda preliminar de hojas en el campo.

- **Cálculo del área foliar**

El cálculo del área foliar se realizó con el programa IMAGEJ, Para tal fin, se recolectaron muestras de hojas de caobas que se cortaron las medidas deseada, para el caso de la investigación se dejó $\frac{1}{2}$ foliolo, foliolo y $\frac{1}{2}$ y 2 foliolos. Asimismo se procedió a tomar las fotos, luego se almacenaron en formato GIF; este formato transforma las imágenes en blanco y negro. Luego

se utilizó el software de procesamiento de imágenes IMAGEJ con el fin de reducir el tiempo necesario para hacer mediciones de áreas foliares.

- **Selección de tipo de estaquilla**

La selección se realizó de la siguiente forma; de un brote se cortó en tres partes: apical es la que está más cerca al ápice; basal es la que está más cerca al tallo y la media que es en el centro de las dos antes mencionadas, de las cuales fueron dimensionadas en mini estaquillas de 3 cm de longitud por 1cm de ancho.

- **Desinfección y oreado**

Las mini estaquillas fueron colocadas en fungicida Cupravit (30gr en 10 l de agua) por 10 minutos y luego oreadas por 15 minutos.

- **Aplicación del ácido indol3 butírico (AIB)**

Como resultado del primer ensayo se aplicó la mejor dosis.

- **Establecimiento de estaquilla en cámara**

Una vez ya aplicado las dosis se realizó el establecimiento de las estaquillas distribuidas cada una según las dosis de AIB que se le aplicó.

- **Riegos**

Los riegos se realizaron con el uso de un aspersor manual. Estos se realizaron tres veces al día en los horarios: 08:00, 12:00 y 15:00.

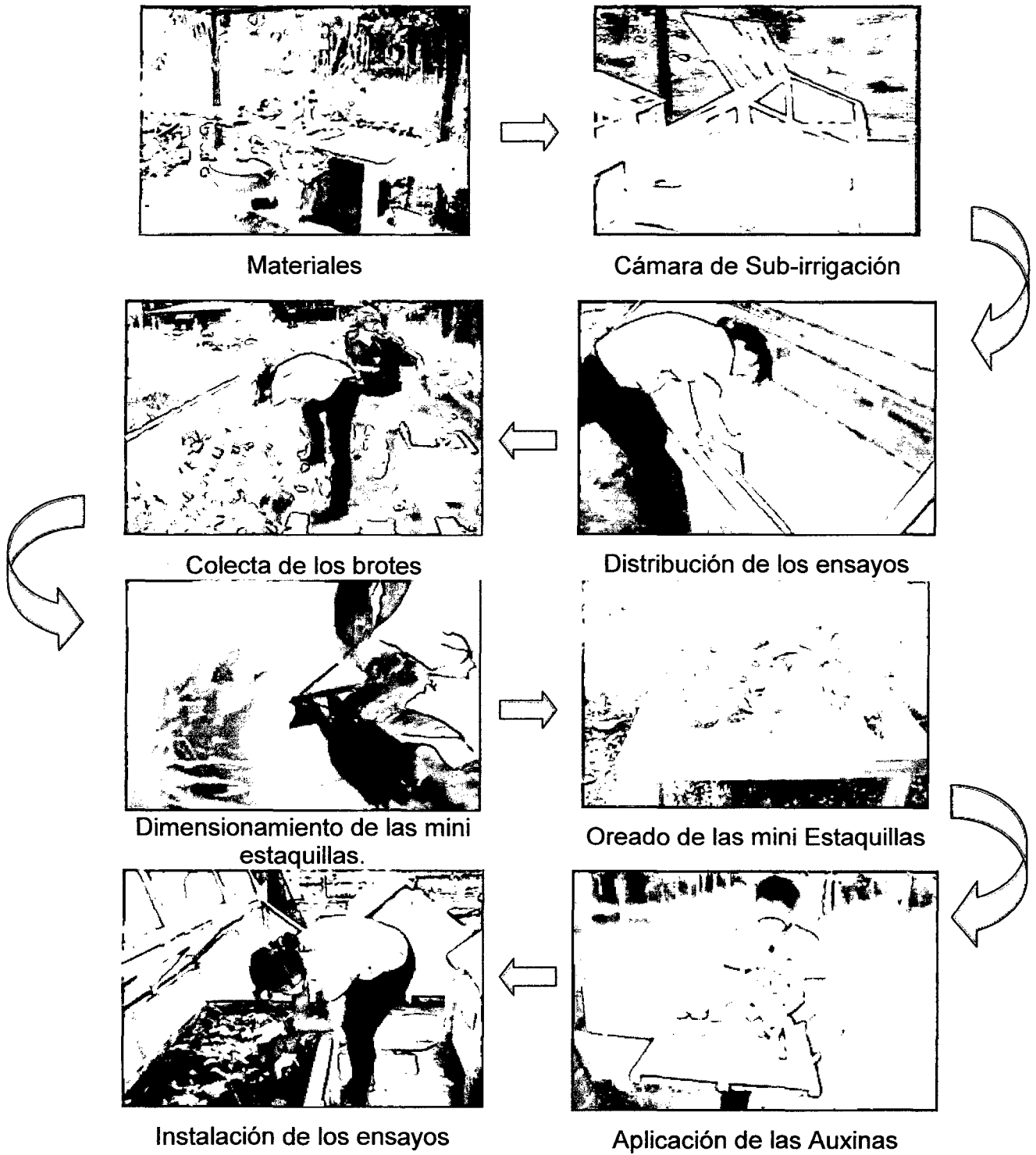


Figura 3. Flujograma de instalación de los ensayos

f) Evaluaciones**Primer ensayo:**

Este ensayo tuvo una duración de cuarenta días, Luego de la instalación, la primera evaluación a las estaquillas se realizó a los 15 días (02 semanas), en la cual se tomó datos de 20 estaquillas al azar de cada tratamiento. La siguiente evaluación se realizó a los 30 días, en la cual se usaron 20 estaquillas al azar de cada tratamiento y la evaluación final se realizó a las 7 semanas (40 días), en la cual se tomaron las 40 estaquillas restantes, dando como resultado las 80 estaquillas evaluadas. En las evaluaciones se observó:

Callos: Se consideró como callo a los abultamientos, cicatrices y escoriaciones a lo largo del tallo de las estaquillas.

Formación de raíces: Se consideró como tales los brotes radicales que alcancen un tamaño mayor de 3 mm (Ver figura 19 del Anexo)

Estaquilla sobreviviente: Aquella que al finalizar los ensayos presente tenga un desarrollo normal y se encuentre sana.

En las estaquillas con formación de callos, raíces se desarrolló la medición de los mismos, para lo cual se utilizó vernier y regla milimétrica, el porcentaje de enraizamiento se obtuvo de la cantidad de plantas enraizadas respecto a la cantidad de plantas instaladas por tratamientos y de las mismas formas las demás variables de estudios, Los datos obtenidos se registraron en las libretas de campo y posteriormente digitalizados en la base de datos en la computadora.

Segundo ensayo:

Este ensayo tuvo una duración de cuarenta días. Luego de la instalación, la primera evaluación a las estaquillas se realizó a los 15 días (02 semanas), en la

cual se tomó datos de 6 estaquillas al azar de cada tratamiento. La siguiente evaluación se realizó los 30 días en la cual se tomó datos de 6 estaquillas al azar de cada tratamiento y la evaluación final se realizó las 7 semanas (40 días) en la cual se tomaron las 18 estaquillas restantes de cada tratamiento. En las evaluaciones se observó:

Formación de raíces: Se consideró como tales los brotes radicales que alcancen un tamaño mayor de 3mm (Ver figura 19 del Anexo)

Callo: Se consideró como callo a los abultamientos, cicatrices y escoriaciones a lo largo del tallo de las estaquillas.

Estaquilla sobreviviente: Aquella que al finalizar los ensayos presente tenga un desarrollo normal y se encuentre sana.

En las estaquillas con formación de callos, raíces se desarrolló la medición de los mismos, para lo cual se utilizó vernier y regla milimétrica, el porcentaje de enraizamiento se obtuvo de la cantidad de plantas enraizadas respecto a la cantidad de plantas instaladas por tratamientos y de las mismas formas las demás variables de estudios, Los datos obtenidos se registraron en las libretas de campo y posteriormente digitalizados en la base de datos en la computadora.

IX. RESULTADOS

9.1. Influencia de sustratos y dosis hormonal de AIB en la formación de callos, raíces y sobrevivencia de estaquillas de *S. macrophylla*

El porcentaje promedio de formación de callos fue mayor usando el sustrato de cascarilla carbonizada de arroz (74 %) y usando el sustrato de arena blanca pura fue el menor con 73% (figura4 y cuadro 6). Este porcentaje promedio de formación de callos usando ambos sustratos no difiere estadísticamente (ANVA, $F_c = 0,0002$, $F_{0,05} = 10,13$, $GL = 1$), por lo que se puede usar ambos sustratos indistintamente (cuadro 19). Por lo que se acepta la hipótesis que el sustrato compuesto por arena blanca, debidamente hervida para eliminar impurezas y el sustrato compuesto de cascarilla carbonizada de arroz, por su buen drenaje son apropiados para obtener similar porcentaje de formación de callos de estaquillas de caoba. Y su coeficiente de variación es de 8%.

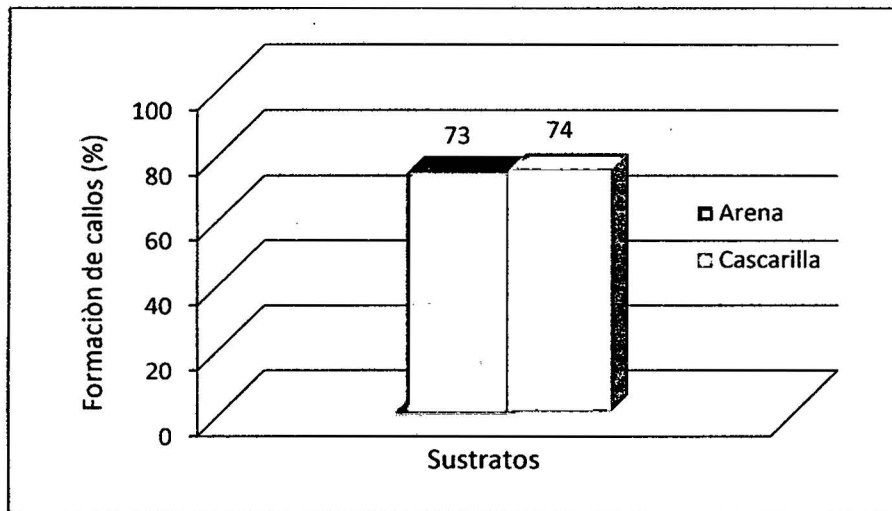


Figura 4. Porcentaje de formación de callo por sustrato

El porcentaje promedio de formación de callo fue mayor (83 %) usando 3000ppm de AIB, mientras que usando 1000 ppm de AIB se obtuvo 78% y en el testigo 74%;

el menor porcentaje de formación de callos de 60% se obtuvo usando 5000 ppm de AIB (figura 5 y cuadro 9).

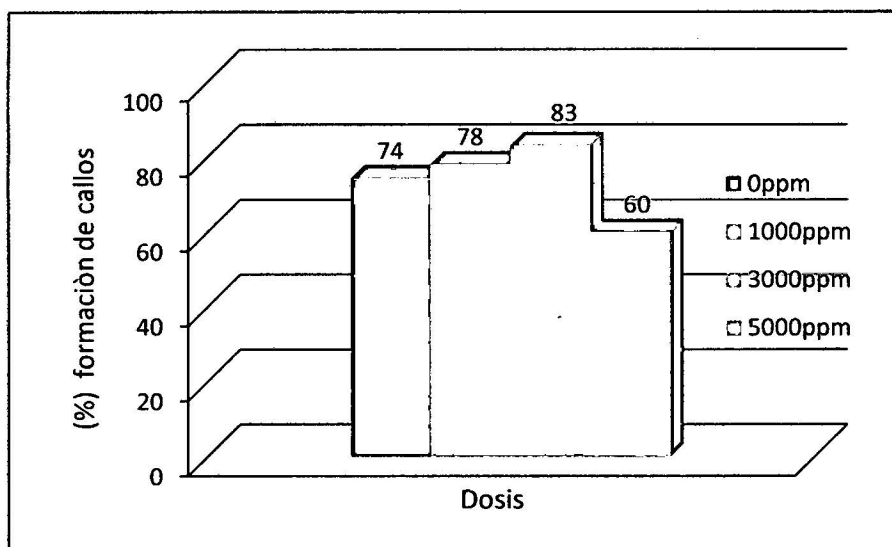


Figura 5. Porcentaje de formación de callo por dosis

En el ANVA se determina que los porcentajes promedio de la formación de callos de usando cuatro dosis hormonal de AIB (0, 1000, 3000 y 5000 ppm), son estadísticamente diferentes ($F_c = 5,9087$, $F_{0,05} = 3,16$, $GL = 3$; cuadro 19). El contraste con la prueba de Tukey al 5% de significancia demuestra que el porcentaje promedio de formación de callos usando 0, 1000 y 3000ppm son similares (cuadro 1). El promedio de formación de callos disminuye significativamente cuando se aumenta la dosis de hormona de AIB a 5000ppm (cuadro1). Por lo que se acepta parcialmente la hipótesis de que la aplicación de diferentes dosis de hormonas de AIB influenció positivamente en la formación de callos en las estaquillas de *S. macrophylla* incrementando sus valores; en vista de que al aplicar 5000ppm el porcentaje disminuyó. Con el ANVA también se comprobó que el sustrato y las dosis de hormona de AIB no interaccionan significativamente (cuadro 19).

Cuadro 1. Prueba de Tukey para el porcentaje promedio de formación de callos entre dosis de AIB.

Dosis ppm	Callo (%)	Media	Significancia
3000	83	9,12	A
1000	78	8,84	A
0	74	8,63	A
5000	60	7,75	B

El porcentaje promedio de formación de raíces de *S. macrophylla* fue mayor usando el sustrato de cascarilla carbonizada de arroz (72%) y usando el sustrato de arena blanca pura fue el menor con 60% (figura 6 y cuadro 7), a pesar de estar diferencias numéricas el porcentaje promedio de formación de raíces de caoba usando ambos sustratos no difiere estadísticamente ($ANVA_{F_c} = 6,9656$, $F_{0,05} = 10,13$; $GL = 1$), por lo que se puede usar ambos (cuadro 21). Por lo que se acepta la hipótesis que el sustrato compuesto por arena blanca, debidamente hervida para eliminar impurezas y el sustrato compuesto de cascarilla carbonizada de arroz, por su buen drenaje que tienen son apropiados para obtener similar porcentaje de formación de raíces de mini estaquillas de caoba. Con su coeficiente de variación de 10%.

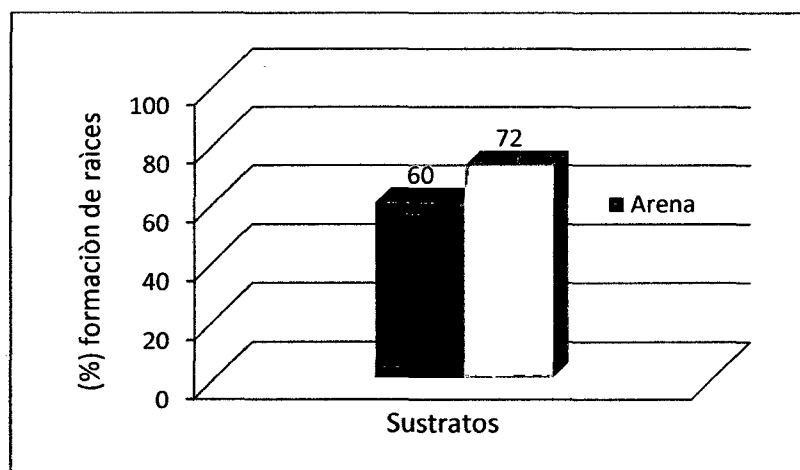


Figura 6. Porcentaje de formación de raíces por sustrato

Por otro lado el porcentaje promedio de formación de raíces de caoba usando 3000 ppm de AIB fue el mayor (81 %), usando 1000 ppm de AIB se obtuvo 69 %, en el testigo fue 62 % y usando 5000 ppm de AIB fue menor con 51 % (figura 7 y cuadro 21).

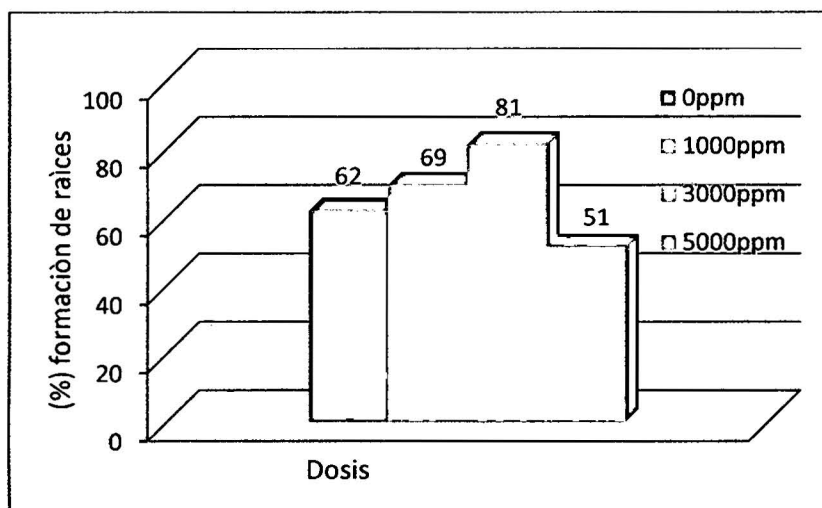


Figura 7. Porcentaje de formación de raíces por dosis

Los porcentajes promedio de la formación de raíces usando cuatro dosis hormonal de AIB (0, 1000, 3000 y 5000ppm), muestran diferencias estadísticas significativas (ANVA $F_c = 10,3132$, $F_{0.05} = 3,16$, $GL = 3$; cuadro 21). El contraste con la prueba de Tukey al 5% de significancia confirma que hay dos grupos de promedios diferentes; el primer grupo está constituido por el porcentaje promedio de formación de raíces usando 0, 1000 y 3000 ppm que son similares estadísticamente (cuadro 2), y el segundo grupo está constituido por el promedio de formación de raíces usando 0, 1000, 5000 ppm de AIB (cuadro 2). Por lo que se acepta parcialmente la hipótesis de que la aplicación de diferentes dosis de hormonas de AIB influenció positivamente en la formación de raíces de mini estaquillas de *S. macrophylla* incrementando sus valores presentes; en vista de

que al aplicar 5000ppm el porcentaje disminuyó. Su coeficiente de variación fue de 9%.

Con el análisis de variancia se comprobó que el sustrato y las dosis de hormona de AIB no interaccionan significativamente (cuadro 21).

Cuadro 2. Prueba de Tukey para la dosis de AIB sobre la formación de raíces.

Dosis ppm	Raíces (%)	Media	Significancia
3000	81	9,02	A
1000	69	8,33	Ab
0	62	7,87	Ab
5000	51	7,16	B

El porcentaje promedio de sobrevivencia de estaquillas de *S. macrophylla* fue ligeramente mayor usando el sustrato de cascarilla carbonizada de arroz (97%) y usando el sustrato de arena blanca pura fue menor con 95% (figura 8 y cuadro 8), pero en el ANVA se determinó que el porcentaje promedio de formación de raíces de *S. macrophylla* usando ambos sustratos no difiere estadísticamente ($F_c = 0,0463$; $F_{0,05} = 10,13$; $GL = 1$), por lo que se puede usar ambos sustratos (cuadro 23).

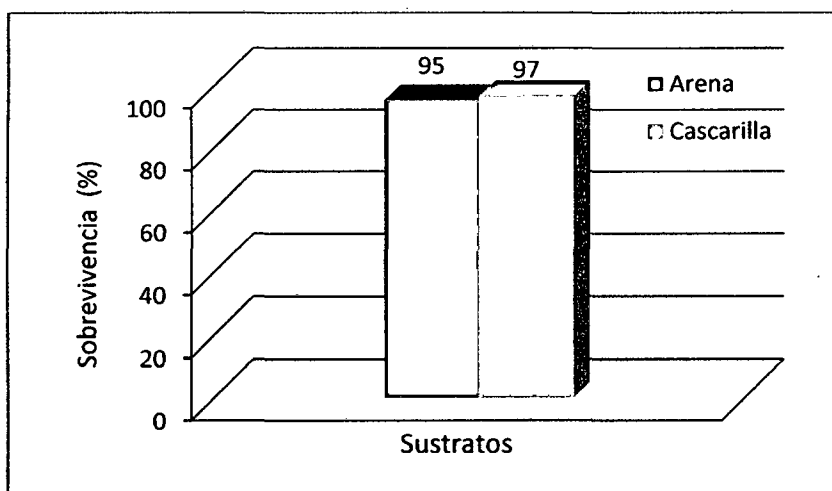


Figura 8. Porcentaje de sobrevivencia por sustrato.

Por lo que se acepta la hipótesis que el sustrato compuesto por arena blanca, debidamente hervida para eliminar impurezas y el sustrato compuesto de cascarilla carbonizada de arroz, por su buen drenaje que tienen son apropiados para obtener similar porcentaje de sobrevivencia de mini estaquillas de *S. macrophylla*. Su coeficiente de variación es de 2%.

En cuanto al porcentaje promedio de sobrevivencia de estaquillas de *S. macrophylla* el 100% de estaquillas sobrevivieron cuando no se aplicó AIB (0ppm), usando 3000 ppm de AIB se obtuvo 99%, usando 1000 ppm de AIB se obtuvo 97% y usando 5000 ppm de AIB la sobrevivencia fue menor con 88%. (Figura 9 y cuadro 11)

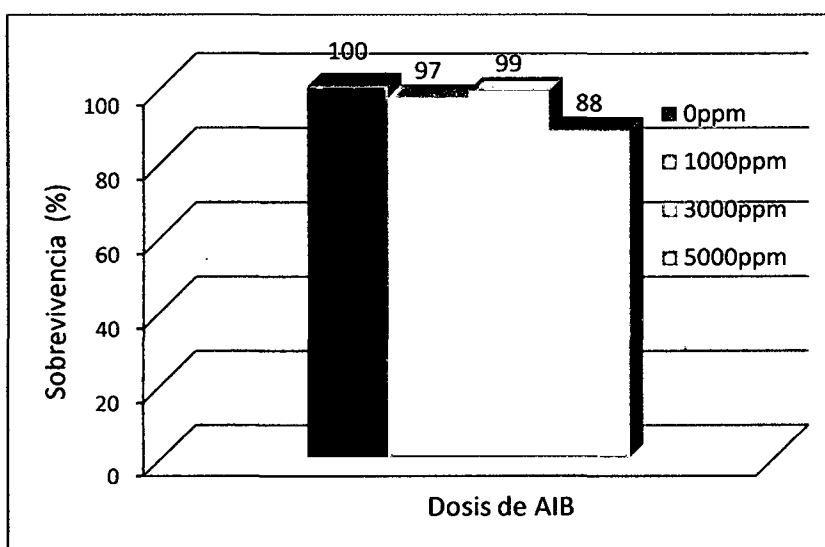


Figura 9. Porcentaje de sobrevivencia por dosis.

El porcentaje promedio de sobrevivencia de estaquillas de *S. macrophylla* usando las cuatro dosis de AIB muestran diferencias estadísticas significativas (ANVA $F_c=16,9056$, $F_{0.05}=3,16$, $GL=3$; cuadro 23). Con el contraste en la prueba de Tukey al 5% de significancia se encontró que el porcentaje promedio de sobrevivencia de estaquillas usando 0, 1000 y 3000 ppm son similares (cuadro 3), pero difieren

significativamente cuando se aumenta la dosis a 5000 ppm de AIB logrando sólo un 83% de sobrevivencia (cuadro 3). Por lo que se acepta parcialmente la hipótesis de que la aplicación de diferentes dosis de hormonas de AIB influenciará positivamente en la sobrevivencia de mini estaquillas de *S. macrophylla* incrementando sus valores presentes; en vista de que al aplicar 5000ppm el porcentaje disminuyó. Con su coeficiente de variación de 2%. Con el análisis de variancia también se comprobó que el sustrato y las dosis de hormona de AIB no interaccionan significativamente (cuadro 23).

Cuadro 3. Prueba de Tukey para la variable dosis de AIB sobre la sobrevivencia de las mini estaquillas.

Dosis ppm	Sobrevivencia (%)	Media	Significancia
3000	100	10,00	A
1000	99	9,94	A
0	97	9,85	A
5000	88	9,39	B

9.2 Influencia de tres tipos de estaquillas y tres áreas foliares en la formación de callos, raíces y sobrevivencia de estaquillas de *S. macrophylla*.

El porcentaje promedio de formación de callos de *S. macrophylla* usando estaquillas de la parte apical de la plántula de *S. macrophylla* fue mayor (74%), en estaquillas obtenidas de la parte media de la plántula de *S. macrophylla* su porcentaje de formación de callos fue 68% y en las estaquillas obtenidas de la base de la planta de *S. macrophylla* el porcentaje fue 69% (figura 10, cuadro 12). Pero el porcentaje promedio de la formación de callos a pesar de la diferencia numérica no son estadísticamente diferentes (cuadro 25). Con un coeficiente de variación de 12%. Por lo que se acepta parcialmente la hipótesis que las mini

estaquillas obtenidas de la parte apical, media y basal de la planta de *S. macrophylla* influenciará significativamente en la formación de callos de mini estaquillas.

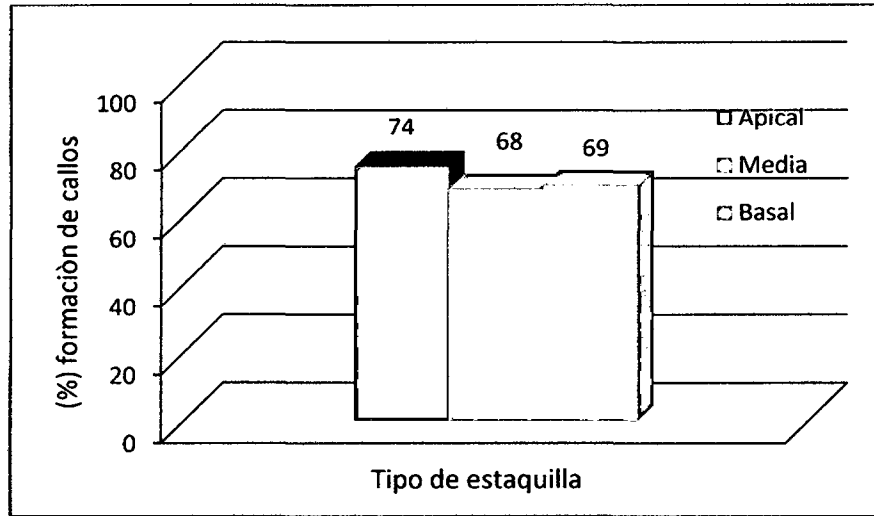


Figura 10. Porcentaje de formación de callo por tipo de estaquilla.

El porcentaje promedio de formación de callos aumenta al incrementarlas áreas foliares (figura 11); en estaquillas con 25cm² área foliar se tuvo 52% y en estaquillas con 50 cm² y 100cm² de área foliar se tuvieron 74% y 84% de formación de callos, respectivamente.

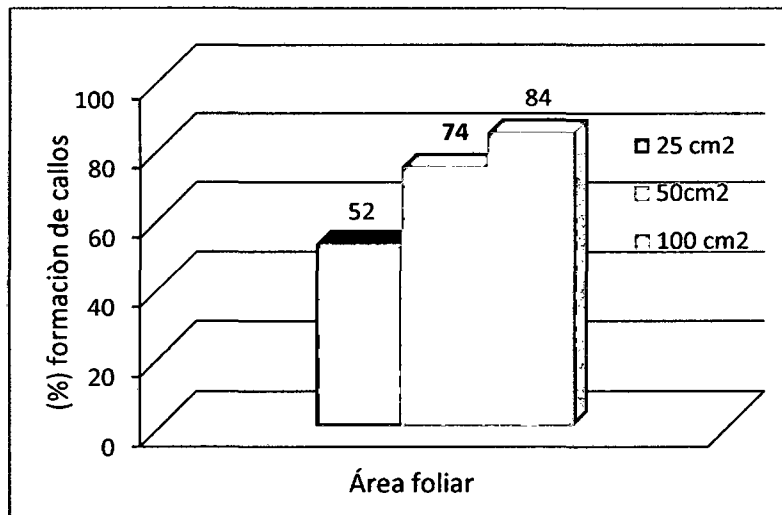


Figura 11. Porcentaje de formación de callo por área foliar.

El porcentaje promedio de formación de callos usando diferentes tamaños de hojas (área foliar) son estadísticamente diferentes (ANVA $F_c = 11,4221$, $F_{0,05} = 3,63$, GL = 2; cuadro 25), realizando el contraste en la prueba de Tukey al 5% de significancia se encontró que el porcentaje promedio de formación de callos en estaquillas con 50 y 100cm² de área foliar son similares (cuadro 4). Asimismo, cuando las estaquillas tienen 25 y 50cm² de área foliar el promedio de formación de callos son similares (cuadro 4) y el coeficiente de variación fue de 12%. Por lo que se acepta la hipótesis que una mayor área foliar en las estaquillas de *S. macrophylla* influenciará positivamente en la formación de callos de mini estaquillas.

En el ANVA del cuadro 25 se muestra que no existe interacción significativa en la interacción entre área foliar y tipo de estaquilla.

Cuadro 4. Prueba de Tukey para la variable de área foliar sobre la formación de callos.

Área foliar (cm ²)	Callos (%)	Media	Significancia
100	84	9,19	A
50	74	8,63	Ab
25	52	7,23	B

El porcentaje promedio de formación de raíces de usando estaquillas de la parte apical de la plántula de *S. macrophylla* fue mayor (73%), en estaquillas obtenidas de la parte media de la plántula de caoba el porcentaje fue 63% y en las estaquillas obtenidas de la base de la plántula de caoba fue 67%(figura 12 y cuadro 13). Pero la formación de raíces a pesar de la diferencia numérica, no son

estadísticamente diferentes (cuadro 27). Por lo que se acepta parcialmente la hipótesis que las mini estaquillas obtenidas de la parte apical, media y basal de la planta de caoba influenciará significativamente en la formación de raíces de mini estaquillas. Con su coeficiente de variación de 11%.

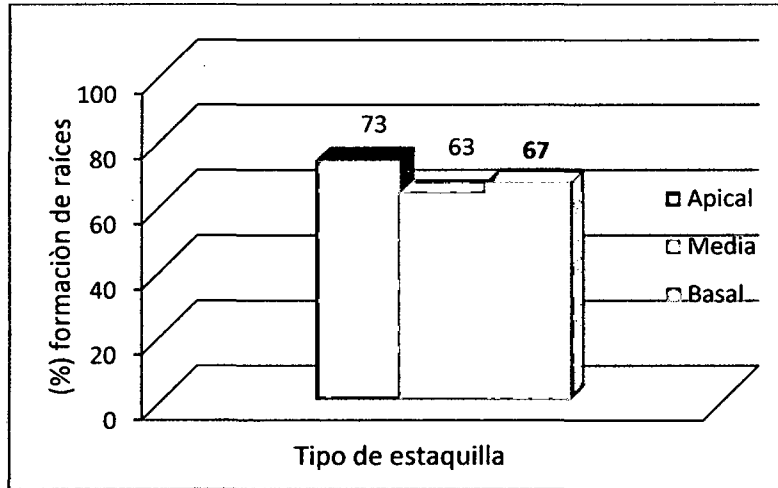


Figura 12. Porcentaje de formación de raíces por tipo de estaquilla.

El porcentaje promedio de formación de raíces aumenta con el incremento de las áreas foliares, estaquillas con 25 cm² de área foliar tuvieron 48% de formación de raíces y estaquillas con 50 cm² y 100 cm² de área foliar tuvieron 72% y 83 de formación de raíces (figura 13).

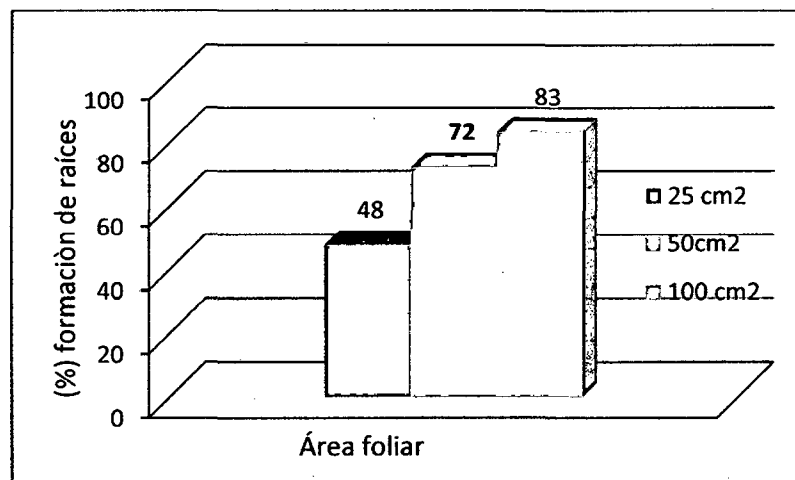


Figura 13. Porcentaje de formación de raíces por área foliar.

El porcentaje promedio de formación de raíces usando diferentes tamaños de hojas (área foliar) son estadísticamente diferentes (ANVA $F_c = 15,8910$, $F_{0,05} = 3,63$, $GL = 2$; cuadro 27), realizando el contraste en la prueba de Tukey al 5% de significancia se encontró que el porcentaje promedio de formación de raíces en hojas de 50 y 100cm² de área foliar son similares (cuadro 5). Asimismo cuando se emplean áreas foliares de 25 y 50cm² el promedio de formación de raíces son similares (cuadro 5), el coeficiente de variación fue de 11 %. Por lo que se acepta la hipótesis que una mayor área foliar en las estaquillas de caoba influenciará positivamente en la formación de raíces de mini estaquillas de caoba. En el ANVA del cuadro 27 se observa que no existe interacción significativa en la interacción entre área foliar y tipo de estaquilla.

Cuadro 5. Prueba de Tukey para la variable de área foliar sobre la formación de raíces.

Área foliar (cm ²)	Raíces (%)	Media	Significancia
100	83	9,13	A
50	72	8,50	Ab
25	48	6,92	B

El porcentaje promedio de sobrevivencia de estaquillas de *S. macrophylla* usando estaquillas de la parte media y basal de la plántula fueron mayores con un 94% en sobrevivencia y en las estaquillas obtenidas de la parte apical de la plántula fue 93%, (figura 14 y cuadro 14). El porcentaje de promedio de sobrevivencia no son estadísticamente diferentes (cuadro 29). Por lo que se acepta parcialmente la hipótesis que las mini estaquillas obtenidas de la parte apical, media y basal de la

planta de caoba influenciará significativamente en la sobrevivencia de mini estaquillas de caoba. Con su coeficiente de variación de 5%.

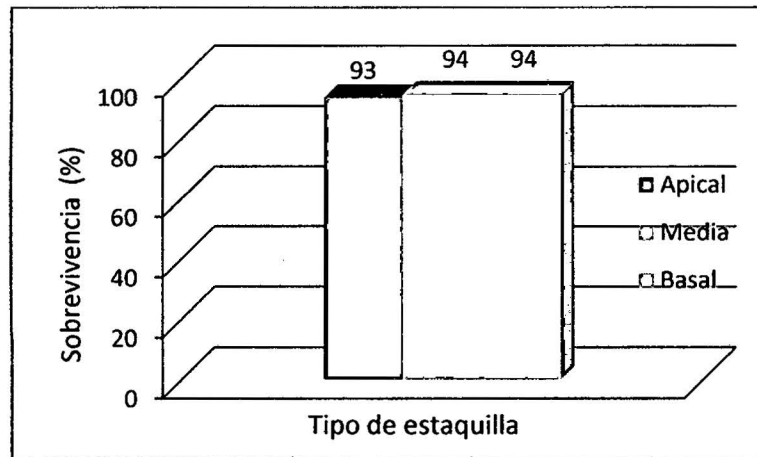


Figura 14. Porcentaje de sobrevivencia por tipo de estaquilla.

El porcentaje promedio de sobrevivencia de estaquillas de *S. macrophylla* aumenta con el incremento de áreas foliares, así estaquillas con 25 cm² área foliar tuvieron 88% de formación de raíces y estaquillas con 50cm² y 100cm² de área foliar tuvieron 96% y 99% de formación de raíces (figura 15).

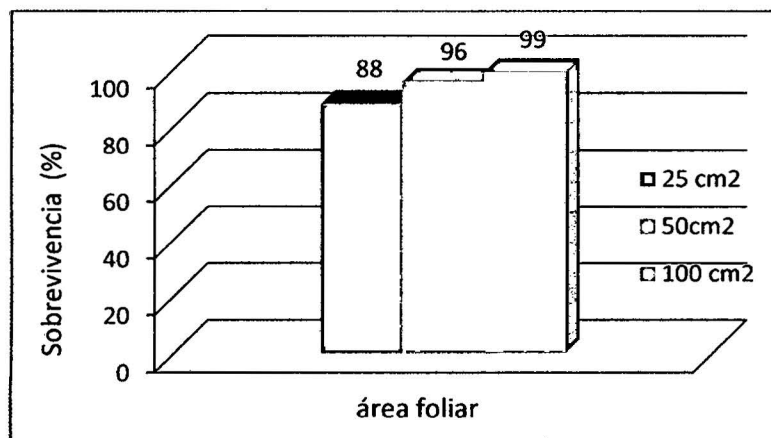


Figura 15. Porcentaje de sobrevivencia por área foliar.

Sin embargo el porcentaje promedio de sobrevivencia de estaquillas de *S. macrophylla* usando diferentes tamaños de hojas (área foliar) no son estadísticamente diferentes (ANVAF_c = 3,1173, F_{0.05} = 3,63, GL = 2; cuadro 29). Por

lo que no se procedió a realizar la prueba de Tukey y el coeficiente de variación fue de 5%. Por lo que se acepta parcialmente la hipótesis que una mayor área foliar en las estaquillas de caoba influenciará positivamente en la formación de raíces de mini estaquillas de *S. macrophylla*.

X. DISCUSION

Los porcentajes de formación de callos usando como sustrato cascarilla carbonizada de arroz y arena blanca pura variaron entre 73% y 74%(Figura 4); estos resultados son diferentes a los encontrados por Vásquez (2009), quien afirma que usando el sustrato de arena gruesa se puede esperar un porcentaje de 76%, en todo los porcentajes encontrados se asemejan al límite mínimo propuesto por este autor. La aplicación de la dosis 3000ppm de AIB utilizado en el experimento influyó significativamente en el porcentaje de formación de callos con un 83%(Figura5) que es 14% superior a los resultados encontrados por Vásquez (2009); quien afirma que la dosis 1000ppm de AIB proporciona mejor comportamiento en la formación de callos con un 69%.

La formación de raíces en mini estaquillas *S. macrophylla* usando los sustratos de cascarilla carbonizada de arroz y arena blanca varió entre 60% y 72%. Estos resultados son comparativamente menores que los encontrados por Leakey, (1992), Mesén *et al.* (1992) y Newton (1992); quienes afirmaron que mediante el uso de los propagadores de sub-irrigación se pueden esperar porcentajes de enraizamientos entre 70 y 100% para las especies forestales.

La sobrevivencia de mini estaquillas presentó mejores resultados usando el sustrato de cascarilla carbonizada de arroz y arena blanca variando de un 95% y 97%, estos resultados son similares a los encontrados por Vásquez (2009); quien sostiene que usando el sustrato de arena blanca se puede obtener un porcentaje de sobrevivencia del 95%.La sobrevivencia de las mini estaquillas presentó un mejor porcentaje 100% sin la aplicación de hormonas, muy superior a lo

encontrado por Vásquez (2009); quien afirma que la dosis 1000ppm de AIB proporciona una mayor sobrevivencia de estaquillas con un 88%.

La formación de callos en la mini estaquillas de *S. macrophylla* usando el tipo de estaquilla apical fue el que alcanzó un mejor porcentaje con un 74%; muy parecidos a los resultados encontrados por Vásquez (2009), quien afirma que la estaquilla de la porción apical es la que presentó un mayor porcentaje de formación de callos (43%). Se presentó mayor porcentaje de callos con áreas foliares de 100cm² con 84%, este valor es casi el doble a lo encontrado por Vásquez (2009); quien afirma que 50 cm² de área foliar presentó mayor porcentaje de formación de callos con un 48%.

La formación de raíces en mini estaquillas de *S. macrophylla* usando el tipo de estaquilla apical alcanzó un mayor porcentaje con un 73%; que difiere en 30 % a los resultados encontrados por Vásquez (2009), quien afirma que la estaquilla de la porción apical es la que presentó un mayor porcentaje de formación de raíces (43%). La formación de raíces se incrementa con áreas foliares de 100 cm² con un 83 %, muy similares a lo encontrado por CATIE (1997); quienes afirman que para la mayoría de las especies se obtienen buenos resultados con áreas foliares de 10 a 50cm² y en el caso de *S. macrophylla* se podrían requerir mayores áreas foliares.

La sobrevivencia de mini estaquillas usando el tipo de estaquilla apical y basal fueron los que alcanzaron un mayor porcentaje 74%; este resultado es superior en 33% a los resultados encontrados por Vásquez (2009), quien afirma que la estaquilla de la porción basal es la que presentó un mayor porcentaje de sobrevivencia (41%). La sobrevivencia de mini estaquillas se incrementa con áreas

foliares de 100 cm² con 99 %, muy similares a lo encontrado por Vásquez (2009); quien afirma que 50cm² de área foliar presentó un mayor porcentaje de sobrevivencia con un 96%.

XI. CONCLUSIONES

1. La propagación vegetativa de *S. macrophylla* con mini estaquillas en cámaras de sub irrigación fue exitosa, ya que presentó buenos resultados en la formación de callos, raíces y sobrevivencia de las mismas.
2. El mejor resultado se obtuvo con el sustrato de cascarilla carbonizada de arroz y con una dosis de 3000 ppm AIB.
3. Se presentaron mejores resultados usando el tipo de estaquilla apical con 3cm de longitud y de igual forma al incrementarse el área foliar a 100cm².

XII. RECOMENDACIONES

1. Es recomendable el uso de cascarilla de arroz carbonizada o arena blanca como sustrato.
2. Es recomendable usar la dosis 3000ppm de AIB disuelta en alcohol metílico de 96°ya que alcanza mayores porcentajes de formación de callos, raíces y sobrevivencia.
3. Usar estaquillas con la hoja entera pues asegura una mayor formación de callos, raíces y sobrevivencia de las estaquillas.
4. Se recomienda usar estaquillas extraídas de la parte apical, media o basal de la plántula de *S. macrophylla*, pues no difieren significativamente en la formación de callos, raíces y sobrevivencia.

XIII. BIBLIOGRAFIA

- AROSTEGUI A. y DIAZ M. 1992. Propagación de especies forestales nativas promisorias en Jenaro Herrera. Instituto de investigaciones de la Amazonía Peruana, Centro de Investigaciones de Jenaro Herrera. Iquitos, Perú.
- BADILLA, Y. y MURILLO O. 2005. Enraizamiento de estacas de especies forestales. *Kurú Revista forestal* 2(6): 6 p.
- CALDERÓN A. 2005. Sustratos agrícolas. Fondo de fomento al desarrollo científico y tecnológico (proyecto FONDEF), Facultad de Ciencias. Agronómicas, Universidad de Chile. La Pintana, Chile. 4 p.
- CALDERON, F. 2002. La cascarilla de arroz "caolinizada"; una alternativa para mejorar la retención de humedad como sustrato para cultivos hidropónicos. http://www.drcalderonlabs.com/Investigaciones/Cascarilla_Caolinizada/La_Cascarilla_Caolinizada.htm
- CENTRO AGRONÓMICO TROPICAL DE INVESTIGACION Y ENSEÑANZA – CATIE. 1997. Nota técnica sobre manejo de semillas forestales. *Swieteniamacrophylla* King. Costa Rica, Proyecto Semillas Forestales (PROSEFOR), No. 21. 2 p.
- CENTRO TÉCNICO DE EVALUACIÓN FORESTAL. 1973. Estudio de la estructura anatómica y características dimensionales de 50 especies forestales del Petén. Ministerio de Agricultura. Guatemala. 84 p.
- DIAZ, R.; SALAZAR, R. y MESEN, F. 1992. Enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. (cedro). Revista Silvoenergía, Centro Agronómico Tropical para la Investigación y Enseñanza (CATIE) N° 51, Junio 1992. Turrialba, Costa Rica.

- GUTIERREZ A.; MESÉN, F. y VILLALOBOS, R. 2004. Propagación del burío (*Heliocarpus appendiculatus*) un recurso no maderable del bosque tropical, útil para el procesamiento de dulce y azúcar orgánicos. Centro Agronómico Tropical para la Investigación y Enseñanza (CATIE). Costa Rica.
- 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. 11- 20 p.
- MESÉN F.; LEAKEY R. y NEWTON A. 1992. Hacia el desarrollo de técnicas de silvicultura clonal para el pequeño finquero. Centro Agronómico Tropical para la Investigación y Enseñanza (CATIE). Boletín Informativo Sobre Recursos Naturales Renovables El Chasqui N° 28. Costa Rica. 06 – 18 pp.
- REYES J.; ALDRETE A.; CETINA V. y LOPEZ J. 2005. Producción de plántulas de *Pinuspseudostrobus* var. *Apulencis* en sustratos a base de aserrín. *Revista Chapingo* 11(2):105-110.
- RIVERO, G.; GUERRERO R. y RAMIREZ, M. 2005. Enraizamiento de estacas de semeruco (*Malpighia glabra* L.). Universidad de Zulia. Facultad de Agronomía, Departamento de Botánica. Maracaibo, Revista de la Facultad de Agronomía Vol. 22 (1) 6 p.
- ROJAS, G. y RAMIREZ, H. 1993. Control hormonal del desarrollo de las plantas. Segunda edición. LIMUSA. Grupo Noriega Editores. México. 263 p.
- SANTELICES R. 2005. Efecto del árbol madre sobre la rizogénesis de *Nothofagusalessandrii*. *Revista el Bosque* 26(3):133-136.
- SOUDRE M.; DEL CASTILLO D. y MESÉN F. 2008. Curso: Bases técnicas para la propagación vegetativa de árboles tropicales mediante enraizamiento de

- estaquillas. Bases de mejoramiento genético aplicables a la propagación vegetativa. Pucallpa, Perú. 7p
- TARNOWSKI, C. 2005. Silvicultura intensiva y desarrollo sustentable con especies valiosas en el noroeste argentino. Proyecto propagación agámica de especies forestales de alto valor. Estación Experimental de Cultivos Tropicales Yuto. Jujuy, Argentina. 11 p.
- TARNOWSKI, C. 2005. Propagación agámica de especies forestales de alto valor. INTA-Estación Experimental de Cultivos Tropicales Yuto Centro Regional Salta-Jujuy Argentina.
<http://www.inta.gov.ar/yuto/info/documentos/forestales/especiesvaliosas.pdf>
- VASQUEZ, A. 2009. Propagación vegetativa de *Swieteniamacrophylla* mediante enraizamiento de estaquillas juveniles en cámaras de sub-irrigación, en Pucallpa- Perú.
- VÁSQUEZ, C.; GUTIÉRREZ, A. y ÁLVAREZ, J. 2006. Propagación por estacas juveniles del balsa blanco (*Heliocarpusamericanus* L. Sin. *H. popayanensis*) utilizando propagadores de sub-irrigación. Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Medellín. 59(2):3479-3498.
- VERDUGO R. 2005. Evaluación técnica y económica de la cascarilla de arroz como sustrato para la producción de almácigos de hortalizas. Universidad de Talca, Facultad de Agronomía. Talca, Chile. 51 p.
- ZANONI-MENDIBURU, C. 1975. Enraizamiento de estacas de ocho especies forestales utilizando estimuladores para germinación de raíces. Editorial Turrialba. Universidad de Costa Rica. Costa Rica.
- IMPACTO DEL ESTRÉS HÍDRICO Y LA TEMPERATURA ALTA SOBRE PLANTAS CULTIVADAS: EL CASO DEL MAÍZ (*ZEAMAYS* L.) EN

TAMAULIPAS. ENERO 2009. TAMAULIPAS
MEXICO.[http://www.turevista.uat.edu.mx/Volumen%203%20numero%203/
hidrico-alta.htm](http://www.turevista.uat.edu.mx/Volumen%203%20numero%203/hidrico-alta.htm).

ANEXO

ANEXO

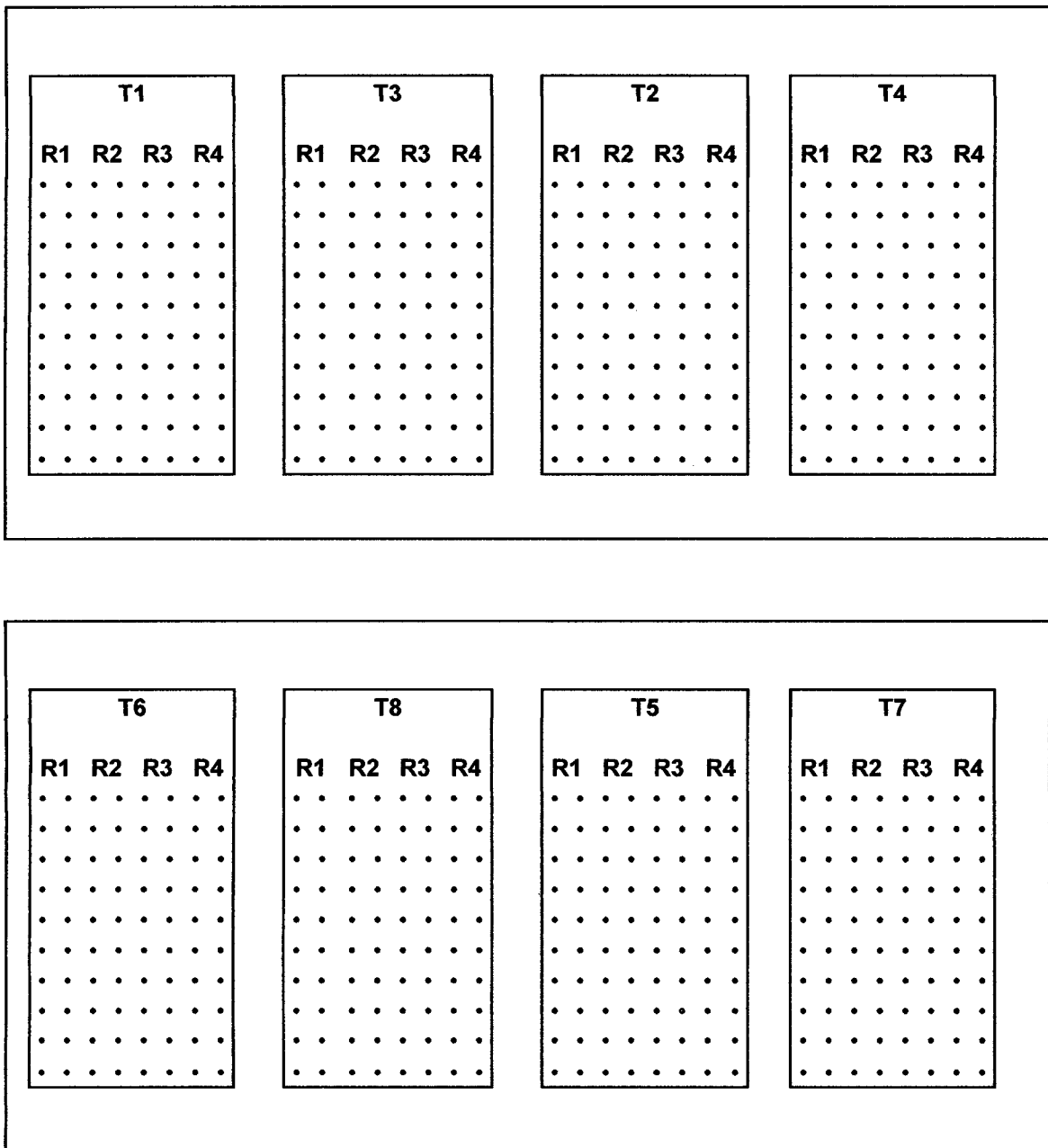


Figura 16. Croquis de distribución de tratamientos ensayo 1 (con las mini estaquillas elegidas para el monitoreo de el enraizamiento)

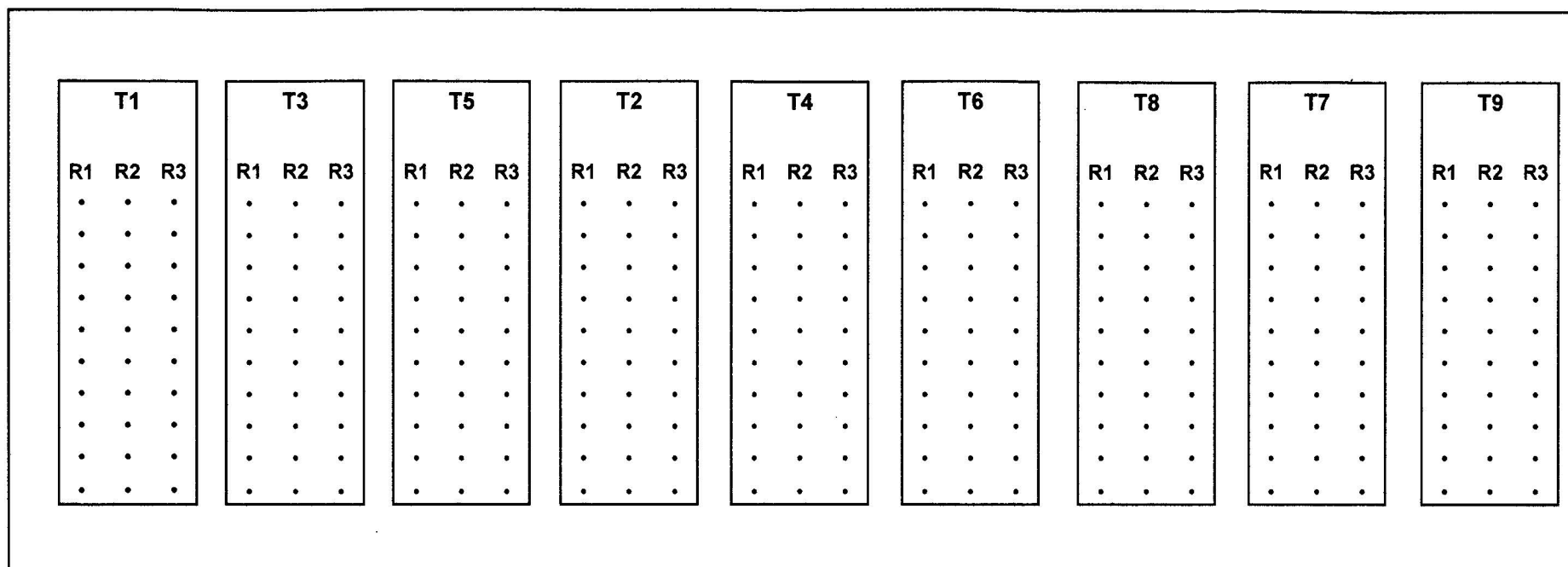


Figura 17. Croquis de distribución de tratamientos ensayo 2 (con las estaquillas elegidas para el monitoreo de el enraizamiento)

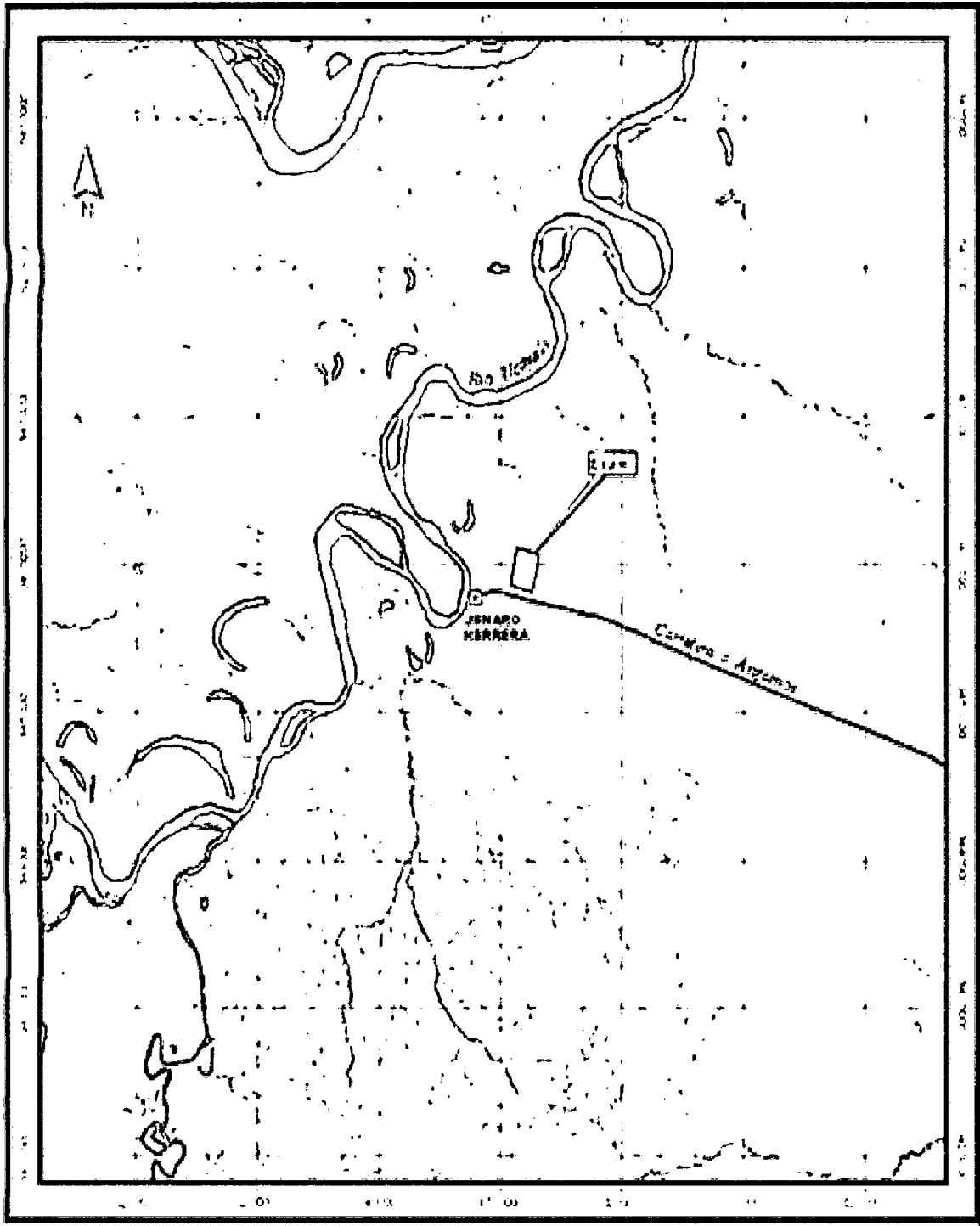


Figura 18. Ubicación de la zona de estudio.

Cuadro 6. Promedio de callos en porcentaje por sustrato.

Sustrato	Callo (%)
Arena	73
Cascarilla	74

Cuadro 7. Promedio de raíces en porcentaje por sustrato

Sustrato	Raíces (%)
Arena	60
Cascarilla	72

Cuadro 8. Promedio de sobrevivencia en porcentaje por sustrato.

Sustrato	Sobrevivencia (%)
Arena	95
Cascarilla	97

Cuadro 9. Promedio de callos en porcentaje por dosis.

Dosis ppm	Callo (%)
0	74
1000	78
3000	83
5000	60

Cuadro 10. Promedio de raíces en porcentaje por dosis

Dosis ppm	Raíces (%)
0	62
1000	69
3000	81
5000	51
CV	8,61

Cuadro 11. Promedio de sobrevivencia en porcentaje por dosis.

Dosis ppm	Sobrevivencia (%)
0	100
1000	97
3000	99
5000	88

Cuadro 12. Promedio de callos en porcentaje por tipo de estaquillas.

Tipo de Estaquilla	Callos (%)
Apical	74
Media	68
Basal	69

Cuadro 13. Promedio de raíces en porcentaje por tipo de estaquilla.

Tipo de Estaquilla	Raíces (%)
Apical	73
Media	63
Basal	67

Cuadro 14. Promedio de sobrevivencia en porcentaje por tipo de estaquilla.

Tipo de Estaquilla	\bar{x} de sobrevivencia (%)
Apical	93
Media	94
Basal	94

Cuadro 15. Promedio de callos en porcentaje por área foliar.

Área foliar (cm ²)	\bar{x} de callos (%)
25	52
50	74
100	84

Cuadro 16. Promedio de raíces en porcentaje por área foliar

Área foliar (cm ²)	\bar{x} de raíces (%)
25	48
50	72
100	83

Cuadro 17. Promedio de sobrevivencia en porcentaje por área foliar.

Área foliar (cm ²)	\bar{x} de sobrevivencia (%)
25	88
50	96
100	100

Cuadro 18.Datos de formación de callos transformados al arcsen.

		Total de Callos en %				Total tratamientos
Factor a	Factor b	Repeticiones				
		I	II	III	IV	
Arena	0 ppm	8,663	8,663	9,222	8,370	34.918
	1000 ppm	8,370	8,663	8,370	8,947	34.349
	3000 ppm	8,065	8,947	8,663	9,222	34.898
	5000 ppm	7,420	8,947	8,663	7,749	32.779
Total de parcelas		32.518	35,220	34,918	34,288	
Cascarilla	0 ppm	9,222	8,947	8,065	7,749	33.984
	1000 ppm	10,002	9,749	8,663	7,749	36.164
	3000 ppm	9,749	9,489	9,222	9,489	37.951
	5000 ppm	6,329	6,329	8,065	8,065	28.788
Total de parcelas		35.303	34,514	34,016	33,053	
Total de Repeticiones		67.820	69,735	68,934	67,341	273,831

Cuadro 19.Análisis de variancia (ANVA) para la formación de callos.

		% de callos					Significancia
Fuentes de Variación		GL	SC	CM	F	F(0.05)	
Parcelas Principales	Repeticiones	3	0,4388	0,1463	0,3314	9,28	NS
	Sustratos	1	0,0001	0,0001	0,0002	10,13	NS
	Error a	3	1,3240	0,4413			
Parcelas		7	1,7630				
Sub parcelas	Dosis	3	8,8985	2,9662	5,9087	3,16	S
	Sustratos/dosis interacción	3	3,6768	1,2256	2,4414	3,16	NS
	Error b	18	9,0360	0,5020			
Total		31	23,3743				

Cuadro 20.Datos de Formación de raíces transformados al arc sen.

		Total de enraizamiento en %				Total tratamientos
Factor a	Factor b	Repeticiones				
		I	II	III	IV	
Arena	0 ppm	7,42	8,37	7,42	7,07	30,28
	1000 ppm	7,42	8,06	7,07	7,75	30,31
	3000 ppm	8,05	8,95	8,37	8,95	34,33
	5000 ppm	5,92	7,075	7,75	7,42	28,16
Total de parcelas		28.82	32,46	30,61	31,19	
Cascarilla	0 ppm	8,66	8,37	8,06	7,42	32,52
	1000 ppm	10,00	9,49	8,66	7,75	35,90
	3000 ppm	9,75	9,22	9,22	9,49	37,68
	5000 ppm	6,33	6,33	8,06	8,06	28,79
Total de parcelas		34.74	33,41	34,02	32,72	
Total de Repeticiones		63.57	65,87	64,63	63,91	257,98

Cuadro 21.Análisis de variancia (ANVA) para la formación de raíces.

		% de Enraizamiento					
Fuentes de Variación		GL	SC	CM	F	F(0.05)	Significancia
Parcelas Principales	Repeticiones	3	0,3869	0,1290	0,2062	9,28	NS
	Sustratos	1	4,3573	4,3573	6,9656	10,13	NS
	Error a	3	1,8766	0,6255			
Parcelas		7	6,6209				
Sub parcelas	Dosis	3	14,9048	4,9683	10,3132	3,16	S
	Sustratos/dosis interacción	3	1,6356	0,5452	1,1317	3,16	NS
	Error b	18	8,6713	0,4817			
Total		31	31,8326				

Cuadro 22.Datos de sobrevivencia transformados al arc sen

Total de sobrevivencia en %						Total tratamientos
Factor a	Factor b	Repeticiones				
		I	II	III	IV	
Arena	0 ppm	10,00	10,00	10,00	10,00	40,01
	1000 ppm	10,00	9,49	9,49	10,00	38,98
	3000 ppm	9,75	9,75	10,00	10,00	39,50
	5000 ppm	8,95	9,75	9,49	9,49	37,67
Total de parcelas		38,70	38,99	38,98	39,50	
Cascarilla	0 ppm	10,00	10,00	10,00	10,00	40,01
	1000 ppm	10,00	10,00	10,00	9,75	39,76
	3000 ppm	10,00	10,00	10,00	10,00	40,01
	5000 ppm	9,49	9,49	9,22	9,22	37,42
Total de parcelas		39,50	39,50	39,23	38,98	
Total de Repeticiones		78,198	78,488	78,21	78,47	313,37

Cuadro 23.Análisis de variancia (ANVA) para la sobrevivencia de las mini estaquillas.

% de sobrevivencia							
Fuentes de Variación		GL	SC	CM	F	F(0.05)	Significancia
Parcelas Principales	Repeticiones	3	0,0095	0,0032	0,0790	9,28	NS
	Sustratos	1	0,0330	0,0330	0,0463	10,13	NS
	Error a	3	0,1196	0,0399			
Parcelas		7	0,1620				
Sub parcelas	Dosis	3	1,8582	0,6194	16,9056	3,16	S
	Sustratos/dosis interacción	3	0,0817	0,0272	0,7430	3,16	NS
	Error b	18	0,6595	0,0366			
Total		31	2,7614				

Cuadro 24. Datos de formación de callos transformados al arcsen.

Tratamiento X3.X4	Repeticiones			Total de tratamiento
	I	II	III	
25% de área foliar + Apical	8,370	7,749	8,370	24,488
25% de área foliar + Media	7,075	7,075	3,170	17,319
25% de área foliar + Basal	7,075	8,370	6,329	21,773
50% de área foliar + Apical	8,947	10,002	8,370	27,319
50% de área foliar + Media	9,489	7,749	9,489	26,728
50% de área foliar + Basal	7,749	8,370	7,075	23,193
100% de área foliar + Apical	8,370	9,489	7,749	25,608
100% de área foliar + Media	10,002	9,489	8,370	27,862
100% de área foliar + Basal	9,489	9,489	10,002	28,981
Total de Repeticiones	76,566	77,783	68,923	223,272

Cuadro 25. Análisis de variancia sobre la Formación de callos

% de callo						
Fuentes de Variación	GL	SC	CM	F	F(0.05)	Significancia
Área foliar (X3)	2	21,1059	10,5529	11,4221	3,63	S
Tipo de Estaquilla (X4)	2	1,7225	0,8613	0,9322	3,63	NS
Interacción (X3. X4)	4	12,2971	1,5371	1,6638	3,01	NS
Tratamientos X3X4	8	35,1255				
Repeticiones	2	5,1256	2,5628	2,7739	3,63	NS
Error	16	14,7824	0,9239			
Total	26	55,0336				

Cuadro 26. Datos de formación de raíces transformados al arcsen.

Tratamiento X3.X4	Repeticiones			Total de tratamiento
	I	II	III	
25% de área foliar + Apical	7,749	7,749	8,370	23,868
25% de área foliar + Media	6,329	7,075	3,170	16,573
25% de área foliar + Basal	7,075	7,075	6,329	20,478
50% de área foliar + Apical	8,947	10,002	8,370	27,319
50% de área foliar + Media	8,370	7,749	9,489	25,608
50% de área foliar + Basal	7,749	8,370	7,075	23,193
100% de área foliar + Apical	8,370	9,489	7,749	25,608
100% de área foliar + Media	10,002	8,947	8,370	27,319
100% de área foliar + Basal	9,489	9,489	10,002	28,981
Total de Repeticiones	74,080	75,946	68,923	218,949

Cuadro 27. Análisis de variancia para la formación de raíces.

% de Enraizamiento						
Fuentes de Variación	GL	SC	CM	F	F(0.05)	Significancia
Área foliar (X3)	2	26,1175	13,0587	15,8910	3,63	S
Tipo de Estaquilla (X4)	2	2,9744	1,4872	1,8098	3,63	NS
Interacción (X3. X4)	4	10,6701	1,3338	1,6230	3,01	NS
Tratamientos X3X4	8	39,7620				
Repeticiones	2	2,9402	1,4701	1,7890	3,63	NS
Error	16	13,1483	0,8218			
Total	26	55,8505				

Cuadro 28. Datos de sobrevivencia transformados al arcosen.

Tratamiento X3.X4	Repeticiones			Total de tratamiento
	I	II	III	
25% de área foliar + Apical	10,002	8,370	9,489	27,862
25% de área foliar + Media	8,370	10,002	10,002	28,375
25% de área foliar + Basal	8,947	10,002	8,947	27,897
50% de área foliar + Apical	9,489	10,002	9,489	28,981
50% de área foliar + Media	10,002	10,002	9,489	29,494
50% de área foliar + Basal	10,002	10,002	9,489	29,494
100% de área foliar + Apical	10,002	10,002	10,002	30,007
100% de área foliar + Media	10,002	10,002	9,489	29,494
100% de área foliar + Basal	10,002	10,002	10,002	30,007
Total de Repeticiones	86,821	88,390	86,402	261,613

Cuadro 29. Análisis de variancia sobre la sobrevivencia de las mini estaquillas.

% de Sobrevivencia						
Fuentes de Variación	GL	SC	CM	F	F(0.05)	Significancia
Área foliar (X3)	2	1,7039	0,8519	3,1173	3,63	NS
Tipo de Estaquilla (X4)	2	0,0209	0,0105	0,0383	3,63	NS
Interacción (X3. X4)	4	0,1508	0,0189	0,0690	3,01	NS
Tratamientos X3X4	8	1,8756				
Repeticiones	2	0,2440	0,1220	0,4463	3,63	NS
Error	16	4,3727	0,2733			
Total	26	6,4923				