

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE CIENCIAS DE LOS RECURSOS
NATURALES RENOVABLES**



**EFECTO DEL ÁCIDO INDOL-3-BUTIRICO (AIB) EN EL ENRAIZAMIENTO DE
ESTACAS JUVENILES DE "BOLAINA BLANCA" *Guazuma crinita* Martius,
MEDIANTE PROPAGADOR DE SUB IRRIGACIÓN EN TINGO MARÍA,
HUÁNUCO**

TESIS

Para optar el título de:

INGENIERO RECURSOS NATURALES RENOVABLES

CARLOS RICHY CORAS PRADO

Tingo María – Perú

2009



**T
FOR**

Coras Prado, Carlos Richy

Efecto del ácido Indol -3-Butírico (AIB) en el enraizamiento de estacas juveniles de "bolaina blanca" *Guazuma crinita* Martius, mediante propagador de sub irrigación en Tingo María, Huánuco. - 2009

54 páginas; 06 cuadros; 06 figuras; 23 ref.; 30 cm.

Tesis (Ing. en Recursos Naturales Renovables Mención: Forestales) Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María (Perú). Facultad de Recursos Naturales Renovables.

1. BOLAINA BLANCA

2. ENRAIZAMIENTO

3. ESTACAS

4. PROPAGADOR

5. BROTES

6. FITOHORMONA



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
Tingo María - Perú



FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES

ACTA DE SUSTENTACION DE TESIS

Los que suscriben, Miembros del Jurado de Tesis, reunidos con fecha 20 de agosto de 2009, a horas 11:20 a.m. en el Sala de Conferencias de la Facultad de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, para calificar la tesis titulada:

“EFECTO DEL ÁCIDO INDOL-3-BUTIRICO (AIB) EN EL ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS JUVENILES DE “BOLAINA BLANCA” *Guazuma crinita* Martius, MEDIANTE PROPAGADOR DE SUB IRRIGACIÓN EN TINGO MARÍA, HUÁNUCO”

Presentado por el **Bachiller: CARLOS RICHY, CORAS PRADO**, después de haber escuchado la sustentación y las respuestas a las interrogantes formuladas por el Jurado, se declara aprobado con el calificativo de **"MUY BUENO"**.

En consecuencia el sustentante queda apto para optar el **Título de INGENIERO en RECURSOS NATURALES RENOVABLES, mención FORESTALES**, que será aprobado por el Consejo de Facultad, tramitándolo al Consejo Universitario para la otorgación del título correspondiente.

Tingo María, 21 de abril de 2010

Blgo. M.Sc. **CESAR LÓPEZ LÓPEZ**
Presidente

Ing. **RAUL ARAUJO TORRES**
Vocal



Ing. **TANIA GUERRERO VEJARANO**
Vocal

Ing. M.Sc. **LUIS A. VALDIVIA ESPINOZA**
Asesor

DEDICATORIA

A mis padres **CARMEN Y JOSE**, por sus sabios consejos y perseverancia en la cristalización de este anhelo mutuo: mi superación profesional.

A **JESSICA** mi esposa, con inmensa, amor y cariño, por su fiel compañía y apoyo incondicional en el largo de esta meta.

A **ENRIQUE RODRIGO**, primogénito mío, con infinito amor por construir con su presencia y muy corta experiencia, un pilar fundamental en este logro.

A mis hermanos **PERCY, MIGUEL, JOSE, PEDRO y ROSARIO**, con gratitud por su apoyo en el desarrollo de mi carrera profesional.

A mis primos **EDISON, PAMELA, OMAR Y REBERTO**, por en gran Cariño que les tengo.

A la memoria de la abuelita **FILOMENA**, por su gran deseo de verme realizado profesionalmente.

AGRADECIMIENTO

- A DIOS, que con su inmensa misericordia me permitió culminar satisfactoriamente mis estudios superiores
- AL Ing. MG. Sc. LUS ALBERTO VALDIVIA ESPINOZA, asesor de la tesis, por su dedicación y experiencias impartidas.
- A todos mis profesores de la facultad de Recursos Naturales Renovables, quienes construyeron en mi formación académica.
- AL Bach. BEQUER SALCEDO PALACIOS, por su apoyo moral en mi formación profesional y desarrollo de la tesis.
- AL Bach. MARCO CURILLA SORIANO, por su apoyo moral en mi formación profesional y desarrollo de la tesis.
- AL Bach. LUIS ENRIQUE SIN RODRÍGUEZ, por su apoyo moral en mi formación profesional y desarrollo de la tesis.
- AL estudiante Universidad Nacional Agraria dela Selva MARLON ARAUJO USHIÑAHUA, por su valioso apoyo moral en mi formación profesional.
- A mis compañeros, amigos y a todos aquellos que de una y otra forma contribuyen para hacer posible la culminación de la investigación.

ÍNDICE

	Pág.
I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. Objetivos	2
1.1.1. General.....	2
1.1.2. Específicos	2
II. REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1. Mitos acerca de la propagación vegetativa	4
2.2. Área foliar de las estacas	5
2.3. Auxinas y concentraciones.....	5
2.4. Selección de árboles	6
2.5. Fuente de material.....	8
2.5.1.Rebrotes basales.....	8
2.6. Cosecha y transporte del material	9
2.8. Sustancias promotoras del enraizamiento.....	10
2.8.1. Ácido Indol - acético (AIA)	11
2.8.2. Ácido Indol – 3 - butírico (AIB)	11
2.8.3. Ácido Naftalenacético (ANA)	12
2.8.4. Formas de aplicación de las auxinas	12
2.8.4.1. Concentraciones	14
2.9. El propagador de sub irrigación.....	14
2.9.1. El microambiente de propagación.....	15
2.9.2. Colocación de las estacas	16
2.9.3. Cuidados durante el período de propagación	16
2.9.4. Trasplante del material enraizado.....	17
2.9.5. Período de acondicionamiento.....	18
2.10. Propagación por estacas.....	18
2.11. Formación de raíces adventicias	20

2.12. Bases fisiológicas de la iniciación de la raíz en las estacas	22
2.13. Efecto de los carbohidratos en el enraizamiento	24
2.14. Cofactores de enraizamiento y su comportamiento sinérgico con la auxina	25
2.15. <i>Guazuma crinita</i> Martius.....	25
2.15.1. Distribución geográfica	25
2.15.2. Ecología	26
2.15.3. Fisiografía.....	26
2.15.4. Hábitat	26
2.15.5. Suelos	27
2.15.6. Clima	27
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	28
3.1. Características generales	28
3.1.1. Lugar de ejecución.....	28
3.1.2. Fisiografía	28
3.1.3. Zona de vida	29
3.1.4. Climatología.....	29
3.1.5. Suelos.....	29
3.2. Materiales y equipo	30
3.2.1. Material genético.....	30
3.2.2. Material de campo	30
3.2.3. Equipo.....	30
3.3. Metodología.....	30
3.3.1. Fase de pre campo	31
3.3.1.1. Estadística de la investigación	31
3.3.2. Fase de campo	35
3.3.2.1. La localización de los clones.....	35
3.3.2.2. Compra de árboles.....	35
3.3.2.3. Inducción al rebrote.....	36
3.3.2.4. Construcción del propagador de sub irrigación	36
3.3.2.5. Preparación y desinfección del sustrato.....	37

3.3.2.6. Corte y preparación de estacas juveniles.....	37
3.3.2.7. Establecimiento de estacas con fitohormonas	37
3.3.2.8. Evaluación del tiempo y porcentaje de enraizamiento	38
3.3.2.9. Establecimiento de plántulas en camas de cría	38
IV.RESULTADO Y DISCUSIÓN.....	39
4.1. De la determinación del tiempo de enraizamiento de plántulas de <i>Guazuma crinita</i> Martius por medio de estacas juveniles, aplicando dos concentraciones de fitohormona	39
4.2. De la determinación del porcentaje de plántulas enraizadas de <i>Guazuma crinita</i> Martius, aplicando dos concentraciones de fitohormona	40
4.3. Del incremento de altura y diámetro, y número de hojas de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> Martius, en fase de vivero	44
4.3.1. Del incremento promedio de altura en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> Martius, en fase de vivero	44
4.3.2. Del incremento de diámetro en rebrote de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> Martius, en fase de vivero	46
4.4. Del porcentaje de mortandad y supervivencia de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> Martius, en fase de vivero.....	48
V. CONCLUSIONES	51
VI.RECOMENDACIONES.....	53
VII.ABSTRACT.....	54
VIII.REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	56
IX.ANEXOSAS	60

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Pág.
1. Esquema ANVA.....	39
2. Comparación del tiempo de enraizamiento de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> Martius entre los tres tratamientos.....	39
3. Porcentaje de plántulas enraizadas de <i>Guazuma crinita</i> Martius, por tratamiento.....	40
4. Análisis de variancia para el enraizamiento de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> Martius.....	41
5. Prueba de Tukey ($\alpha = 0,05$).....	42
6. Incremento promedio de altura en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> , por tratamiento.....	44
7. Incremento promedio de diámetro en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> , por tratamiento.....	46
8. Porcentaje de mortandad y supervivencia de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> Martius en fase vivero, por tratamiento.....	48
9. Tiempo de enraizamiento de plántulas de <i>Guazuma crinita</i> Martius por medio de estacas juveniles.....	61
10. Tiempo de enraizamiento de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> Martius para T0.....	61
11. Tiempo de enraizamiento de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> Martius para T1.....	62
12. Tiempo de enraizamiento de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> Martius para T2.....	62

13. Comparación del tiempo de enraizamiento de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> Martius entre los tres tratamientos.....	62
14. Porcentaje de plántulas enraizadas de <i>Guazuma crinita</i> Martius, por tratamiento.....	62
15. Análisis de variancia para el enraizamiento de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> Martius	63
16. Prueba de Tukey ($\alpha = 0,05$)	63
17. Incremento promedio de altura en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> , por tratamiento	63
18. Incremento promedio de diámetro en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> , por tratamiento	64
19. Porcentaje de mortandad y supervivencia de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> Martius en fase vivero, por tratamiento	64
20. Evaluación del altura promedio en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> , por tratamiento fase vivero	65
21. Incremento del altura promedio en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> , por tratamiento fase vivero	66
22. Incremento del altura promedio en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> , por tratamiento fase vivero	67
23. Incremento del diámetro promedio en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> , por tratamiento fase vivero	68
24. Incremento del diámetro promedio en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> , por tratamiento fase vivero	69

25. Incremento del diámetro promedio en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> , por tratamiento fase vivero	70
26. Plantas muertas en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> , por tratamiento fase vivero.....	72
27. Plantas muertas en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> , por tratamiento fase vivero.....	73
28. Plantas muertas en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> , por tratamiento fase vivero.....	74

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Pág.
1. Disposición de los tratamientos.	39
2. Comparación del tiempo de enraizamiento de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> Martius entre los tres tratamientos.....	39
3. Porcentaje de estacas enraizadas de <i>Guazuma crinita</i> Martius, por tratamiento	41
4. Medias de los tratamientos transformados al arcoseno de \sqrt{x}	42
5. Incremento promedio de altura en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> , por tratamiento.....	44
6. Incremento promedio de diámetro en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> , por tratamiento	46
7. Porcentaje de mortandad de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> Martius fase vivero, por tratamiento	48
8. Porcentaje de supervivencia de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de <i>Guazuma crinita</i> Martius fase vivero, por tratamiento	49
9. Corte en V generar rebrote.	76
10. Colecta de rebrotes	76
11. Selección de sustrato.....	77
12. Desinfeccion de sustrato.....	77
13. Camara de sub irrigación.....	78
14. Camara de sub irrigación con sustrato.	78
15. Preparacion de la hormona AIB.....	79
16. Distribucion de muestras.....	79
17. Primera Evaluación, a cinco días de instaladas las estacas.	80
18. Enraizamiento a 21 días.....	80
19. Enraizamiento a 23 días.....	81

20. Enraizamiento a 33 días.....	81
21. Enraizamiento a 56 días.....	82
22. Repique a los 56 días	82

I. INTRODUCCIÓN

En silvicultura clonal (basada en la producción de madera con fines comerciales) no interesa la producción de semilla, sino generar árboles de crecimiento ortotrópico normal, similares al árbol que les dio origen (ortet). Para ello, la técnica más utilizada es la del enraizamiento de estaquitas suculentas, utilizando material fisiológicamente juvenil. Precisamente ésta es una de las principales limitaciones prácticas de la silvicultura clonal, dado que la selección de árboles que se desean propagar se basa en características como rectitud del fuste, volumen, hábito de ramificación, densidad de madera, etc., que se expresan a edades adultas, cuando el árbol prácticamente ha perdido su condición de juvenil, requerida para este tipo de propagación. Para superar este problema, entre otras, se utilizan prácticas tales como: talar el árbol y utilizar los rebrotes juveniles producidos por el tocón, y estimular la brotación de yemas de la base de árboles en pie.

Dado que *Guazuma crinita* Martius “bolaina blanca” es una especie maderable promisoría en la Amazonía peruana dado sus usos en la fabricación de baja lenguas, espátulas ginecológicas, casas pre fabricadas,

palitos para chupetes, entre otras, y debido a que Tingo María presenta condiciones edáficas y climáticas adecuadas para su cultivo.

La presente investigación tiene como objetivo evaluar el efecto ácido indol-3-butírico (AIB) en el enraizamiento de estacas juveniles de “bolaina blanca” *Guazuma crinita* Martius, en concentraciones de 200 ppm y 400 ppm (partes por millón) y determinar información sobre este tipo de metodología en la propagación en estacas de bolaina blanca, contribuir a obtener resultados para una línea de investigación en posteriores fases hasta alcanzar un árbol de característica al árbol donante.

1.1. Objetivos

1.1.1. General

- Determinar el efecto del ácido indol-3-butírico (AIB) en el enraizamiento de estacas juveniles de “bolaina blanca” *Guazuma crinita* Martius, mediante propagador de sub irrigación

1.1.2. Específicos

- Determinar el tiempo de enraizamiento de plántulas de *Guazuma crinita* Martius por medio de estacas juveniles,

usando propagador de sub irrigación, aplicando dos concentraciones de fitohormona.

- Determinar el porcentaje de plántulas enraizadas de *Guazuma crinita* Martius usando propagador de sub irrigación, aplicando dos concentraciones de fitohormona.
- Evaluar el incremento en altura y diámetro de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita* Martius, en fase de vivero.
- Evaluar el porcentaje de mortandad y supervivencia de las plántulas en estudio, en fase de vivero.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Mitos acerca de la propagación vegetativa

Existe una serie de temores asociados a la silvicultura clonal, principalmente relacionados con la homogeneidad genética de las plantaciones, que puede aumentar el riesgo de plagas y enfermedades y, con la calidad del sistema radical de las estacas.

Con respecto a la homogeneidad genética, ciertamente existe la tentación de utilizar unos pocos e incluso un solo clon sobresaliente, para establecer plantaciones en áreas extensas de plantación. Sin embargo, pese a tal peligro, cualquier persona o empresa que emprenda esta labor, deberá tomar rutinariamente medidas de seguridad que involucren el empleo de un número mínimo de clones no relacionados para las necesidades de plantación, normalmente más de 20 (BURDON, 1989), y en algunos casos hasta 250 (LAMBETH y LÓPEZ, 1988). O también la renovación continúa de la población clonal mediante la eliminación de clones inferiores y la introducción de clones nuevos (LIBBY y RAUTER, 1984).

En cuanto a los temores sobre calidad del sistema radical de las estacas, la experiencia de muchos programas clónales demuestra que los árboles originados por estacas no son inferiores a los originados por semilla en cuanto a sus sistemas radicales. Otro problema que algunos atribuyen a la propagación vegetativa se refiere a que cuesta más producir una planta enraizada, en comparación con los costos de producirla por semilla.

Los costos ciertamente son más altos mientras se establece un sistema apropiado de producción, pero en cualquier caso, las extraordinarias ganancias genéticas logradas mediante la propagación vegetativa compensarán con creces cualquier aumento en los costos de producción (ZOBEL y TALBERT, 1984).

2.2. Área foliar de las estacas

MESÉN (1993), según investigaciones realizadas en Costa Rica, concluye que la mayoría de especies obtienen buenos resultados con áreas foliares de 10 a 50 cm², aunque algunas como *Swietenia macrophylla*, podrían requerir áreas mayores. Con *Cordia alliodora* por ejemplo, el área foliar de 10 cm² produjo buenos resultados.

2.3. Auxinas y concentraciones

Trabajos realizados en el CATIE (LEAKEY *et al.*, 1990 y MESÉN, (1993), la concentración de 0.2 % de AIB ha dado los mejores resultados en

Agnus acuminata, *Cedrela odorata*, *Eucalyptus deglupta*, *Gmelina arborea*, *Swietenia macrophylla*. Con *Platymiscium pinnatum*, las dosis de 0.2 y 0.4 % de AIB fueron las mejores cuando se utilizó grava o arena como sustrato, respectivamente. Contraria a todas las demás especies evaluadas, *Vochysia guatemalensis* presentó los mayores porcentajes de enraizamiento cuando no se aplicó auxina, aunque el número de raíces producidas en las estacas aumentó 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 de rango de dosis que podrían ser evaluadas cuando se vaya a iniciar la propagación de una especie nueva.

2.4. Selección de árboles

La silvicultura clonal se basa en la selección de árboles sobresalientes para las características bajo mejoramiento y en su propagación por métodos vegetativos para obtener copias genéticamente idénticas de cada uno, que puedan ser utilizadas en programas de reforestación comercial. Su uso permite la obtención de ganancias genéticas extraordinarias en períodos muy cortos.

La selección es más efectiva en la medida en que la variación fenotípica refleje más fielmente la variación genotípica. Esto se logra seleccionando en sitios donde los efectos de las fuentes no genéticas de

variación tales como clima, suelos, edad y agentes bióticos, sean mínimos, de manera que haya mayores posibilidades de que buenos fenotipos correspondan a buenos genotipos. Consiguientemente, la selección es más eficiente en plantaciones puras que crecen en sitios homogéneos, donde no hay variación debido a la edad y donde las variaciones ambientales son mínimas; la eficiencia de la selección se reduce en bosques naturales que crecen en sitios altamente heterogéneos, donde se presenta la máxima variación ambiental y de edad y por lo tanto, la menor heredabilidad (ZOBEL y TALBERT, 1984).

La selección de árboles debe basarse en características de importancia económica que se encuentren bajo control genético. Para una especie maderable típica, un árbol sobresaliente será aquel dominante o codominante, de fuste recto, sin bifurcaciones ni torceduras en espiral, de ramas delgadas y horizontales y libres de enfermedades y plagas.

No es posible hablar de una edad mínima absoluta para la selección de los árboles, ya que ésta también podrá variar de acuerdo con la especie, el objetivo de la plantación, la disponibilidad de material y otros factores. En cualquier caso, la edad mínima será aquella que permita la expresión fenotípica de las características bajo selección. En la selección de árboles también conviene considerar la capacidad de rebrote del árbol (MESÉN, 1998).

2.5. Fuente de material

En silvicultura clonal no interesa la producción de semilla, sino generar árboles de crecimiento ortotrópico normal, similares al árbol que les dio origen (ortet). Para ello la técnica más utilizada es la del enraizamiento de estaquitas suculentas, utilizando material fisiológicamente juvenil. Precisamente ésta es una de las principales limitaciones prácticas de la silvicultura clonal, dado que las características deseadas se expresan a edades adultas, cuando el árbol ha perdido su condición de juvenil requerida para este tipo de propagación.

Para superar este problema se han utilizado varias prácticas, por ejemplo: i) talar el árbol y utilizar los rebrotes juveniles producidos por el tocón, ii) estimular la brotación de yemas de la base de árboles en pie, iii) enjertación serial y, iv) uso de plántulas producidas por semillas de árboles seleccionados. Cada una de estas prácticas tiene sus ventajas y desventajas.

2.5.1. Rebrotos basales

Existe un gradiente de juvenilidad fisiológica desde la copa hacia la base del árbol y por lo tanto, los rebrotes más basales serán los más juveniles. Esta técnica consiste en estimular la regeneración de rebrotes en árboles en pie mediante la realización de cortes en la corteza, normalmente en forma de "V" invertida, en la base del árbol. El corte interrumpe el flujo basípeto

de auxinas y otras sustancias y en ocasiones estimula la brotación de yemas juveniles dormantes que se encuentran por debajo del corte. El corte debe ser lo suficientemente ancho, de 4 cm o más, para evitar que cierre demasiado pronto y regenere de nuevo el flujo de sustancias. Esta técnica funciona para algunas especies y tiene la ventaja de que no involucra la tala del árbol, lo cual mantiene la posibilidad de aplicar otras estrategias basadas en el uso de semilla sexual. Entre las desventajas se señalan que funciona con pocas especies, y no se logra una generación de brotes tan profusa como en el caso de los rebrotes de tocones (MESÉN, 1998).

2.6. Cosecha y transporte del material

Una vez cortado el brote, se le está eliminando la fuente normal de suministro de agua (las raíces), pero las hojas siguen perdiendo agua por transpiración, así que deben tomarse las medidas necesarias para mantener la turgencia del material. Los rebrotes deben ser cosechados en horas de la mañana o de la tarde, evitando las horas más calientes del día. Se colocan inmediatamente en un recipiente con agua o envueltos en papel húmedo dentro de bolsas de plástico. Nunca dejarlos expuestos al sol.

Si van a ser transportados por distancias largas, es conveniente colocarlos en capas alternas de papel húmedo dentro de hileras que contengan una capa de cubos de hielo en el fondo para bajar la temperatura. Mantener la turgencia del material a lo largo de todo el período de propagación, es uno de

los factores críticos en el éxito del enraizamiento (LEAKEY y MESÉN, 1991; LOACH, 1988).

2.7. Preparación de las estacas

Las estacas deben ser cosechadas de brotes ortotrópicos, sanos y vigorosos, de 30 – 50 cm de longitud (MESÉN, 1988).

El entrenudo terminal se elimina, ya que éste normalmente es demasiado suave y propenso al marchitamiento, lo mismo que los entrenudos basales que estén demasiado lignificados. Cada brote genera alrededor de 6 a 10 estaquitas. Éstas se producen haciendo un corte inclinado justo sobre cada hoja, de manera que cada una consiste de una sección de entrenudo, una hoja y al menos una yema, la cual dará origen al nuevo tallo. Generalmente se utilizan estaquitas de 4 – 6 cm de longitud, con diámetros centrales de 3 - 6 mm. Contrario a una creencia muy generalizada, normalmente no es necesario dejar un nudo en la base de la estaca, excepto en casos muy particulares, caso algunos cítricos. Para la mayoría de las especies evaluadas se obtuvieron buenos resultados con áreas foliares de 10 a 50 cm², aunque algunas como *Swietenia macrophylla* podrían requerir áreas mayores (MESÉN, 1993).

2.8. Sustancias promotoras del enraizamiento

El propósito de tratar las estacas con reguladores del crecimiento es aumentar el porcentaje de enraizamiento, reducir el tiempo de iniciación de

raíces y mejorar la calidad del sistema radical formado (HARTMANN y KESTER, 1983). Existe gran cantidad de sustancias naturales sintéticas que han mostrado su capacidad como promotores del enraizamiento, pero los siguientes son los más comunes:

2.8.1. Ácido Indol - acético (AIA)

El AIA es la auxina natural que se encuentra en las plantas. Su efectividad como promotor del enraizamiento es generalmente menor que la de otros compuestos sintéticos. Esto se debe a que las plantas poseen mecanismos que remueven el AIA de sus sistemas, conjugándolo con otros compuestos o destruyéndolo, lo cual reduce su efectividad; también, al ser soluble en agua es fácilmente lavado del sitio de aplicación, con lo cual obviamente deja de ejercer su efecto (BLAZICH, 1988). Además, las soluciones no estériles de AIA son rápidamente destruidas por microorganismos y por la luz fuerte del sol (HARTMANN y KESTER, 1983).

2.8.2. Ácido Indol – 3 - butírico (AIB)

El AIB es una auxina sintética químicamente similar al AIA que en la mayoría de las especies ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso como sustancia promotora del enraizamiento. Tiene las ventajas de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradada fácilmente por la luz o microorganismos y al ser insoluble en

agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto.

2.8.3. Ácido Naftalenacético (ANA)

El mismo autor sostiene que el ANA es también una sustancia sintética con poder auxínico y es, junto al AIB, una de las promotoras del enraizamiento más utilizadas en la actualidad. Posee las mismas ventajas de estabilidad del AIB y también ha probado ser más efectiva que el AIA. Su desventaja principal es que generalmente ha mostrado ser más tóxica que el AIB bajo concentraciones similares (BLAZICH, 1988).

2.8.4. Formas de aplicación de las auxinas

Las auxinas pueden ser aplicadas de varias formas, pero en general, los métodos más utilizados son la aplicación en polvo en mezcla con talco neutro, la inmersión rápida en soluciones concentradas, remojo en soluciones acuosas diluidas y, exclusivamente para fines experimentales, la aplicación con microjeringa.

Las mezclas en polvo se preparan mezclando la auxina pura con talco neutro en la concentración deseada o se pueden obtener comercialmente ya preparadas. Tienen las ventajas de que son fáciles y rápidas de utilizar; basta con introducir la base humedecida de la estaca en el polvo, sacudir el exceso e introducir la estaca inmediatamente en el medio de propagación. Al

utilizar este método, se deben tomar pequeñas cantidades del producto y colocarse en un recipiente aparte que se utilizará para aplicar el tratamiento a las estacas. Cualquier sobrante debe ser desechado, pues si se introduce de nuevo al recipiente original, puede contaminar el producto y acelerar su deterioro.

Las desventajas de este método de aplicación son que es difícil lograr una aplicación uniforme, requerida por ejemplo para comparaciones de dosis a nivel experimental y es difícil tratar más de una estaca a la vez, además del alto costo de los preparados comerciales (BLAZICH, 1988).

La técnica de inmersión rápida consiste en introducir la base de la estaca en una solución concentrada de la auxina por pocos segundos e insertar inmediatamente la estaca en el medio de propagación. Cuando se utiliza AIB o ANA, la auxina debe diluirse en alcohol puro, lo cual requiere la evaporación del alcohol mediante la aplicación de una corriente de aire (por ejemplo, mediante un ventilador común) antes de introducir la estaca en el medio de enraizamiento.

Esta técnica es rápida, permite tratar varias estacas a la vez y es más económica en comparación con el uso de preparados comerciales en polvo. Cuando se utiliza alcohol como solvente tiene la desventaja de que es necesaria la acción adicional de evaporar el alcohol y es difícil controlar la cantidad absorbida por las diferentes estacas (BLAZICH, 1988).

2.8.4.1. Concentraciones

La concentración óptima de auxina varía con la clase utilizada, la especie a propagar, el tipo de material vegetativo, el método de aplicación, el sistema de propagación, etc. Esto se determinará para cada caso en particular mediante una simple prueba preliminar donde se evalúe un rango amplio de concentraciones bajo un diseño experimental apropiado (MESÉN, 1998).

2.9. El propagador de sub irrigación

El propagador de sub irrigación según LEAKEY *et al.* (1990), consiste básicamente en un marco de madera o de metal rodeado por plástico transparente para hacerlo impermeable. Los primeros 25 cm se cubren con capas sucesivas de piedras grandes (seis a diez cm de diámetro), piedras pequeñas (tres a seis cm) y grava, y los últimos cinco 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 el agua u observar su nivel, se utiliza una sección de bambú o cualquier otro material insertado verticalmente a través de las diferentes capas de material. Internamente se utilizan marcos de reglas que le dan apoyo a la estructura y a la vez proporcionan subdivisiones 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 alta la humedad interna. El agua del propagador debe cambiarse al menos cada seis meses.

2.9.1. El microambiente de propagación

El microambiente dentro del propagador ejerce una influencia crítica en el enraizamiento de estacas. El microambiente ideal debe mantener niveles óptimos de irradiación, temperaturas adecuadas en el aire, el sustrato y las hojas y buen balance de agua en las estacas (LOACH, 1988). El microclima de los propagadores de sub irrigación es comparable al de otros sistemas más sofisticados. En una comparación del sistema de sub irrigación con el de nebulización, NEWTON y JONES (1993), encontraron valores menores de humedad relativa, temperatura foliar y temperatura del aire en el sistema de sub irrigación. Además, en este último, el aire se satura en horas de la noche, lo cual resulta en condensación de agua en las hojas y humedecimiento del follaje. Gran cantidad de agua se condensa también en el plástico de la tapa, y su caída contribuye además al humedecimiento de las hojas (MESÉN, 1993). Las evaluaciones del sistema de sub irrigación han demostrado que es al menos tan efectivo como otros sistemas más sofisticados, e indican su potencial para un rango amplio de especies (NEWTON y JONES, 1993). Para ciertas especies de zonas áridas, susceptibles a pudrición bajo nebulización, el sistema de sub irrigación parece ser más apropiado (LEAKEY *et al.*, 1990).

Durante el proceso de enraizamiento se requiere cierta cantidad de luz para permitir una tasa adecuada de fotosíntesis en las estacas. Sin embargo, la irradiación excesiva provoca el cierre de estomas y la consecuente reducción en el intercambio gaseoso, pérdida de turgencia e incluso la muerte de la estaca (LOACH, 1988).

2.9.2. Colocación de las estacas

Antes de insertar las estacas en el propagador, se deben hacer hoyos de aproximadamente dos cm de profundidad en el sustrato, colocar las estacas con cuidado y presionar el medio alrededor de la estaca. No debe insertarse la estaca a presión en el sustrato a fin de no dañar los delicados tejidos en el corte. El espaciamiento entre estacas depende del área foliar utilizada, pero normalmente (para áreas foliares de 20 – 30 cm²), un espaciamiento de 5 x 5 cm es apropiado. Los huecos son hechos con mayor facilidad utilizando plantillas con pines colocados al espaciamiento establecido.

2.9.3. Cuidados durante el período de propagación

Una vez que las estacas han sido establecidas en el propagador, es conveniente asperjar bien las hojas de las estacas con agua mediante un aspersor manual o una manguera de gota fina. Una vez cerrado el propagador, se crea un ambiente interno de alta humedad que favorece el enraizamiento, de manera que normalmente no se requieren cuidados adicionales hasta que

se produzca el enraizamiento; además, es conveniente mantener cerrada la tapa a fin de evitar descensos en la humedad relativa dentro del propagador. Sin embargo, es necesario realizar inspecciones regularmente para detectar y corregir problemas patológicos, eliminar hojas caídas o estacas con síntomas de necrosis que puedan ser foco de infección, para observar y mantener el nivel de la tabla de agua y para evaluar el avance en el proceso de enraizamiento. También es aconsejable asperjar con agua las hojas de las estacas con cierta regularidad, especialmente después de períodos de alta temperatura, lo cual ayuda a mantenerlas turgentes y favorecer el proceso de enraizamiento. Siempre que se habrá la tapa del propagador para inspecciones, etc., se debe rociar con agua las hojas de las estacas (MESÉN, 1998).

2.9.4. Trasplante del material enraizado

El tiempo que transcurre desde el establecimiento de las estacas hasta la iniciación de raíces varía ampliamente entre especies; pudiendo ser desde los siete días hasta las cinco semanas. En muchos casos la estaca forma callo y permanece viva por largos períodos sin actividad aparente, hasta que agota sus reservas por respiración y eventualmente muere. No tiene sentido entonces esperar hasta que todas las estacas enraícen o mueran, sino que se debe definir un "punto de corta", dependiendo de la velocidad de enraizamiento de la especie. Después de ese punto se aprovecha el material que haya enraizado y se elimina el resto. Esto maximiza el uso del propagador.

Cuando las raíces tienen uno a dos cm de longitud, debe extraerse la estaca del propagador y plantarla en un recipiente adecuado, que contenga una buena mezcla de sustrato de acuerdo con las prácticas normales de vivero para la especie en particular. Se debe tener cuidado al realizar el trasplante, ya que las raíces recién formadas son delicadas y se quiebran fácilmente. Las estacas con menos de tres raíces o que tengan las raíces agrupadas a un solo lado, deben ser eliminadas.

2.9.5. Período de acondicionamiento

Las estacas han estado por varios días o semanas dentro de un ambiente sombreado y de alta humedad, y por tanto pueden sufrir de estrés hídrico, quemaduras e incluso morir si se exponen abruptamente a un ambiente soleado y seco. Las estacas recién trasplantadas deben ser trasladadas a un ambiente protegido del sol directo y aplicar riegos frecuentes durante los primeros días. Después de tres a cuatro semanas bajo estas condiciones, se les puede dar el tratamiento normal de vivero para la especie en cuestión. El tiempo de permanencia de la planta en el vivero es similar al de una plántula originada por semilla (MESÉN, 1998).

2.10. Propagación por estacas

Una alternativa común de propagación es la vegetativa, por medio de estacas. Este método consiste en separar un fragmento vegetal, mantenerlo

vivo y conseguir que se regenere (HEEDE y LECOURT, 1981). Las estacas pueden provenir de un tallo, una raíz o una hoja y se denomina estaca de tallo, raíz u hoja (HARTMANN y KESTER, 1988). Este sistema permite que las variedades e híbridos existentes, o futuras plantas mejoradas, sean inmediatamente incorporados a los sistemas de producción.

En ambientes tropicales el establecimiento de estacas de morera es mayor al 90%.

No es necesario preparar el terreno ni corregir la acidez del suelo. Las estacas pueden guardarse por más de una semana a la sombra y por más de 100 días en cámara fría sin afectar la capacidad de enraizamiento (BENAVIDES, 1999).

Otra de las ventajas de esta forma de propagación es que a partir de plantas madres es posible reproducir una gran cantidad de plantas en un espacio limitado. Además, se obtiene una mayor uniformidad en las plantas establecidas, debido a la ausencia de variaciones genéticas que, en general, aparecen en las plantas provenientes de semilla (HARTMANN y KESTER, 1988).

Sin embargo, la propagación por estacas presenta algunos inconvenientes: las plantas obtenidas por esta vía son menos vigorosas, debido a su sistema radicular superficial y relativamente pobre; además estas plantas

son relativamente menos resistentes a enfermedades, que en muchos casos son producto de lo anterior. No todas las especies toleran este tipo de propagación, por lo que es imprescindible el uso de fitohormonas y reguladores de crecimiento (CUCULIZA, 1956).

Las estacas obtenidas de especies de hoja caduca, se denominan “estacas de madera dura” y “estacas de madera suave” o “de madera semidura” a las que se recolectan durante la temporada de crecimiento; mientras las plantas presentan tallos no lignificados o cuya madera ha madurado sólo parcialmente (WEAVER, 1976).

2.11. Formación de raíces adventicias

Según BOTTI (1999), la formación y el desarrollo de raíces a partir de estacas puede dividirse en cuatro etapas: inducción y diferenciación de un grupo de células meristemáticas (inicio de división celular); aumento de las divisiones celulares para formar los primordios iniciales (aún no determinados); organización de estos grupos en primordios radicales (cuando hay aproximadamente 1500 células en cada primordio inicial) y crecimiento, diferenciación y emergencia de las nuevas raíces, incluyendo la ruptura de tejidos superficiales para permitir su salida y la conexión vascular con los tejidos vasculares de la estaca.

Los tejidos de los tallos más susceptibles a formar primordios radicales son: epidermis, parénquima cortical, parénquima radial, cambium vascular y parénquima floemático (BOTTEI, 1999). Las raíces adventicias suelen originarse a partir de células que se dividen en la proximidad del floema de los vasos conductores, los cuales forman un callo del que se diferencian luego las raíces. Si se produce una herida en una planta herbácea, las células parenquimáticas próximas a la herida se desdiferencian y vuelven a dividirse para formar un callo cicatricial, el cual corresponde a un conjunto de células parenquimáticas en varios estados de lignificación. En los vegetales leñosos, el callo suele proceder del cambium, aunque también de la corteza y médula. Más tarde empiezan a aparecer en algunas células del callo diferenciaciones que conducen a un nuevo tejido: se forman, por ejemplo, puntos vegetativos caulinares o radicales y se establece la unión con los elementos conductores (STRASBURGER, 1994).

En la mayoría de las plantas, la formación de callo y de las raíces son independientes entre sí y cuando ocurren en forma simultánea es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares (HARTMANN y KESTER, 1988).

GUTIÉRREZ (1995) señala que la formación de raíces depende de una serie de factores internos o endógenos, los que interactúan, en forma compleja, generando cambios en el metabolismo, la desdiferenciación y el crecimiento.

2.12. Bases fisiológicas de la iniciación de la raíz en las estacas

El desarrollo vegetal está influenciado, entre otros factores, por diversas sustancias de síntesis natural, conocidas como hormonas, y otras sintéticas denominadas reguladores de crecimiento. Para distinguir entre hormonas vegetales y reguladoras del crecimiento, se puede decir que, todas las hormonas regulan el crecimiento, pero que no todos los reguladores del crecimiento son hormonas. De las fitohormonas (etileno, giberelinas, citoquininas, auxinas e inhibidores del crecimiento, como el ácido abscísico), las auxinas son los que tienen el mayor efecto sobre la formación de raíces (HARTMANN y KESTER, 1988).

Para explicar el proceso de inducción de raíces, existe la teoría de la rizocalina de Bouillene, la cual establece que un compuesto fenólico no específico (posiblemente dihidroxifenol) actúa como cofactor del enraizamiento. Este cofactor es producido en las hojas y yemas de la estaca y posteriormente translocado a la región del enraizamiento, donde en presencia de un factor no específico; que es translocado y que se encuentra en concentraciones bajas en los tejidos y de una enzima específica, localizada en las células de ciertos tejidos (polifenol-oxidasa), completan el complejo rizocalina, el cual actúa como estimulante de la rizogénesis (HARTMANN y KESTER, 1990).

Es sabido que la presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte acción estimulante sobre la iniciación de raíces. Es probable que el

fuerte efecto promotor de inducción de raíces que ejercen las hojas y yemas, se deba a otros factores más directos, dado que las yemas y hojas son poderosos productores de auxinas y los efectos se observan directamente debajo de ellas, ya que existe un transporte polar, del ápice a la base (HARTMANN y KESTER, 1997).

Estas auxinas se sintetizan en las hojas y meristemas apicales, a partir del aminoácido triptofano. La auxina ácido indol-3-acético (IAA) es un hormona natural que promueve la formación de raíces adventicias. También se ha demostrado que las formas sintéticas, como los ácidos indol-butírico (IBA) y naftalenacético (NAA), son más efectivos que el IAA para estimular la formación de raíces en estacas, debido a que no son tóxicos para las plantas en una amplia gama de concentraciones y estimulan el enraizamiento en un gran número de especies, además presentan una mayor foto estabilidad (HARTMANN y KESTER, 1988).

Las auxinas se mueven a través de células parenquimáticas, desde su lugar de formación hacia los haces vasculares del tallo y; a diferencia de lo que ocurre con los azúcares, iones y otros solutos, que se transportan a través de los tubos cribosos del floema; este transporte, célula a célula, se caracteriza por ser más lento; además, es un transporte polar, es decir, siempre basipétalo; en las raíces también es un transporte polar, pero en sentido acropétalo, hacia los ápices (STRASBURGER, 1994).

Para el crecimiento de raíces, en general se requieren bajas concentraciones auxínicas (dependiendo de la especie y la edad de la planta), debido a que las células de los meristemos radicales contienen un nivel de auxinas, provenientes de la parte aérea, suficientes para una elongación normal; no así para la formación de raíces adventicias, en donde se requieren mayores concentraciones (SALISBURY, 1991).

Las auxinas cumplen un rol primordial en la elongación celular y este puede ser descrito en dos procesos: aumentan la plasticidad de la pared celular y participan en reacciones que permiten el depósito de celulosa dentro de las paredes. Estos dos fenómenos se producen debido a que las microfibrillas de celulosa, orientadas inicialmente en ángulo recto al eje longitudinal de crecimiento, van modificando su ángulo de posición durante el crecimiento, para finalmente orientarlas casi paralelas a dicho eje, lo que produce un estiramiento de la pared celular y por consiguiente un alargamiento de la célula. Además, las auxinas intervienen en el crecimiento del tallo, inhibición de yemas laterales, abscisión de hojas y de frutos, activación de las células del cambium y otras (SALISBURY, 1991).

2.13. Efecto de los carbohidratos en el enraizamiento

La iniciación de raíces en las estacas requiere de energía. Considerando que las sustancias lipídicas normalmente no son abundantes en los tallos, la degradación de carbohidratos se constituye probablemente en la

única fuente de energía en la estacas para activar el proceso rizógeno, señalándose al almidón, cuando está presente, como la principal y posiblemente única fuente de energía para la iniciación y desarrollo del primordio radical (GUTIÉRREZ, 1995).

2.14. Cofactores de enraizamiento y su comportamiento sinérgico con la auxina

El hecho de que se inhiba el crecimiento y elongación de raíces utilizando altas concentraciones de auxinas, se debe a que estas, en altas concentraciones, estimulan la formación de etileno el cual, a su vez en la mayoría de las especies, retarda la elongación, tanto de raíces como de tallos, debido a que provoca la expansión radial de las células, aumentando el grosor de la pared celular, evitando la expansión paralela de las microfibrillas de celulosa (STRASBURGER, 1994).

2.15. *Guazuma crinita* Martius

BALDOCEDA *et al* (1991), refiere las siguientes características para esta especie:

2.15.1. Distribución geográfica

Se encuentra frecuentemente en bosques inundables y no inundables (riberas de los ríos y quebradas respectivamente), hasta altitudes

de 1000 m.s.n.m. en la Amazonía Peruana y Brasileira; en el Perú en la zona de Loreto y Ucayali en selva baja, y en Huánuco, Pasco y Junín en la parte de selva alta.

2.15.2. Ecología

Se ubica dentro de las zonas ecológicas bosque húmedo-Premontano Tropical (bh-PT), bosque seco-Tropical (bs-T) y bosque muy húmedo-Sub Tropical (bmh-ST).

2.15.3. Fisiografía

Se ubica principalmente en zonas planas a planas onduladas con pendientes suaves.

2.15.4. Hábitat

Es una especie heliófita, pionera, de rápido crecimiento, se le encuentra en purmas y bosques secundarios, siendo un indicador de éstos. Se desarrolla asociado con *Cecropia sp.* "cetico"; *Ochroma pyramidale* "palo balsa" y otras de bosques secundarios.

También forman rodales puros o manchales en las orillas de los ríos, observándose todavía en el Aguaytía y Pachitea o a orillas de quebradas donde permanentemente se encuentran suelos húmedos.

2.15.5. Suelos

Según el Mapa de Suelos de la FAO, esta especie se encuentra distribuida preferentemente en suelos arcillosos y mal drenados con las características generales de suelos Gleysol, y también en suelos Cambisol con características de buen drenaje y aparentes para la agricultura.

2.15.6. Clima

Soporta precipitaciones de entre 1,800 a 2,500 mm y temperaturas de aproximadamente 25 °C.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Características generales

3.1.1. Lugar de ejecución

El presente trabajo de investigación se realizó en el Vivero Forestal de la Facultad de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, ubicada en la margen derecha del río Huallaga a 1.5 km de la carretera Tingo María – Huánuco. Políticamente se localiza en el distrito Rupa Rupa, provincia Leoncio Prado, departamento Huánuco. Geográficamente se ubica en las siguientes coordenadas UTM: 390352 E, 8970782 N y 670 m.s.n.m.

3.1.2. Fisiografía

La Provincia de Leoncio Prado presenta una fisiografía definida, al ser atravesada de Sur a Norte por el río Huallaga, el cual discurre entre la Cordillera Central (Alturas mayores a 1800 msnm). Formando con todos sus tributarios un complejo de lomas; así mismo, presenta formaciones aluviales, aguajales y valles convergentes a su cuenca hidrográfica.

3.1.3. Zona de vida

De acuerdo a la clasificación de HOLDRIDGE (1986), el Alto Huallaga corresponde a la zona de vida, bosque muy húmedo Pre – Montano Tropical (bmh-PMT).

3.1.4. Climatología

La Provincia de Leoncio Prado presenta, temperatura promedio de 24°C, siendo la máxima 30°C, y la mínima 18°C. El descenso de temperatura, se presenta en los meses de junio a agosto, regionalmente se le conoce como los fríos de San Juan, debido a una corriente de aire frío que corre del continente Sur. La precipitación promedio anual es de 3300 mm/año; la época de mayores lluvias denominadas invierno se presenta en los meses de noviembre a marzo; la época lluviosa se interrumpe durante un periodo corto de sequía, que se presenta desde fines de diciembre hasta mediados de febrero. Mientras que la humedad relativa media fluctúa entre 80 y 90%.

3.1.5. Suelos

Los suelos de la zona de estudio, varían por presentar una compleja topografía, diferentes edades de formación y variabilidad de formaciones ecológicas. Se aprecia que, del 10% a 15% de los suelos están ubicados en terrazas inundables llamadas playas o barricales; del 2% a 20% son suelos pobremente drenados, y de 20% a 55% son suelos ácidos bien

drenados, ubicados en las planicies formando sedimentos aluviales antiguos; y del 20% al 27% del área son suelos ácidos con pendiente pronunciada y sujetos a erosión que predominan en la región.

3.2. Materiales y equipo

3.2.1. Material genético

Estacas juveniles (de rebrotes basales de *Guazuma crinita* Martius), extraídas de 20 árboles de una plantación de bolaina blanca (*Guazuma crinita* Martius) localizada en el centro poblado de Bella.

3.2.2. Material de campo

Ácido Indol – 3 - Butírico (AIB) a concentraciones de 200 ppm y 400ppm, Machetes, Caja térmica (tecnopor), Hielo, Balde plástico, Tijeras podadoras, Libreta de campo, Caja de subirrigacion.

3.2.3. Equipo

GPS Carmín G 76, Computadora personal Pentium 4.

3.3. Metodología

Se desarrolló según la metodología efectuada en el Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza – CATIE; programa de

investigación, proyecto de semillas forestales – PROSEFOR, Turrialba, Costa Rica, propuesto por (MESÉN, 1998).

3.3.1. Fase de pre campo

Consistió en planificación del trabajo de campo ubicación de la plantación preparación de del propagador de sub irrigación y la obtención de los materiales equipos y herramientas que se necesitaran en campo y determinar la estadística de la investigación.

3.3.1.1. Estadística de la investigación

1. Variables a estudiar

a. Variable independiente

- Ácido Indol – 3 - butírico (AIB) a concentraciones de 200 ppm y 400 ppm.

b. Variables dependientes

- Tiempo de emisión de raíces.
- Porcentaje de plántulas enraizadas.

2. Diseño estadístico

La investigación es de tipo experimental, para la cual se utilizó un Diseño Completamente al Azar con tres tratamientos y seis repeticiones por tratamiento.

3. Análisis estadístico

Se hizo un análisis de variancia para los tratamientos ($n=3$) y repeticiones ($r=6$); para la comparación entre medias de los tratamientos, se utilizó la Prueba de Tukey a un nivel de α de 0,05.

Cuadro 1. Esquema del ANVA

Fuentes de variación	G.L.
Tratamientos	$n - 1 = 2$
Error	$n (r-1) = 15$
TOTAL	$nr-1 = 17$

FUENTE: (Elaboración Propia).

Donde:

$n = 3$ (tratamientos)

$r = 6$ (repeticiones)

a. Modelo aditivo lineal

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \varepsilon_{ij} \quad (1)$$

Donde:

Y_{ij} = j-ésima observación del i-ésimo tratamiento.

μ = Media poblacional.

τ_i = Efecto del i-ésimo tratamiento.

ε_{ij} = Error experimental.

b. Tratamientos

Para el presente estudio de investigación los tratamientos fueron de la siguiente forma:

Donde:

T_0 = Testigo

T_1 = 200 ppm AIB

T_2 = 400 ppm AIB

4. Croquis del experimento

La siguiente figura muestra la disposición de los tratamientos en el presente estudio.

T ₁	T ₀	T ₁	T ₂	T ₀	T ₂
T ₀	T ₂	T ₂	T ₀	T ₁	T ₁
T ₂	T ₁	T ₀	T ₁	T ₂	T ₀

Figura. 1. Disposición de los tratamientos

a. Descripción del diseño experimental

Para el presente estudio de investigación los tratamientos fueron se tomaron de la siguiente forma:

Donde:

N° de unidades experimentales = 18

Ancho de calle = 10 cm

Ancho de unidad experimental = 0.30 m

Longitud unidad experimental = 0.40 m

Nº de plantas/unidad experimental = 12

Área neta experimental = 2.16 m²

Área total experimental = 3.6 m²

3.3.2. Fase de campo

3.3.2.1. La localización de los clones

Para ubicar los arboles de *Guazuma crinita* Martius se realizó mediante la selección de árboles con características sobresaliente será aquel dominante o codominante, de fuste recto, sin bifurcaciones ni torceduras en espiral, de ramas delgadas y horizontales y libre de enfermedades y plagas, la recolección de clones, se realizará en el centro poblado de Bella, provincia de Leoncio Prado para proceder luego de la Tumba de los árboles.

3.3.2.2. Compra de árboles

Se campó 20 árboles de una plantación de bolaina blanca (*Guazuma crinita* Martius) localizada en el centro poblado de Bella

3.3.2.3. Inducción al rebrote

Se realizó la inducción con el fin de estimular la regeneración de rebrotes en árboles en pie mediante la realización de cortes en la corteza, normalmente en forma de "V" invertida y tumba en la base del árbol. El corte interrumpe el flujo basípeto de auxinas y otras sustancias y en ocasiones estimula la brotación de yemas juveniles dormantes que se encuentran por debajo del corte. El corte se realizó con un ancho, de 4 cm, para evitar que cierre demasiado pronto y regenere de nuevo el flujo de sustancias (MESÉN, 1998).

3.3.2.4. Construcción del propagador de sub irrigación

Para la construcción de propagador de sub irrigación consiste en el armado de una caja de madera (tornillo) con dimensiones de 1.20 metros de ancho y 3 metros de largo, 0.5 metros de altura en la parte de adelante y 1 metro de altura en la parte posterior de la caja, cubierto por plástico transparente todo el interior de la caja en forma uniforme para impedir la pérdida del agua y para hacerlo impermeable.

Los primeros 25 cm se cubren con capas sucesivas de piedras grandes (6 a 10 cm de diámetro), piedras pequeñas (3 a 6 cm) y grava, y los últimos 5 cm arena fina, Los 20 cm basales se llenan con agua, Para introducir

el agua u observar su nivel, se utiliza tubo de PVC de 3 pulgadas para medir la altura de agua y el control del agua que no baje de los 20cm.

3.3.2.5. Preparación y desinfección del sustrato

La desinfección del sustrato (piedras, grava y arena) se realizó mediante lavado de cada una de la capas con la aplicación de agua caliente como medio desinfectante y con la aplicación de fungicida (antracol) de 54 gramos por mochila de 15 Lt la aplicación se realizó en forma paralela con el acomodo de las diferentes capas.

3.3.2.6. Corte y preparación de estacas juveniles

Las estacas fueron dimensionadas con un largo de 4 cm y 6 cm de diámetro, con el corte en la zona apical, dejando 2 yemas y 1 de hojas por cada estaca, a las cuales fue necesario cortarles dos tercios de la superficie foliar, disminuyendo la superficie de evaporación, sin afectar en gran medida las reservas de la estaca.

3.3.2.7. Establecimiento de estacas con fitohormonas

El establecimiento de las estacas se realizó con la aplicación de (AIB) 200 y 400 ppm de ácido indolbutílico en polco en la base de la estaca para la siembra de dela estacas con la ayuda de un repicador se hizo

perforaciones en cada una de las diferentes unidades muestrales para proceder a la siembra de las estacas.

3.3.2.8. Evaluación del tiempo y porcentaje de enraizamiento

La evaluación se realizó en forma diaria por 56 días para recabar información sobre el tiempo en que toma enraizar en los diferentes tratamientos y el tratamiento que obtiene mayor porcentaje de enraizamiento.

3.3.2.9. Establecimiento de plántulas en camas de cría

El establecimiento de las plántulas se realizó en bolsas de polietileno se realizó el riego de las bolsas con sustrato (piedras, grava y arena) luego realizar la perforación con un repicador y proceder a la siembra.

IV. RESULTADO Y DISCUSIÓN

4.1. De la determinación del tiempo de enraizamiento de plántulas de *Guazuma crinita* Martius por medio de estacas juveniles, aplicando dos concentraciones de fitohormona

Cuadro 2. Comparación del tiempo de enraizamiento de estacas juveniles de *Guazuma crinita* Martius entre los tres tratamientos

TRAT.	Nº DE DÍAS DESPUÉS DE LA INSTALACIÓN DE LAS ESTACAS JUVENILES																												Total
	19	22	24	26	27	28	29	30	31	32	33	35	38	39	41	43	45	46	47	48	49	50	52	53	54	55	56		
T ₀	0	1	1	3	0	4	0	1	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	1	0	1	1	0	0	0	0	1	16	
T ₁	0	1	1	3	2	1	1	4	1	1	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	2	1	1	0	1	0	0	23	
T ₂	1	2	4	5	1	1	0	4	0	5	0	0	0	1	1	0	1	2	2	2	0	0	1	1	0	1	1	36	

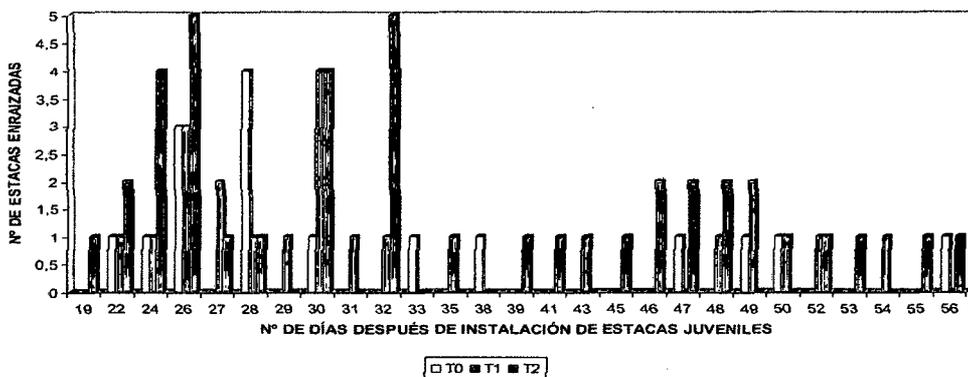


Figura 2. Comparación del tiempo de enraizamiento de estacas juveniles de *Guazuma crinita* Martius entre los tres tratamientos.

Las estacas juveniles de *Guazuma crinita* Martius del tratamiento 2 (T2: 400 ppm de AIB) según se observa en el Cuadro, muestra mayor rapidez en el enraizamiento, es decir, a 19 días luego de su establecimiento. Las estacas del tratamiento 0 (T0: testigo) y tratamiento 1 (T1: 200 ppm de AIB), iniciaron el proceso de enraizamiento a 22 días de ser establecidas. En promedio, en los tres tratamientos hubo enraizamiento hasta los 56 días posteriores al establecimiento de las estacas, observándose actividad enraizadora durante aproximadamente 38 días. De acuerdo al Cuadro 1 Figura 1, el número máximo de estacas enraizadas por día es de cinco, las que corresponden al T2, mientras en los tratamientos T0 y T1 el número máximo de estacas enraizadas es de 4.

4.2. De la determinación del porcentaje de plántulas enraizadas de *Guazuma crinita* Martius, aplicando dos concentraciones de fitohormona

Cuadro 3. Porcentaje de plántulas enraizadas de *Guazuma crinita* Martius, por tratamiento.

Tratamiento	Nº de estacas instaladas	Nº de estacas enraizadas	% de estacas enraizadas
T ₀	72	16	22
T ₁	72	23	32
T ₂	72	36	50
Total	216	75	35

Respecto al porcentaje de plántulas enraizadas, luego de 56 días de evaluación se observa en el Cuadro 2 y Figura 2, que las estacas del T2 alcanzaron el máximo, con un 50%, seguido por los tratamientos T1 y T0, respectivamente

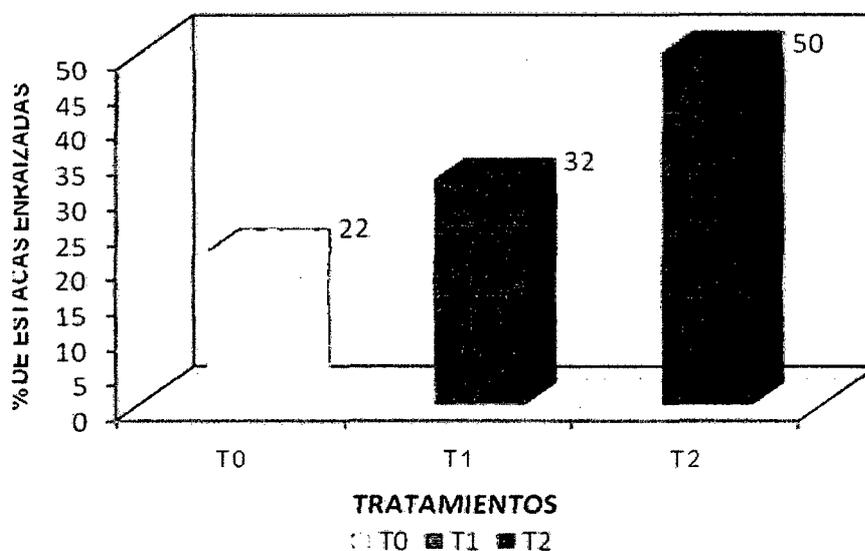


Figura 3. Porcentaje de estacas enraizadas de *Guazuma crinita* Martius, por tratamiento

Cuadro 4. Análisis de variancia para el enraizamiento de estacas juveniles de *Guazuma crinita* Martius

Fuente de variación	GL	SC	CM	Fcal	Ftab
Tratamientos	2	970,5330	485,2665 *	5,04	3,68 ; 6,36
Error Experimental	15	1443,3370	96,2225		
Total	17	2413,8700			

Cuadro 5. Prueba de Tukey ($\alpha = 0,05$)

Tratamientos	Promedios (Datos transformados)	Significación
T2	50,0 (45,025)	a
T1	31,9 (33,773)	a b
T0	22,2 (27,247)	b

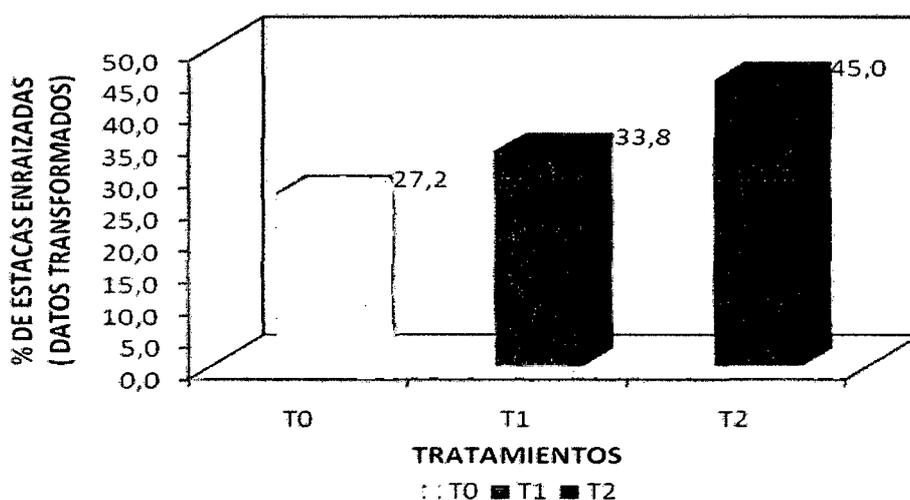


Figura 4. Medias de los tratamientos transformados al arco seno de \sqrt{x}

De acuerdo al Cuadro 3,4 y Figura 3, nótese que existe suficiente evidencia estadística para aceptar que con al menos una concentración de fitohormona se logran efectos diferentes en el enraizamiento de las estacas juveniles. De acuerdo a los datos transformados al arco seno de puede observarse en el Cuadro, que entre los tratamientos T2 y T1 no existe diferencia significativa. Es decir, no existe suficiente evidencia estadística para

aceptar que con el T2 se logre un enraizamiento diferente al T1. Sin embargo, sí existe suficiente evidencia estadística para aceptar que con el T2 se logre mejor efecto en el enraizamiento respecto al testigo (T0). En síntesis, los resultados obtenidos evidencian en general, un mejor comportamiento del tratamiento 2 (T2), consistente en la aplicación de 400 ppm de la auxina Ácido Indol Butírico para facilitar el enraizamiento de estacas juveniles de *Guazuma crinita* Martius, dado que se logró mayor rapidez en el enraizamiento, obteniéndose asimismo, mayor porcentaje de plántulas enraizadas, que si bien estadísticamente no muestra diferencia significativa entre concentraciones de 200 ppm y 400 ppm (T1 y T2), respectivamente, destaca claramente un mejor comportamiento del T2, es decir, puede asegurarse que 400 ppm de AIB estimulan mejor la actividad enraizadora en *Guazuma crinita* Martius Este resultado es corroborado por los resultados obtenidos por BARDALES y PINEDO (2006), en una investigación para analizar la influencia de tres diámetros de estaca de camu camu en tres concentraciones de Ácido Indol Butírico AIB (200, 400 y 600 ppm), donde el mejor tratamiento fue el T9 (600 ppm de AIB y diámetro grueso), con 80.4% de enraizamiento, cuya tendencia indica que a mayor concentración de AIB mayor actividad enraizadora y mejores resultados obtenidos. Conviene también mencionar que en investigación realizada en Ucayali por Oliva (2005), citado por IIAP (2005), utilizando Ácido Indol Butírico (AIB) y Ácido Naftalenacético (ANA) como hormonas de enraizamiento en camu camu, se obtuvieron mejores resultados con la auxina AIB

4.3. Del incremento de altura y diámetro, y número de hojas de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita* Martius, en fase de vivero

4.3.1. Del incremento promedio de altura en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita* Martius, en fase de vivero

Cuadro 6. Incremento promedio de altura en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita*, por tratamiento

Tratamiento	Nº de estacas enraizadas	Incremento prom. de altura (mm) de brotes en estacas enraizadas (fase de vivero)
T ₀	16	1,66
T ₁	23	2,05
T ₂	36	2,29

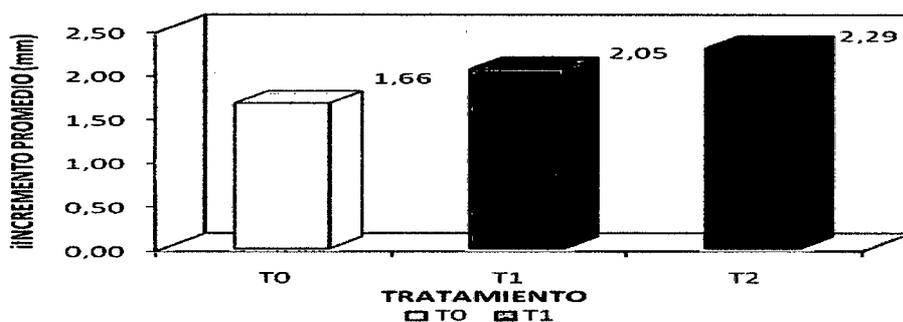


Figura 5. Incremento promedio de altura en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita*, por tratamiento

Con respecto al incremento de altura de brotes en estacas enraizadas en fase de vivero, se tiene una relación directa con el porcentaje de enraizamiento, dado que se observa que a mayor concentración de auxinas (AIB) existe mayor producción de raíces (Cuadro 5 y Figura4), lo cual concuerda con lo manifestado por SALISBURY (1991), quien señala que para la formación de raíces adventicias, se requiere mayores concentraciones de auxinas.

Esta relación directamente proporcional se evidencia en cuadro , notándose que el testigo (T0) tuvo un incremento promedio de altura de 1,66 mm durante 60 días de evaluación, mientras el porcentaje de enraizamiento fue de 22%, resultando estos valores los más bajos con respecto a los tratamientos 1 y 2 (T1 y T2).

Contrariamente, se observa que el tratamiento 1 (T1) que consistió en la aplicación de 200 ppm de AIB, alcanzó valores intermedios respecto al incremento de altura (2,05 mm) y porcentaje de enraizamiento (32%). Asimismo, manteniendo la tendencia ascendente, el tratamiento 2 (T2) que consistió en la aplicación de 400 ppm de AIB, alcanzó el mayor incremento de altura (2,29 mm) y porcentaje de enraizamiento (50%).

4.3.2. Del incremento de diámetro en rebrote de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita* Martius, en fase de vivero

Cuadro 7. Incremento promedio de diámetro en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita*, por tratamiento

Tratamiento	Nº de estacas enraizadas	Incremento prom. de diametro (mm) de brotes en estacas enraizadas (fase de vivero)
T ₀	16	0,13
T ₁	23	0,11
T ₂	36	0,10

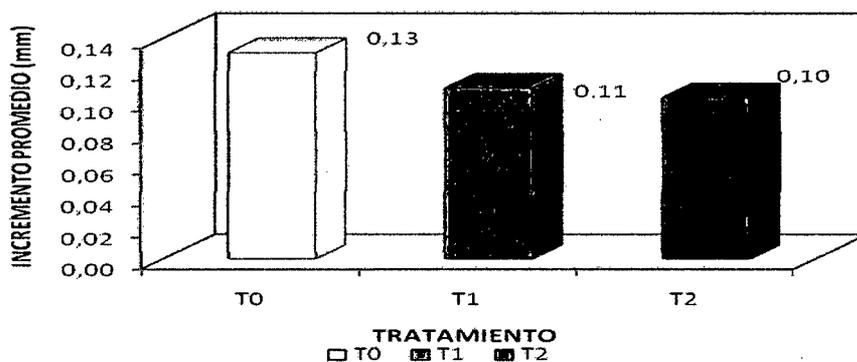


Figura 6. Incremento promedio de diámetro en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita*, por tratamiento

Con respecto al incremento de diámetro de brotes en estacas enraizadas en fase de vivero, se tiene una relación inversamente proporcional con el incremento de diámetro en brotes de estacas enraizadas, dado que a mayor incremento de altura, menor incremento de diámetro (Cuadro 6 y Figura 4), Esta relación resulta concordante con lo manifestado por la UNIVERSIDAD DE LAS AMÉRICAS. FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS (2008), que manifiesta que algunos de los efectos de las auxinas en los vegetales son: iniciación radicular, dominancia apical, inhibición de la abscisión foliar, estimulación de la elongación celular, partenocarpia, etc.

Lo mencionado anteriormente, puede evidenciarse en el cuadro, notándose que el testigo (T0) tuvo el menor incremento de altura (1,66 mm), mientras en diámetro tuvo el mayor incremento (0.13 mm); por su parte el tratamiento 1 (T1) experimentó un incremento de altura (2,05 mm), frente a un incremento de diámetro (0.11 mm).

Manteniendo la tendencia ascendente del incremento de altura, el tratamiento 2 (T2) obtuvo un valor (2,29 mm), mientras el incremento de diámetro fue de (0.10 mm).

4.4. Del porcentaje de mortandad y supervivencia de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita* Martius, en fase de vivero

Cuadro 8. Porcentaje de mortandad y supervivencia de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita* Martius en fase vivero, por tratamiento

Tratamiento	Nº de estacas enraizadas fase vivero	Nº de estacas enraizadas muertas fase vivero	% de estacas enraizadas muertas fase vivero	% de estacas enraizadas vivas fase vivero	Nº de estacas vivas fase vivero
T ₀	16	6	38	62	10
T ₁	23	4	17	83	19
T ₂	36	6	17	83	30

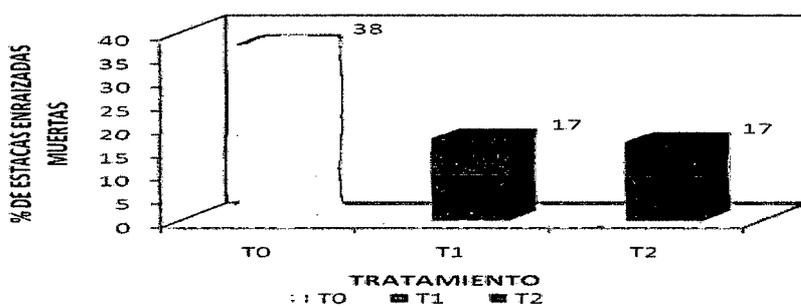


Figura 7. Porcentaje de mortandad de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita* Martius fase vivero, por tratamiento

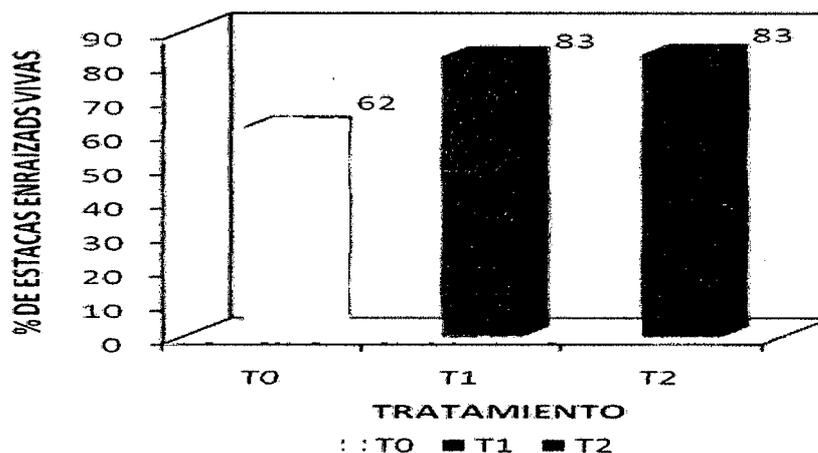


Figura 8. Porcentaje de supervivencia de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita* Martius fase vivero, por tratamiento

El porcentaje de mortandad de brotes en estacas enraizadas en fase de vivero, según puede observarse en el Cuadro 6, el testigo (T0) presenta mayor porcentaje de estacas muertas (38% de mortandad y 62% de supervivencia), lo cual probablemente se debe a problemas en la formación de raíces, dado que HARTMANN y KESTER (1983), donde señala que las estacas generalmente responden a las dosis de auxina de una manera típica, mostrando un aumento progresivo en el número y calidad de la raíz formada con cada aumento de dosis de auxina hasta alcanzar un punto máximo.

A partir del cual se inicia un descenso en la respuesta debido a problemas de toxicidad. Con dosis insuficientes las raíces son escasas, o puede haber formación de callo solamente sin formación de raíces. El

tratamiento 1 (T1) alcanzó menor porcentaje de estacas muertas (17% de mortandad y 83% de supervivencia, resultando igual al tratamiento 2 (T2), cuya fundamentación se basa en lo manifestado líneas arriba.

V. CONCLUSIONES

1. El Ácido Indol Butírico (AIB), tratamiento (T1) y (T2) presentó mayor eficiencia en el tiempo y porcentaje de enraizamiento de estacas de *Guazuma crinita* Martius, en comparación a los resultados obtenidos en el tratamiento testigo (T0).
2. El tratamiento (T2), alcanzo el mayor incremento en altura de brotes de estacas enraizadas (fase de vivero), con 2,05 mm, en un periodo de evaluación de 60 días.
3. El testigo (T0) obtuvo el mayor incremento en diámetro de brotes en estacas enraizadas (fase de vivero), con 0.13 mm, en un periodo de evaluación de 60 días.
4. El incremento de altura de brotes en estacas enraizadas de *Guazuma crinita* Martius en fase de vivero, presenta una relación inversamente proporcional con el incremento de diámetro en brotes de las mismas estacas, en los tres tratamientos respectivamente.

5. El testigo (T0) evidenció mayor porcentaje de mortandad en los brotes de estacas enraizadas en fase de vivero (38%).

6. La presencia de la fitohormona AIB en brotes de estacas enraizadas, tiene mejores efectos en el porcentaje de supervivencia de los mismos, en fase de vivero.

VI. RECOMENDACIONES

1. La obtención de ramas de la planta donante debe realizarse por la mañana o por la tarde (antes de las 10 am o después de las 4 pm), con la finalidad de evitar que las estacas pierdan agua durante las horas de mayor insolación.
2. Emplear propagadores de subirrigación como cámaras para propiciar el enraizamiento de estacas juveniles de diferentes especies forestales.
3. En caso de no contar con rodales y/o huertos semilleros, las plantas donantes deben estar constituidas por árboles fenotípicamente seleccionados (árboles plus), existentes en la zona.
4. Con fines de propagación vegetativa, deben emplearse estacas juveniles de *Guazuma critina* Martius de 5 cm de longitud; arena y grava con diámetros diferentes como sustrato, y una dosis de AIB en polvo al 0.4 % mezclada con talco neutral aplicado por contacto en la base de la estaca juvenil con $\frac{3}{4}$ partes del área foliar, y diámetro de 0.15 cm, con lo cual se garantiza el enraizamiento de las estacas en un periodo máximo de seis semanas.

VII. ABSTRACT

The present Investigation is based on the enraizamiento of juvenile stakes and its effect in the initial growth of white bolaina *Guazuma crinita* Martius, by means of propagator of sub irrigation, applying two fitohormona concentrations to (0,2 and 0.4%) of sour indolbutilico (AIB) it stops later on to proceed to determine the time of enraizamiento of stakes, percentage of taken root stakes and I increase in height and plántulas diameter taken root starting from juvenile stakes of *Guazuma crinita* Martius, in nursery phase, for this daily evaluations will be had in enraizamiento phase and in nursery phase every 7 days seizing a total of 4 months where one will have as influential factor at the time for these evaluations.

You determines that the T2 (0.4% AIB) I reach the maximum number of stakes taken root per day it is of 5, beginning their enraizamiento to the 19 later days, while in the treatments T0 (0% AIB) and T1 (0.2% AIB) the maximum number of taken root stakes is of 4, beginning its enraizamiento to the 19 later days, with activity enraizadora during approximately 38 days. Regarding the percentage of taken root plántulas the T2 (0.4% AIB) they reached the maximum, with 50%, continued by the treatments T1 (0.2% AIB)

and T0 (0% AIB), respectively. Increment of height of buds in stakes taken root in nursery phase, one has a direct relationship with the percentage of enraizamiento witness (T0) he/she had an increment average of height 1,66 mm. Contrarily, it is observed that the tratamiento1 (T1) 2,05 mm and tratamiento2 (T2) 2,29 mm. Increment of diameter of buds in stakes taken root in nursery phase, one has a relationship inversely proportional with the diameter increment in buds of taken root stakes the witness (T0) 0.13 mm treatment 1 (T1) 0.11 mm the treatment 2 (T2) 0.10 mm. El percentage of death toll of buds in stakes taken root in nursery phase, the witness (T0) it presents bigger percentage of dead stakes (38% of death toll and 62% of survival), treatment 1 (T1) it reached smaller percentage of dead stakes (17% of death toll and 83% of survival), similar to the treatment 2 (T2).

Key Words: *Guazuma crinita*, auxin, ortet irrigation sub propagator.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BENAVIDES, J. E. 1999. Utilización de la morera en sistemas de producción animal.[Enlínea].(<http://www.itcr.fao.org/ag/AGA/AGAP/FRG/agrofor1.com>, 30 de sep. 2002).
- BLAZICH, F.A. 1988. Chemicals and formulations used to promote adventitious rooting. In Adventitious Root Formation in Cuttings. (Eds. David, T.D., Haissig, B.E. y Sankhla, N.). Portland, Oregon. Dioscorides Press. p. 132-149.
- BOTTI, A. 1999. Principios de la propagación y técnicas de propagación por estacas. Pp 72 -82. En: Manejo tecnificado de invernaderos y propagación de plantas. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. 161 p.
- BURDON, R.D. 1989. When is cloning on an operational scale appropriate?. In Breeding tropical trees: Population structure and genetic improvement strategies in clonal and seeding forestry. Proc. IUFRO Conference, Pattaya, Thailand, 1984. (eds. Gibson, G.L. y Matheson, A.C.). Oxford

Forestry Institute, Oxford, United Kingdom and Winrock Internacional, Arlington, Virginia, USA. p. 9-27.

CUCULIZA, P. 1956. Propagación de plantas. Talleres Gráficos Villanueva. Lima ,Perú. 280 p.

GUTIÉRREZ, B. 1995. Consideraciones sobre la fisiología y el estado de madurez en el enraizamiento de estacas de especies forestales. Santiago, Chile. Ciencia e Investigación Forestal. 9 (2): 261 – 277.

HARTMANN, H.T., KESTER, D.E. 1983. Plant propagation – principles and practices. 2nd. ed. Englewood Cliffs, N.J. Prentice Hall. 702 p.

HARTMANN, T AND KESTER, D. 1997. Plant Propagation: Principles and practices. Prentice Hall, New Jersey. 820 p.

HARTMANN, T Y KESTER, D. 1988. Propagación de plantas: principios y prácticas. Continental, México. 727 p.

HEEDE, A. Y LECOURT, M. 1981. El estaquillado: guía práctica de multiplicación de las plantas Ediciones Mundi- prensa, Madrid.197 p.

LEAKEY, R.R.B., MESÉN, F. 1991. Propagación vegetativa de especies forestales: enraizamiento de estacas suculentas. In Manual sobre mejoramiento genético con referencia especial a América Central. (Eds.

Cornelius, J.; Mesén, F. y Corea, E.) CATIE, Turrialba, Costa Rica. p. 113-133.

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

LIBBY, W.J., RAUTER, R.M. 1984. Advantages of clonal forestry. *The Forestry Chronicle*. p. 145-149.

LOACH, K. 1988. Controlling environmental conditions to improve adventitious rooting. In *Adventitious Root Formation in Cuttings*. (Eds. Davis, T.D., Haissig, B.E. y Sankhla, N.). Portland, Oregon. Dioscorides Press. p. 248-273.

MESÉN, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub irrigación. Turrialba, Costa Rica. 35 p.

MESÉN, F. 1988. Propagación vegetativa de *Araucaria hunsteinii* mediante enraizamiento de estacas. Tesis Lic. Agr., Facultad de Agronomía, Universidad de Costa Rica. 77 p.

MESÉN, F. 1993. Vegetative propagation of Central American Hardwoods. Ph. D. Thesis, University of Edimburgh, Institute of Terrestrial Ecology. Edimburgh, Scotland. 231 p.

MESÉN, F., TREJOS, E. 1998. Propagación vegetativa de San Juan (*Vochysia guatemalensis* Donn. Smith) mediante enraizamiento de estacas juveniles. Revista Forestal Centroamericana (en prensa).

SALISBURY, F. 1991. Fisiología vegetal., Iberoamericana, México. 579 p.

STRASBURGUER, E. 1994. Tratado de botánica. Omega, Barcelona. 1.068 p.

UNIVERSIDAD DE LAS AMÉRICAS. FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS (2008), Crecimiento y desarrollo: reguladores del crecimiento. Guía N° 7 "auxinas". Santiago, Chile. p. 1.

WEAVER, R. 1976. Reguladores de crecimiento de las plantas en la agricultura. Trillas. México. 622 p.

ZOBEL, B. TALBERT, J. 1984. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. México D.F. Limusa. 545 p.

IX. ANEXOS

Cuadro 11. Tiempo de enraizamiento de estacas juveniles de *Guazuma crinita*
Martius para T1

Trat.	Nº de días después de la instalación de las estacas juveniles																										Total	
	19	22	24	26	27	28	29	30	31	32	33	35	38	39	41	43	45	46	47	48	49	50	52	53	54	55		56
T1	0	1	1	3	2	1	1	4	1	1	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	2	1	1	0	1	0	0	23

Cuadro12. Tiempo de enraizamiento de estacas juveniles de *Guazuma crinita*
Martius para T2

Trat.	Nº de días después de la instalación de las estacas juveniles																										Total	
	19	22	24	26	27	28	29	30	31	32	33	35	38	39	41	43	45	46	47	48	49	50	52	53	54	55		56
T2	1	2	4	5	1	1	0	4	0	5	0	0	0	1	1	0	1	2	2	2	0	0	1	1	0	1	1	36

Cuadro 13. Comparación del tiempo de enraizamiento de estacas juveniles de
Guazuma crinita Martius entre los tres tratamientos

Trat.	Nº de días después de la instalación de las estacas juveniles																										Total	
	19	22	24	26	27	28	29	30	31	32	33	35	38	39	41	43	45	46	47	48	49	50	52	53	54	55		56
T0	0	1	1	3	0	4	0	1	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	1	0	1	1	0	0	0	0	1	16
T1	0	1	1	3	2	1	1	4	1	1	0	1	0	0	0	1	0	0	0	1	2	1	1	0	1	0	0	23
T2	1	2	4	5	1	1	0	4	0	5	0	0	0	1	1	0	1	2	2	2	0	0	1	1	0	1	1	36

Cuadro 14. Porcentaje de plántulas enraizadas de *Guazuma crinita* Martius,
por tratamiento

Tratamiento	Nº de estacas instaladas	Nº de estacas enraizadas	% de estacas enraizadas
T0	72	16	22
T1	72	23	32
T2	72	36	50
Total	216	75	35

Cuadro 15. Análisis de variancia para el enraizamiento de estacas juveniles de *Guazuma crinita* Martius

Fuente de variación	GL	SC	CM	Fcal	Ftab
Tratamientos	2	970,5330	485,2665 *	5,04	3,68 ; 6,36
Error Experimental	15	1443,3370	96,2225		
Total	17	2413,8700			

Cuadro 16. Prueba de Tukey ($\alpha = 0,05$)

Tratamientos	Promedios (datos transformados)	Significación
T2	50,0 (45,025)	A
T1	31,9 (33,773)	a b
T0	22,2 (27,247)	B

Cuadro 17. Incremento promedio de altura en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita*, por tratamiento

Tratamiento	Nº de estacas enraizadas	Incremento prom. de altura (mm) de brotes en estacas enraizadas (fase de vivero)
T0	16	1,66
T1	23	2,05
T2	36	2,29

Cuadro 18. Incremento promedio de diámetro en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita*, por tratamiento

Tratamiento	Nº de	Incremento prom. de diametro (mm)
	estacas enraizadas	de brotes en estacas enraizadas (fase de vivero)
T0	16	0,13
T1	23	0,11
T2	36	0,10

Cuadro 19. Porcentaje de mortandad y supervivencia de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita* Martius en fase vivero, por tratamiento

Tratamiento	Nº de estacas enraizadas fase vivero	Nº de estacas	% de estacas	% de estacas
		enraizadas muertas fase vivero	enraizadas muertas fase vivero	enraizadas vivas fase vivero
T0	16	6	38	62
T1	23	4	17	83
T2	36	6	17	83

Cuadro 20. Evaluación del altura promedio en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita*, por tratamiento fase vivero

Altura de brote (mm)					
Tratamiento 0					
Nº	28/06/2007	15/07/2007	30/07/2007	16/08/2007	Promedio
1	30,72	32,02	33,32	33,32	2,60
2	0	0	0	0	0
3	12,63	14,1	14,17	14,21	1,58
4	0	0	0	0	0
5	0	0	0	0	0
6	19,98	20,02	20,7	21,01	1,03
7	21,9	22,7	23,05	23,09	1,19
8	0	0	0	0	0
9	19,59	20,09	20,14	21,17	1,58
10	19,38	22,18	23,45	23,49	4,11
11	0	0	0	0	0
12	15,3	15,55	17,31	17,32	2,02
13	39,95	40,02	40,23	40,25	0,30
14	0	0	0	0	0
15	35,6	36,5	37,02	38,11	2,51
16	41,11	42,3	42,41	42,45	1,34
Promedio					1,66

Cuadro 21. Incremento del altura promedio en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita*, por tratamiento fase vivero

Altura de brote (mm)					
Tratamiento 1					
Nº	28/06/2007	15/07/2007	30/07/2007	16/08/2007	Promedio
1	15,09	16,23	16,95	16,98	1,89
2	29,88	30,36	31,3	31,33	1,45
3	50,95	51,69	51,83	51,87	0,92
4	41,11	42,3	42,41	42,45	1,34
5	20,31	20,09	22,8	22,84	2,53
6	17,06	17,81	18,28	18,32	1,26
7	10,36	12,45	13,27	13,29	2,93
8	26,81	28,21	29,09	29,12	2,31
9	13,05	16,25	18,7	18,75	5,70
10	0	0	0	0	0
11	0	0	0	0	0
12	23,47	20,91	24,26	25,01	1,54
13	14,59	15,23	16,14	17,02	2,43
14	19,38	20,65	21,36	22,05	2,67
15	0	0	0	0	0
16	16,95	17,06	17,85	18,21	1,26
17	32,3	32,08	32,98	33,1	0,80
18	51,83	52,31	52,65	53,02	1,19
19	42,41	42,91	43,56	44,21	1,80
20	22,8	23,18	24,56	25,12	2,32
21	18,28	19,14	20,35	20,95	2,67
22	13,27	13,85	14,5	15,23	1,96
23	0	0	0	0	0
Promedio					2,05

Cuadro 22. Incremento del altura promedio en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita*, por tratamiento fase vivero

Altura de brote (mm)					
Tratamiento 2					
Nº	28/06/2007	15/07/2007	30/07/2007	16/08/2007	Promedio
1	43,89	43,97	44,12	44,95	1,06
2	17,64	17,76	18,17	19,9	2,26
3	91,19	92,31	92,65	96,54	5,35
4	0	0	0	0	0,00
5	0	0	0	0	0,00
6	28,9	29,12	29,58	30,5	1,60
7	42,47	43,5	44,07	45,23	2,76
8	0	0	0	0	0,00
9	19,38	20,23	21,38	22,56	3,18
10	26,23	27,4	27,89	28,21	1,98
11	0	0	0	0	0,00
12	40,35	41,36	41,42	42,37	2,02
13	33,6	34,06	34,89	35,54	1,94
14	35,6	36,01	36,97	37,87	2,27
15	41,87	41,99	42,36	43,08	1,21
16	21,99	22,15	22,98	23,56	1,57
17	23,05	23,56	24,15	24,98	1,93
18	0	0	0	0	0,00
19	20,14	20,89	21,15	21,94	1,80
20	23,45	23,95	24,12	25,12	1,67
21	25,6	25,98	26,17	26,96	1,36
22	28,7	28,81	29,56	30,56	1,86
23	33,65	33,69	34,85	35,18	1,53
24	18,7	19,3	20,45	21,05	2,35
25	20,65	21,15	21,95	22,35	1,70

Cuadro 22. (Continuación...)

26	16,95	17,06	17,85	18,21	1,26
27	51,83	52,31	52,65	53,02	1,19
28	22,8	23,18	24,56	25,12	2,32
29	13,27	13,85	14,5	15,23	1,96
30	14,02	16,02	21,99	22,01	7,99
31	0	0	0	0	0,00
32	13,09	16,23	16,95	16,98	3,89
33	18,31	20,09	22,8	22,84	4,53
34	14,59	15,23	16,14	17,02	2,43
35	51,83	52,31	52,65	53,02	1,19
36	10,36	12,45	13,27	13,29	2,93
Promedio					2,29

Cuadro 23. Incremento del diámetro promedio en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita*, por tratamiento fase vivero

Diámetro de brote (mm)					
Tratamiento 0					
Nº	28/06/2007	15/07/2007	30/07/2007	16/08/2007	Promedio
1	1,58	1,81	1,89	1,91	0,33
2					
3	1,54	1,69	1,7	1,72	0,18
4	0	0	0	0	
5	0	0	0	0	
6	1,54	1,53	1,77	1,78	0,24
7	2,1	2,1	2,13	2,13	0,03
8	1,61	1,65	1,69	1,69	0,08
9	1,17	1,19	1,19	1,2	0,03
10	1,3	1,55	1,56	1,58	0,28

Cuadro 23. (Continuación...)

11	0	0	0	0	
12	1,77	1,79	1,8	1,83	0,06
13	1,65	1,69	1,76	1,78	0,13
14	0	0	0	0	
15	1,9	1,93	1,95	1,96	0,06
16	1,48	1,48	1,48	1,5	0,02
Promedio					0,13

Cuadro 24. Incremento del diámetro promedio en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita*, por tratamiento fase vivero

Diámetro de brote (MM)					
Tratamiento 1					
Nº	28/06/2007	15/07/2007	30/07/2007	16/08/2007	Promedio
1	1,44	1,44	1,45	1,46	0,02
2	1,47	1,49	1,52	1,54	0,07
3	1,52	1,58	1,61	1,63	0,11
4	1,48	1,48	1,48	1,5	0,02
5	1,17	1,17	1,17	1,21	0,04
6	1,3	1,3	1,32	1,33	0,03
7	1,69	1,69	1,69	1,71	0,02
8	1,43	1,43	1,43	1,44	0,01
9	1,94	1,93	1,97	2,01	0,07
10	0	0	0	0	
11	0	0	0	0	
12	1,3	1,86	1,88	1,91	0,61
13	1,69	1,71	1,73	1,75	0,06
14	1,43	1,45	1,46	1,49	0,06

Cuadro 24. (Continuación...)

15	0	0	0	0	
16	1,47	1,49	1,52	1,56	0,09
17	1,61	1,62	1,63	1,64	0,03
18	1,48	1,51	1,53	1,54	0,06
19	1,17	1,21	1,23	1,25	0,08
20	1,32	1,33	1,35	1,38	0,06
21	1,69	1,73	1,75	1,76	0,07
22	1,47	1,49	1,52	1,56	0,09
23	0	0	0	0	
Promedio					0,08

Cuadro 25. Incremento del diámetro promedio en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita*, por tratamiento fase vivero

Diámetro de brote (mm)					
Tratamiento 2					
Nº	28/06/2007	15/07/2007	30/07/2007	16/08/2007	Promedio
1	1,2	1,78	1,79	1,74	0,54
2	1,24	1,86	1,86	1,65	0,41
3	2,11	2,28	2,29	2,32	0,21
4	0	0	0	0	
5	0	0	0	0	
6	2,29	2,31	2,33	2,35	0,06
7	1,74	1,75	1,78	1,81	0,07
8	0	0	0	0	
9	1,54	1,57	1,61	1,63	0,09
10	1,56	1,59	1,62	1,65	0,09
11	0	0	0	0	

Cuadro 25. (Continuación...)

12	1,58	1,6	1,62	1,65	0,07
13	1,9	1,91	1,93	1,95	0,05
14	1,68	1,71	1,73	1,75	0,07
15	1,53	1,56	1,57	1,61	0,08
16	2,1	2,13	2,15	2,17	0,07
17	1,65	1,68	1,7	1,72	0,07
18	0	0	0	0	
19	1,55	1,58	1,59	1,62	0,07
20	1,9	1,92	1,95	1,97	0,07
21	1,53	1,54	1,56	1,59	0,06
22	2,1	2,14	2,16	2,18	0,08
23	1,65	1,68	1,71	1,74	0,09
24	1,32	1,35	1,37	1,39	0,07
25	1,69	1,71	1,72	1,73	0,04
26	1,47	1,49	1,52	1,56	0,09
27	1,48	1,51	1,53	1,54	0,06
28	1,32	1,33	1,35	1,38	0,06
29	1,47	1,49	1,52	1,56	0,09
30	1,54	1,53	1,77	1,78	0,24
31	1,61	1,65	1,69	1,69	0,08
32	1,44	1,44	1,4,5	1,46	0,02
33	1,17	1,17	1,17	1,21	0,04
34	1,69	1,71	1,73	1,75	0,06
35	1,48	1,51	1,53	1,54	0,06
36	1,69	1,69	1,69	1,71	0,02
Promedio					0,10

Cuadro 26. Plantas muertas en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita*, por tratamiento fase vivero

Plantas muertas					
Tratamiento 0					
Nº	28/06/2007	15/07/2007	30/07/2007	16/08/2007	Promedio
1					0
2	1				1
3					0
4	1				1
5	1				1
6					0
7					0
8	1				1
9					0
10					0
11	1				1
12					0
13					0
14	1				1
15					0
16					0
Promedio					6

Cuadro 27. Plantas muertas en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita*, por tratamiento fase vivero

Plantas muertas					
Tratamiento 1					
Nº	28/06/2007	15/07/2007	30/07/2007	16/08/2007	Promedio
1					0
2					0
3					0
4					0
5					0
6					0
7					0
8					0
9					0
10	1				1
11	1				1
12					0
13					0
14					0
15	1				1
16					0
17					0
18					0
19					0
20					0
21					0
22					0
23	1				1
Promedio					4

Cuadro 28. Plantas muertas en rebrotes de plántulas enraizadas a partir de estacas juveniles de *Guazuma crinita*, por tratamiento fase vivero

Plantas muertas					
Tratamiento 2					
Nº	28/06/2007	15/07/2007	30/07/2007	16/08/2007	Promedio
1					0
2					0
3					0
4	1				1
5	1				1
6					0
7					0
8	1				1
9					0
10					0
11	1				1
12					0
13					0
14					0
15					0
16					0
17					0
18	1				1
19					0
20					0
21					0
22					0
23					0
24					0

Cuadro 28. (Continuación...)

25		0
26		0
27		0
28		0
29		0
30		0
31	1	1
32		0
33		0
34		0
35		0
36		0
Promedio		6

Anexo 02. Figuras



Figura 09. Corte en V generar rebrote.



Figura 10. Colecta de rebrotes



Figura 11 Selección de sustrato.



Figura 12.Desinfeccion de sustrato.

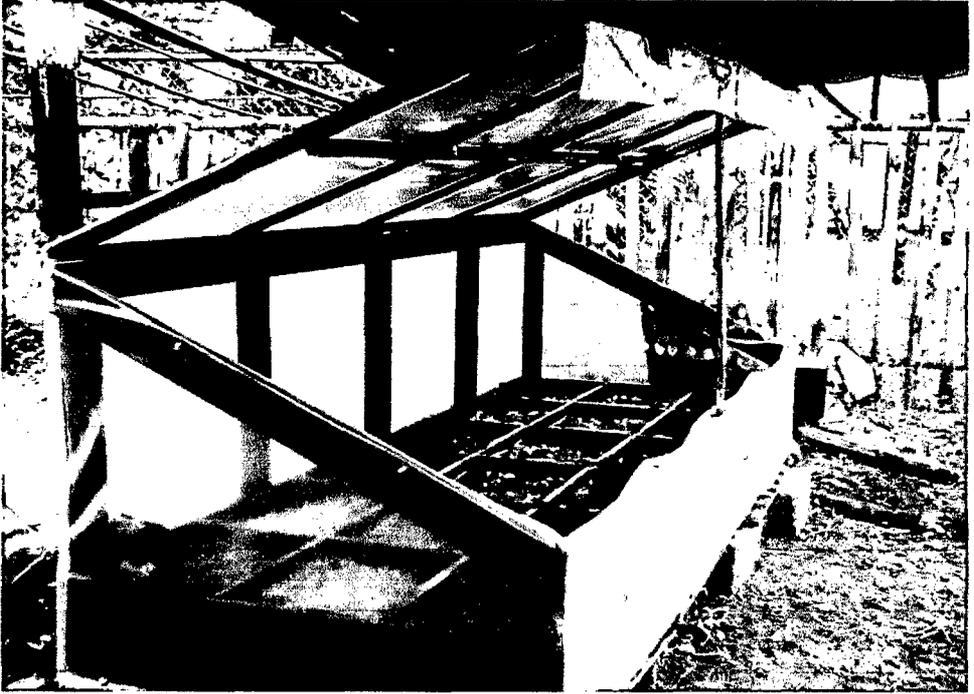


Figura 13. Camara de sub irrigación.



Figura 14. Camara de sub irrigación con sustrato.



Figura 15.Preparacion de la hormona AIB.

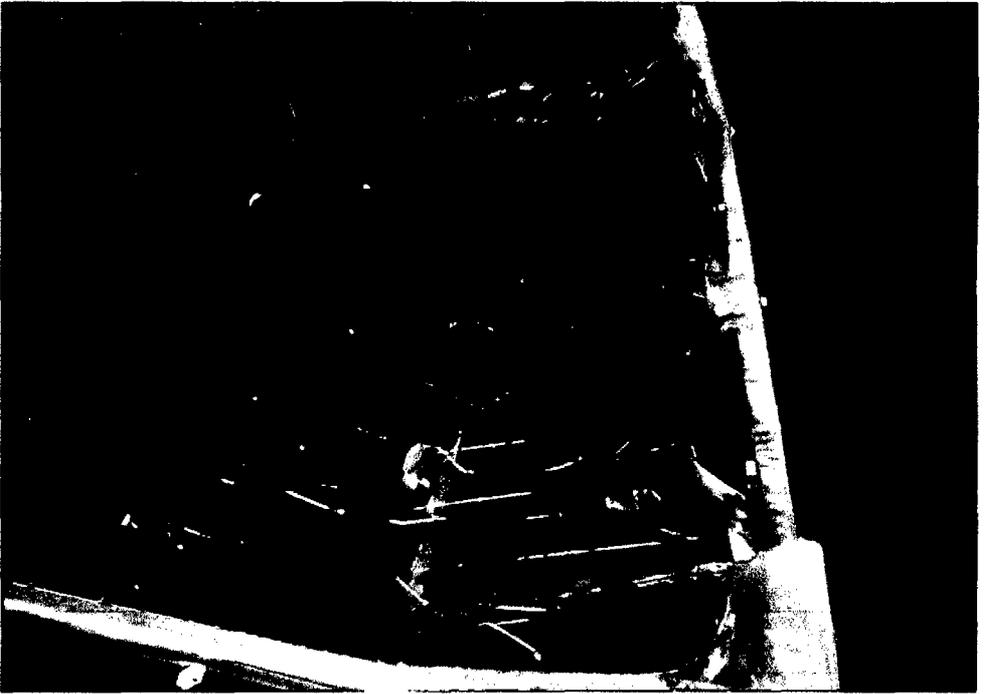


Figura 16.Distribucion de muestras



Figura 17. Primera Evaluación, a cinco días de instaladas las estacas.



Figura 18. Enraizamiento a 21 días.



Figura 19. Enraizamiento a 23 días.

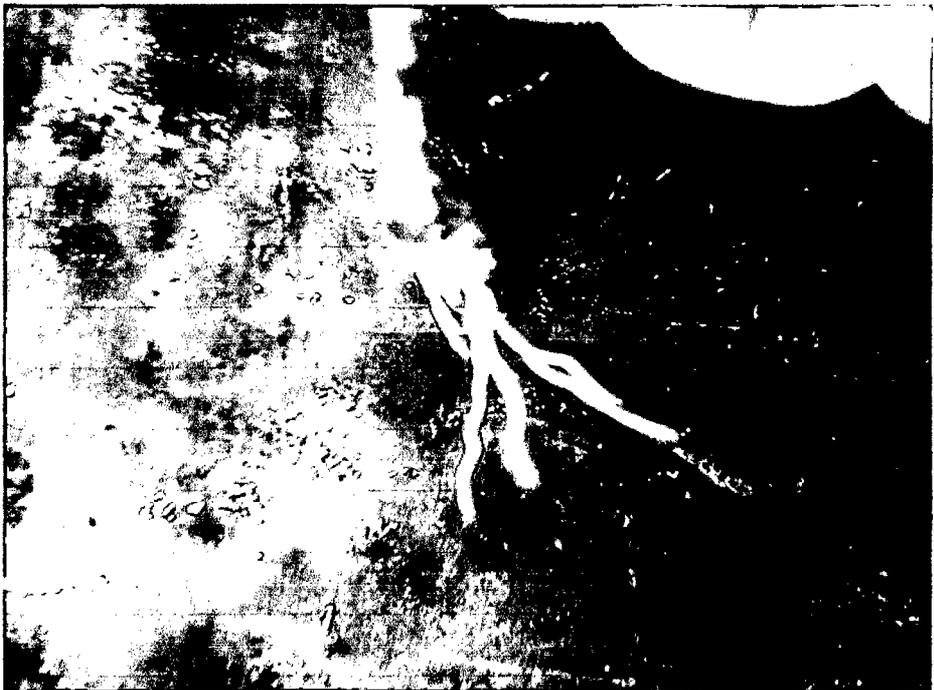


Figura 20. Enraizamiento a 33 días



Figura 21. Enraizamiento a 56 días.



Figura 22. Repique a los 56 días