

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



PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE *Dendrocalamus asper* (Schultes f.) Backer
Y *Guadua angustifolia* Kunth A TRAVÉS DE ESQUEJES DEL CULMO
APLICANDO DOSIS DE ÁCIDO INDOL-3-BUTÍRICO y ÁCIDO
NAFTALACÉTICO

TESIS

Para optar el título de:

INGENIERO EN RECURSOS NATURALES RENOVABLES

MENCIÓN FORESTALES

Presentado por:

WENY SOTO AMADO

PROMOCIÓN 2009 - I

Tingo María – Perú

2011



F02
S71
Soto Amado, Weny

Propagación Vegetativa de *Dendrocalamus asper* (Schultes f.) Backer y *Guadua angustifolia* Kunth a Través de Esquejes del Culmo Aplicado Dosis de Ácido Indol-3-Butírico y Ácido Naftalacético. Tingo María, 2011

80 h.; 40 cuadros; 33 fgrs.; 20 ref.; 30 cm.

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

**1. DENDROCALAMUS ASPER 2. GUADUA ANGUSTIFOLIA 3. PROPAGACION
VEGETATIVA 4. RENDIMIENTO RADICULAR 5. CRECIMIENTO 6. PERU.**



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 23 de Junio de 2011, a horas 11:00 a.m. en la Sala de Grados de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, para calificar la tesis titulada:

“PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE *Dendrocalamus asper* (Schultes f.) Backer y *Guadua angustifolia* Kunth A TRAVÉS DE ESQUEJES DEL CULMO, APLICANDO DOSIS DE ÁCIDO INDOL-3-BUTÍRICO Y ÁCIDO NAFTALACÉTICO”

Presentado por el Bachiller: **WENY SOTO AMADO**, 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, 07 de Julio de 2011


Ing. RAUL ARAUJO TORRES
Presidente


Ing. JAIME TORRES GARCÍA
Vocal


Ing. TANIA E. GUERRERO VEJARANO
Vocal




Ing. M.Sc. LADISLAO RUIZ RENGIFO
Asesor

DEDICATORIA

A Dios mi Padre Celestial,
por guardarme y guiarme
cada día.

A mi recordada y amada madre
Grimanesa Amado Gonzales,
por estar siempre en mis
pensamientos.

A mis hermanos y hermanas:
Elizabeth, Luis, Juan, Enrique y
Nataly, con el amor de siempre.

Al señor Abner Rengifo
Gonzales, por su apoyo
incondicional.

AGRADECIMIENTOS

- A la Universidad Nacional Agraria de la Selva, por haberme forjado como profesional.
- A todos los catedráticos de la Facultad de Recursos Naturales Renovables, quienes contribuyeron en mi formación académica profesional.
- Al Ingeniero M.Sc. Ladislao Ruiz Rengifo, asesor del presente trabajo de investigación, por su apoyo y motivación en la realización del presente trabajo de investigación.
- Al Ingeniero M.Sc. Casiano Aguirre Escalante, por su orientación profesional y facilidades para la ejecución de la presente investigación.
- A los miembros del jurado Ing. Raúl Araujo Torres, Ing. Jaime Torres García, e Ing. Tania Guerrero Vejarano, por sus valiosos aportes al trabajo de investigación.
- Al señor Mario y Leyden por el apoyo en el trabajo de campo realizado en la presente investigación
- A todos mis amigos y amigas, y a todos aquellos que me apoyaron en forma incondicional en la culminación del presente trabajo de investigación.

ÍNDICE

	Página
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1. Situación del bambú.....	4
2.2. Descripción botánica del bambú	5
2.2.1. Rizoma	5
2.2.2. Culmo	7
2.2.3. Yema	7
2.2.4. Hoja caulinar.....	8
2.2.5. Follaje.....	8
2.3. Ecología y distribución del bambú.....	8
2.3.1. Precipitación pluvial.....	8
2.3.2. Temperatura	9
2.3.3. Humedad relativa	9
2.3.4. Altitud.....	9
2.3.5. Pendiente	9
2.3.6. Suelos.....	10
2.3.7. Distribución geográfica del bambú	10
2.4. Descripción de las especies en estudio	11
2.4.1. <i>Dendrocalamus asper</i> (Schultes f.) Backer	11
2.4.2. <i>Guadua angustifolia</i> Kunth	14
2.5. Propagación del bambú	17

2.5.1. Sexual.....	17
2.5.2. Asexual.....	18
2.5.3. Propagación <i>in vitro</i>	22
2.6. Crecimiento y desarrollo del bambú.....	22
2.7. Sustancias enraizadoras.....	23
2.7.1. Ácido indolacético (AIA).....	23
2.7.2. Ácido 2, 4 – diclorofenoxiacético (2,4-D).....	24
2.7.3. Ácido indol-3-butírico (AIB).....	25
2.7.4. Ácido naftalacético (ANA).....	25
2.8. Uso de sustancias enraizadoras.....	26
2.8.1. Formas de aplicación.....	26
2.8.2. Concentraciones y uso en propagación.....	28
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	32
3.1. Lugar de ejecución.....	32
3.1.1. Ubicación política.....	32
3.1.2. Ubicación geográfica.....	32
3.1.3. Clima.....	33
3.1.4. Zona de vida.....	33
3.2. Materiales.....	33
3.2.1. Material biológico.....	33
3.2.2. Materiales de campo.....	33
3.2.3. Materiales de laboratorio.....	34
3.2.4. Insumos y reactivos.....	34

3.2.5. Equipos.....	34
3.3. Variables independientes.....	34
3.3.1. Especies.....	34
3.3.2. Enraizadores	34
3.3.3. Dosis.....	35
3.4. Diseño experimental	35
3.5. Disposición del experimento	37
3.6. Observaciones registradas.....	38
3.6.1. Porcentaje de emisión de brotes, supervivencia y prendimiento	38
3.6.2. Altura del brote principal.....	39
3.6.3. Número y porcentaje de esquejes enraizados.....	39
3.6.4. Longitud máxima de la raíz por esqueje	39
3.6.5. Rendimiento radicular por esqueje.....	39
3.7. Ejecución del experimento	40
3.7.1. Acondicionamiento de las camas de cría	40
3.7.2. Preparación de sustrato.....	40
3.7.3. Llenado y acondicionamiento de las bolsas	40
3.7.4. Preparación de las dosis de los enraizadores	41
3.7.5. Extracción y preparación del material vegetativo	42
3.7.6. Aplicación del polvo enraizante a los esquejes	42
3.7.7. Siembra de los esquejes	43
3.7.8. Riego	43

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	44
4.1. Porcentaje de emisión de brotes, supervivencia y prendimiento de esquejes en <i>Dendrocalamus asper</i> (Schultes f.) Backer.....	44
4.1.1. Emisión de brotes, supervivencia y prendimiento bajo efectos del ácido indol-3-butírico (AIB).....	45
4.1.2. Emisión de brotes, supervivencia y prendimiento bajo efectos del ácido naftalacético (ANA).....	47
4.2. Altura del brote principal de esquejes de <i>Dendrocalamus asper</i> (Schultes f.) Backer.....	52
4.2.1. Altura de brote bajo efectos del ácido Indol-3-butírico (AIB)	52
4.2.2. Altura de brote bajo efectos del ácido naftalacético (ANA).....	54
4.3. Número de esquejes enraizados de <i>Dendrocalamus asper</i> (Schultes..f.) Backer.....	58
4.3.1. Número total de esquejes enraizados con ácido indol-3-butírico (AIB).....	59
4.3.2. Número total de esquejes enraizados con ácido naftalacético	61
4.4. Longitud de raíz en <i>Dendrocalamus asper</i> (Schultes f.) Backer .	64
4.4.1. Longitud de raíz de los esquejes bajo efectos del ácido indol-3-butírico.....	64
4.4.2. Longitud de la raíz de los esquejes bajo efectos del ácido naftalacético.....	65

4.5. Rendimiento radicular en <i>Dendrocalamus asper</i> (Schultes f.) Backer.....	67
4.5.1. Rendimiento radicular con el ácido indol-3-butírico (AIB)..	67
4.5.2. Rendimiento radicular con el ácido naftalacético (ANA)....	68
4.6. Prendimiento y enraizamiento de esquejes <i>Guadua</i> <i>angustifolia</i> Kunth.....	71
V. CONCLUSIONES.....	73
VI. RECOMENDACIONES.....	74
VII. ABSTRACT	75
VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	76
ANEXOS.....	80

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Página
1. Esquema del análisis de variancia.	37
2. Esquema de la disposición del diseño experimental.	38
3. Análisis de variancia de la supervivencia de los esquejes ácido indol-3-butírico durante el tiempo de evaluación.	45
4. Prueba de Duncan de la supervivencia y prendimiento de los esquejes con ácido indol-3-butírico.	46
5. Análisis de variancia de la supervivencia de los esquejes con ácido naftalacético durante el tiempo de evaluación.	48
6. Prueba de Duncan de la supervivencia y prendimiento de los esquejes con ácido naftalacético.	49
7. Análisis de variancia de la altura del brote con ácido Indol-3-butírico. .	52
8. Prueba Duncan para la altura del brote con ácido Indol-3-butírico.	53
9. Análisis de variancia de la altura del brote con ácido naftalacético.	55
10. Prueba Duncan para la altura del brote con ácido naftalacético.	56
11. Análisis de variancia para el número total de esquejes enraizados con ácido indol-3-butírico.	59
12. Comparación entre porcentaje de emisión de brotes, enraizamiento y prendimiento con ácido indol-3-butírico.	60
13. Análisis de variancia para el número total de esquejes enraizados con ácido naftalacético.	62
14. Comparación entre esquejes enraizados y prendidos con ANA.	63

15. Análisis de variancia para la longitud de raíz con ácido indol-3-butírico.....	64
16. Promedio de la longitud de raíz con ácido indol-3-butírico.	65
17. Análisis de variancia para la longitud de raíz con ácido naftalacético.	65
18. Promedio de la longitud de raíz con ácido naftalacético.....	66
19. Análisis de variancia para el rendimiento radicular con ácido indol-3-butírico.....	67
20. Rendimiento radicular promedio con ácido indol-3-butírico.	68
21. Análisis de variancia para el rendimiento radicular ANA.	68
22. Rendimiento radicular promedio con ácido naftalacético.	69
23. Comparación entre esquejes enraizados y prendidos.....	72
24. Esquema de datos perdidos en altura de <i>Dendrocalamus asper</i> con AIB a los 240 días.	82
25. Datos supervivencia y altura de brotes en <i>Dendrocalamus asper</i> a los 30 y 45 días de evaluación.	84
26. Datos de supervivencia y altura de brotes en <i>Dendrocalamus asper</i> a los 60 y 90 días de evaluación.	85
27. Datos de supervivencia y altura de brotes en <i>Dendrocalamus asper</i> a los 120 y 150 días de evaluación.	86
28. Datos de supervivencia y altura de brotes en <i>Dendrocalamus asper</i> a los 180 y 210 días de evaluación.	87
29. Datos de supervivencia y altura de brotes en <i>Dendrocalamus asper</i> a los 240 días de evaluación.	88

30.	Datos promedios de altura del brote principal de <i>Dendrocalamus asper</i>	89
31.	Datos transformados* del número de esquejes brotados y prendidos en esquejes de <i>Dendrocalamus asper</i> con AIB.....	90
32.	Datos transformados* del número de esquejes brotados y prendidos en esquejes de <i>Dendrocalamus asper</i> con ANA.....	90
33.	Condición de los esquejes de <i>Dendrocalamus asper</i> en la última evaluación.....	91
34.	Datos de longitud de raíz en esquejes de <i>Dendrocalamus asper</i>	92
35.	Datos de Rendimiento radicular en esquejes de <i>Dendrocalamus asper</i>	93
36.	Datos de supervivencia y altura de brotes en <i>Guadua angustifolia</i> a los 30 y 45 días de evaluación.....	94
37.	Datos de supervivencia y altura de brotes en <i>Guadua angustifolia</i> a los 60 y 90 días de evaluación.....	95
38.	Datos de supervivencia y altura de brotes en <i>Guadua angustifolia</i> a los 120 y 150 días de evaluación.....	96
39.	Datos de supervivencia y altura de brotes en <i>Guadua angustifolia</i> a los 180 y 150 días de evaluación.....	97
40.	Datos de supervivencia y altura de brotes en <i>Guadua angustifolia</i> a los 240 días de evaluación.....	98

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
1. Curva de supervivencia y prendimiento de esquejes con AIB.....	47
2. Curvas de supervivencia y prendimiento de esquejes con ANA.....	49
3. Curva de crecimiento del brote principal con AIB.....	54
4. Curvas de crecimiento del brote principal con ANA.....	56
5. Curvas de esquejes enraizados y prendidos con AIB.....	61
6. Curvas de esquejes enraizados y prendidos con ANA.....	63
7. Mezcla de sustrato, llenado y acomodo de bolsas.....	99
8. Extracción de los esquejes.....	99
9. Esquejes de <i>Dendrocalamus asper</i>	100
10. Esquejes de <i>Guadua angustifolia</i>	100
11. Aplicación del polvo enraizador a los esquejes.....	101
12. Siembra de los esquejes.....	101
13. Evaluación de los esquejes a los 30 días.....	102
14. Esquejes prendidos en la última evaluación.....	102
15. Separación de la raíz y el sustrato.....	103
16. Diferencia de enraizamiento entre <i>Denrocalamus asper</i> y <i>Guadua angustifolia</i>	103
17. Esquejes enraizados y prendidos con 0% de AIB.....	104
18. Esquejes enraizados y prendidos con 0.25% de AIB.....	104
19. Esquejes enraizados y prendidos con 0.50% de AIB.....	105
20. Esquejes enraizados y prendidos con 0.75% de AIB.....	105

21.	Esquejes enraizados y prendidos con 1% de AIB.	106
22.	Esquejes enraizados y prendidos con 0% de ANA.....	106
23.	Esquejes enraizados y prendidos con 0.25% de ANA.....	107
24.	Esquejes enraizados y prendidos con 0.50% de ANA.....	107
25.	Esquejes enraizados y prendidos con 0.75% de ANA.....	108
26.	Esquejes enraizados y prendidos con 1% de ANA.....	108
27.	Obtención del rendimiento radicular.	109
28.	Secado y pesado de la raíz.	109
29.	Esquejes enraizados y no prendidos de <i>Dendrocalamus asper</i>	110
30.	Esquejes no enraizados en absoluto de <i>Dendrocalamus asper</i>	110
31.	Esquejes enraizados y prendidos de <i>Guadua angustifolia</i>	111
32.	Esquejes no enraizados en absoluto de <i>Guadua angustifolia</i>	111
33.	Enraizadores utilizados.....	112

RESUMEN

En el presente trabajo de tesis, realizado en el vivero forestal de la Facultad de Recursos Naturales Renovables, ubicado en la ciudad de Tingo María; se ha propagado dos especies de bambú (*Dendrocalamus asper* y *Guadua angustifolia*), mediante esquejes de la sección del culmo, tratados con ácido indol-3-butírico (AIB) y ácido naftalacético (ANA), espolvoreando a los esquejes con una mezcla en talco neutro, a una dosis de 0%; 0.25%; 0.50%; 0.75% y 1% de AIB o ANA; para aumentar el porcentaje de enraizamiento; la vigorosidad de las plantas; y reducir el tiempo de enraizamiento y costos de establecimiento. Para ver el efecto de los enraizadores en el porcentaje de emisión de brotes y prendimiento, altura de brote, longitud de raíz y rendimiento radicular; se ha aplicado un diseño en bloques completos al azar con cinco tratamientos y tres repeticiones.

En los esquejes tratados con AIB, el máximo porcentaje de prendimiento fue 53.3% con 0.75% de AIB y no se observó diferencia significativa en el rendimiento radicular entre dosis. Sin embargo en el caso, con ANA, se observó diferencia significativa entre dosis; la dosis óptima fue el tratamiento con 0.50% de ANA; obtuvo el mayor porcentaje de emisión de brotes (93.3%), porcentaje prendimiento (66.7%), y el rendimiento radicular (8.60 g/esqueje). Concluyendo que, la mejor dosis fue con ANA 0.50%.

Palabras claves: Bambú, enraizamiento, *Dendrocalamus asper*, *Guadua angustifolia*, ácido Indol-3-butírico, ácido naftalacético.

I. INTRODUCCIÓN

La demanda de madera para construcción, obtención de celulosa, resinas, carbón vegetal; hace que aumente la presión para talar cada día más bosques naturales, tanta es la demanda que los bosques han perdido su capacidad de regenerarse por si mismo. Ante esta problemática el bambú es considerado un buen sustituto de la madera, que pueda aprovecharse masivamente sin causar daños al medio ambiente.

Así mismo la situación por lo que atraviesan los países latinoamericanos, básicamente desempleo, déficit habitacional, altos costos de las viviendas, entre otros, ha motivado a las autoridades a tomar medidas al respecto y el bambú está formando parte importante de este nuevo enfoque para la solución de estos graves problemas (FRANQUIS e INFANTE, 2003).

El aprovechamiento del bambú en nuestro país es rudimentaria, sin considerar un plan de manejo silvicultural, que tienda a maximizar la producción en forma sostenible de los bosques de bambú existentes y esto sumarse la ausencia de establecimientos de extensas plantaciones. Para esto debe conocerse los diferentes mecanismos de su reproducción o propagación.

En el Perú se han identificado 9 géneros con más de 40 especies nativas, además de un número de especies introducidas de Asia y Centro América. En 1953 se establece las primeras plantaciones experimentales de

adaptación de bambú en la ex - Estación Experimental Agropecuaria de Tingo María, estableciéndose aproximadamente mil cepas de 15 especies de bambú procedentes de Puerto Rico y Georgia (EE.UU), de los cuales tuvieron resultados importantes de adaptación (BURGOS, 1953).

Actualmente el gobierno peruano ha declarado de importancia nacional realizar plantaciones de bambú y caña brava, dentro de este contexto, se ha planteado el presente trabajo de tesis para producir plántones de bambú, que demanda el realizar plantaciones a gran escala.

Ante todo esto, surge la interrogante ¿en que medida el uso de diferentes dosis de ácido indol-3-butírico y ácido naftalacético influye en la propagación vegetativa por esquejes de *Dendrocalamus asper* (Schultes f.) Backer y *Guadua angustifolia* Kunth?

Objetivo general

Evaluar la propagación vegetativa de *Dendrocalamus asper* (Schultes f.) Backer y *Guadua angustifolia* Kunth a través de esquejes del culmo, aplicando diferentes dosis de ácido Indol-3-butírico (AIB) y ácido naftalacético (ANA).

Objetivos específicos

- Determinar el porcentaje de emisión de brotes, supervivencia y prendimiento de esquejes de *Dendrocalamus asper* (Schultes f.) Backer y *Guadua angustifolia* Kunth tratados con ácido indol-3-acético y ácido naftalacético.

- Evaluar el crecimiento en altura de los brotes de *Dendrocalamus asper* (Schultes f.) Backer y *Guadua angustifolia* Kunth.
- Determinar el número de esquejes enraizados de *Dendrocalamus asper* (Schultes f.) Backer y *Guadua angustifolia* Kunth tratados con ácido indol-3-acético y ácido naftalacético.
- Evaluar la longitud de raíz de los esquejes enraizados con ácido indol-3-acético y ácido naftalacético.
- Determinar el rendimiento radicular por esqueje enraizado con ácido indol-3-acético y ácido naftalacético.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Situación del bambú

Debido al poco valor económico atribuido al bambú, los países latinoamericanos no cuentan con estimados sobre áreas cubiertas o producción. Sólo Colombia, Ecuador, Nicaragua y Venezuela tienen algunos datos en este sentido; sin embargo, las fotografías de satélite permiten calcular que en el suroccidente de la Amazonía, el área cubierta puede ser de unos 180,000 km². Pero si se tiene en cuenta que, aproximadamente el 11% de cada km² de los bosques andinos está cubierto por bambúes, es posible estimar que, existen 11 millones de hectáreas cubiertas de bambú en Latinoamérica (LONDOÑO, 2002).

El uso del bambú ha sido esporádico, tan sólo en la fabricación de muebles como elemento decorativo, en viviendas y artesanía. Todavía no ha recibido la importancia social y económica que merece, ya que se ha considerado una especie de uso marginal dentro de las especies forestales, asociada a la pobreza.

Sin embargo el bambú es una especie que tiene ciertas características y propiedades especiales para su utilización, tiene regeneración vigorosa, su crecimiento es rápido, de producción elevada, maduración rápida y

una alternativa de desarrollo (WENYUE, 1987); por tal motivo el gobierno busca integrar el bambú en el mercado nacional para que florezca la artesanía, la construcción y la fabricación de muebles con bambú (MINAG, 2010).

2.2. Descripción botánica del bambú

Estructuralmente el bambú está constituido por un sistema de ejes vegetativos segmentados, que forman alternamente nudos y entrenudos, o varían en su morfología ya sea que correspondan al rizoma, al tallo o a las ramas (HIDALGO, 1978).

2.2.1. Rizoma

Judziewicz *et al.* (1999), citado por LONDOÑO (2002), menciona que el rizoma es un eje segmentado típicamente subterráneo, que constituye la estructura de soporte de la planta, y juega un papel importante en la absorción de agua. Consta de tres partes: el cuello del rizoma, el rizoma en sí y las raíces adventicias.

El cuello del rizoma es basal, es la parte que primero se desarrolla; carece de yemas y generalmente es corto. El rizoma en sí, se caracteriza por su posición típicamente subterránea, por la presencia de yemas, de brácteas, y de raíces adventicias o primordios de raíces.

Las raíces adventicias cumplen la función de absorción y también de anclaje en la planta, son fibrosas, delgadas, rústicamente cilíndricas y aparentemente no aumentan su diámetro con la edad, además, es el único eje vegetativo en los bambúes que no es segmentado.

Judziewicz *et al.* (1999), citado por LONDOÑO (2002), menciona que existen tres tipos de rizomas en los bambúes, paquimorfo, leptomorfo y amfimorfo; detallados a continuación:

2.2.1.1. Rizoma paquimorfo

Es corto y grueso y se caracteriza por presentar una forma subfusiforme; es más o menos curvo y con un diámetro generalmente mayor que el del culmo; los entrenudos son más anchos que largos, sólidos y asimétricos; los nudos no son elevados o inflados; las yemas laterales son solitarias y se transforman únicamente en rizomas para la formación de culmos; presenta proliferación de raíces adventicias en la parte más baja del rizoma. Los bambúes del cinturón tropical tienen generalmente este tipo de rizoma.

2.2.1.2. Rizoma leptomorfo

Es elongado y delgado, se caracteriza por presentar una forma cilíndrica o subcilíndrica, es más o menos recto y con un diámetro generalmente menor que el del culmo; los entrenudos son más largos que anchos, generalmente huecos (raramente sólidos); los nudos pueden ser o no elevados o inflados; las yemas laterales son solitarias, y se transforman directamente en culmos; las raíces adventicias pueden estar o no presentes, cuando están presentes se organizan en verticilos sencillos o bien esparcidas; y el cuello del rizoma es siempre corto. Los bambúes de la región septentrional o de zonas templadas presentan en su mayoría este tipo de rizoma.

2.2.1.3. Rizoma anfimorfo

Es la combinación de los dos tipos de rizomas anteriores. Existen bambúes americanos como *Chusquea fendleri*, con la capacidad de producir ambos tipos de rizoma en la misma planta; las yemas del segmento paquimorfo da origen a otro rizoma, mientras que las del segmento leptomorfo dan origen a más culmos.

2.2.2. Culmo

Se caracteriza por ser cilíndrico y con entrenudos huecos, separados transversalmente por tabiques o nudos que le imparten mayor rigidez y resistencia. Hay algunas especies, en las que los tallos toman formas curvas, otras presentan entrenudos cuadrados y otros tallos sólidos (no huecos). Pueden ser verdes, verde con rayas amarillas y viceversa, amarillos, rojos, blancos y negros (HIDALGO, 1978).

El culmo consta de cuello, nudos y entrenudos. Se le denomina cuello a la parte de unión entre el rizoma y el culmo; nudo a los puntos de unión de los entrenudos; y entrenudo a la porción del culmo comprendida entre dos nudos (LONDOÑO, 2002).

2.2.3. Yema

Esta siempre protegida por un profilo; puede ser activa o inactiva, de carácter vegetativo o reproductivo. En el culmo las yemas se localizan por encima de la línea nodal y en posición dística; rompen su inactividad generalmente cuando el culmo ha completado el crecimiento apical.

En algunos bambúes las yemas basales permanecen dormidas indefinidamente, mientras que en otros son las yemas del 1/3 medio las que no se desarrollan; a veces hay ausencia total de yemas en el primer tercio o en las 3/4 partes del culmo (LONDOÑO, 2002).

2.2.4. Hoja caulinar

Es la estructura que nace en cada nudo del culmo y tiene como función proteger la yema que da origen a las ramas y al follaje. Las hojas caulinares pueden ser persistentes o deciduas, y en una misma especie se pueden observar hojas persistentes en la base y deciduas en la porción superior (LONDOÑO, 2002).

2.2.5. Follaje

Las hojas son alternas con nervación paralela y compuesta de dos partes: La vaina en forma tubular que nace en los nudos y abiertas por un lado abrazando y protegiendo al tallo y la lámina generalmente en forma de cinta plana doblada o con los márgenes a veces enrollados. En la unión de la vaina y la lámina se encuentra la lígula, comúnmente de textura delgada, a veces reducido a un anillo de perillos y rara vez ausente (HIDALGO, 1978).

2.3. Ecología y distribución del bambú

2.3.1. Precipitación pluvial

Mc Clure (1955), citado por CORDON (2006), afirma que el mínimo necesario es de 762 mm al año, el máximo no se conoce. Existen bambúes

que se encuentran en zonas donde la precipitación es mayor de 6,350 mm al año; La variación más común es de 1,270 a 4,050 mm al año.

2.3.2. Temperatura

La mayoría se desarrolla entre los 9 y 36 °C; pero se reporta algunas especies que soportan temperaturas bajas por ejemplo, *Phyllostachys edulis* hasta -15 °C, y sequías con temperaturas altas como *Dendrocalamus strictus* (HIDALGO, 1978).

2.3.3. Humedad relativa

Los bambúes en su mayoría se encuentran en zonas de humedad relativa alta, de 80% o más (HIDALGO, 1978).

2.3.4. Altitud

PORRAS (1985) manifiesta que el bambú se distribuye desde el nivel del mar hasta los 3,900 m.s.n.m. Aunque su máxima altura se registra en los páramos de los Andes ecuatoriales, la mayoría prefiere hábitats húmedos de las selvas nubladas y las selvas bajas tropicales; algunos crecen en hábitats secos pero ninguno en desierto (LONDOÑO, 2002).

2.3.5. Pendiente

La inclinación del terreno apropiada para el cultivo y crecimiento del bambú es de 15%, lo que solicita el cuidado y manejo del mismo (HIDALGO, 1978).

2.3.6. Suelos

Mc Clure (1955), citado por CORDON (2006), menciona que no se conoce bambúes que se desarrollen en suelos salinos. Las condiciones que se consideran adecuadas para el bambú son las siguientes: texturas francas, franco-arcillosas, franco-limosas, arcillo-limosas; suelos fértiles, bien drenados con alto contenido de nitrógeno, con alto contenido de materia orgánica, pH entre 5 y 6.5, pobres en fósforo, medianos en potasio, altos en contenido de aluminio, hierro, manganeso, bajos en contenido de calcio y magnesio.

2.3.7. Distribución geográfica del bambú

Los bambúes constituyen el único grupo de gramíneas enteramente adaptado a los bosques; debido a su adaptabilidad, los bambúes exhiben una amplia distribución geográfica que abarca tres grandes regiones: el Pacífico asiático, África y América (LONDOÑO, 2002).

LONDOÑO (2002) manifiesta que exceptuando Europa, los bambúes crecen de manera natural en los demás continentes, desde los 51° norte, hasta los 47° sur. Crecen en lugares donde existen condiciones ecológicas favorables. Los países americanos con mayor endemismo es Brasil con 141 especies, seguido Colombia con 72, Venezuela 60 y Ecuador 44. Su distribución natural es bastante desuniforme, tanto en abundancia como en variedades, pero actualmente debido a la intervención humana se ha ampliado su distribución de algunas especies.

2.4. Descripción de las especies en estudio

En el presente estudio se escogió a *Dendrocalamus asper* y *Guadua angustifolia*, por ser especies promisorias y de gran interés comercial actualmente.

2.4.1. *Dendrocalamus asper* (Schultes f.) Backer

2.4.1.1. Origen

El origen del *Dendrocalamus asper* (del griego: *dendron* árbol; *calamus* caña; *asper* áspero) es desconocido; sin embargo, se presume que puede ser nativo de Asia, por poseer extensos cultivos (PALMA, 2009).

2.4.1.2. Taxonomía

MC CLURE (1966) manifiesta que el *Dendrocalamus asper* (Schultes f.) Backer tiene la siguiente clasificación taxonómica:

Reino	: Vegetal
División	: Espermatofita
Clase	: Monocotiledónea
Orden	: Poales
Familia	: POACEAE
Tribu	: Bambuseae
Subtribu	: Bambusinae
Género	: <i>Dendrocalamus</i>
Especie	: <i>Asper</i>

2.4.1.3. Aspectos botánicos

AREVALO y RUIZ (2004) en un trabajo descriptivo de las especies de bambúes establecidos en el Bosque Reservado de la UNAS, describen botánicamente al *Dendrocalamus asper* lo siguiente:

Culmos o cañas: De color verde opaco (por la presencia de abundantes líquenes) cuando las cañas están maduras y de un color verde claro cuando están en proceso de maduración, notoriamente grandes con respecto a la mayoría de especies. Poseen de 20 a 38 m de altura, de 12 a 18 cm de diámetro, los culmos en la parte basal y media es totalmente limpia, es decir no presentan ramas laterales, sólo se aprecian ramas no tan densas desde el tercio superior hacia el ápice. La pared de la caña tiene un espesor de 2 a 2.5 cm siendo el orificio en promedio de 10 cm.

Rizoma: Es paquimorfo y cestiposo, es decir que forman macollo con hijuelos periféricos que nacen de los rizomas y que crece de 6 a 8 cañas/m². Se extiende libre y agresivamente por el subsuelo.

Nudo y entrenudo: Los nudos con raicillas gruesas de color crema beige que sobresalen de los nudos de la parte basal de las cañas y más aun cuando éstas están inmaduras dándole una característica muy resaltante, son más o menos abultados cuando las cañas están inmaduras.

Hojas: Alternas de 20 a 45 cm de longitud y de 6 a 8 cm de ancho de color verde oscuro a ambos lados, son totalmente glabras.

Brácteas: Poco persistentes, grandes de hasta 1 m de longitud abraza todo el espacio de entrenudo y tienen abundante indumento de color pardo oscuro en la parte externa.

Brotos: Bastante gruesos y robustos de color lila oscuro, salen bien protegidas por las hojas caulinares y presentan abundante indumento. Desde el mes de noviembre se pueden observar los nuevos brotes de cada año. Crece en promedio 21.2 cm/día.

2.4.1.4. Beneficios

PALMA (2009) menciona que los beneficios, que aporta el cultivo de bambú gigante son innumerables, entre ellos se destacan:

- Recuperación de tierras desoladas o baldías, sin uso aparente.
- Protección de pendientes, de riveras de ríos y quebradas, con la ayuda de su sistema radicular, evita la erosión del suelo.
- Mantiene la humedad de los suelos almacenando gran cantidad de agua en sus tallos durante el invierno; regresándola al suelo a través de las raíces en verano.
- Se puede cosechar a partir del quinto año, sin que la mata deje de producir.
- Aporta de 2 a 4 toneladas de biomasa por hectárea al año.
- Además aporta 35% más de oxígeno que otras especies forestales.

2.4.2. *Guadua angustifolia* Kunth

2.4.2.1. Origen

La guadua es un bambú originario de América Tropical, tiene una historia muy extensa, ha estado ligada a la vida de diversas poblaciones y culturas, registrándose vestigios desde culturas precolombinas (LONDOÑO, 2002).

2.4.2.2. Taxonomía

LONDOÑO (2002) manifiesta que la *Guadua angustifolia* Kunth, tiene la siguiente clasificación taxonómica:

Reino	: Vegetal
División	: Espermatofita
Clase	: Monocotiledónea
Orden	: Poales
Familia	: POACEAE
Tribu	: Bambuseae
Subtribu	: Guaduinae
Género	: <i>Guadua</i>
Especie	: <i>Angustifolia</i>

2.4.2.3. Aspectos botánicos

AREVALO y RUIZ (2004) describen botánicamente a la *Guadua angustifolia* lo siguiente:

Culmos o cañas: De color verde oscuro, rectas de 18 a 25 m altura, de 12 a 16 cm de diámetro, arqueado apicalmente, entrenudos huecos. Presentan abundantes ramas alternas, laterales en la parte basal y ramas caedizas en la zona apical, con espinas grandes y curvadas ubicadas solamente en los nudos de las ramas primarias (2 espinas de 2.5 cm de largo en promedio) y ramas secundarias (3 a 4 espinas de 0.5 a 1.5 cm de largo). La pared de la caña tiene un espesor de 2 a 3 cm, siendo aproximadamente 11.5 cm el diámetro promedio del orificio del culmo.

Rizoma: Presenta paquimorfo simpodial, no hace mata muy compacta o tupida por lo que se deja extraer las cañas fácilmente. Aproximadamente crece de 5 a 10 culmos por metro cuadrado; el ciclo de vida de los culmos es de 5 años.

Nudos y entrenudos: Los nudos con una sola yema, consistente de una banda de 3 a 4.5 cm de ancho bien notoria, de color blanco - beige que rodea todo el nudo del culmo haciendo contraste con el color verde de las cañas, especialmente en los culmos jóvenes; pero menos conspicuo cuando estas se maduran.

Hojas: Deciduas, alternas, de 15 a 24 cm de longitud y de 2 a 3.5 cm de ancho en la parte media, con presencia de 4 a 10 indumentos finos de color blanquecino ubicados en la base del pecíolo de las hojas.

Brácteas: Poco durables o persisten en las cañas, de 50 a 80 cm de longitud y 32 a 40 cm de ancho en la base, con abundante indumento de

color marrón oscuro en la parte externa e interna, siendo más denso en la parte superior de la bráctea.

Brotos: Con hojas caulinares de color marrón pardo, abundantes pelos hirsutos muy pequeños en la parte externa que se adhieren al cuerpo cuando hacemos contacto. Crece en promedio 7.6 cm/día.

Yemas: Están presentes en el tallo o culmo, en las ramas y en los rizomas o en las raíces que favorecen la reproducción y propagación vegetativa.

2.4.2.4. Beneficios

GIRALDO (2003) menciona que los beneficios que aporta un guadua son múltiples, entre ellos se destacan los siguientes:

- Los rizomas y hojas en descomposición conforman en el suelo, símiles de esponjas, evitando que el agua fluya de manera rápida y continua, propiciando la regulación de los caudales y la protección del suelo a la erosión.
- La guadua produce y aporta al suelo entre 2 y 4 t/ha/año de biomasa y el aporte anual de biomasa general de un guadua en pleno desarrollo oscila entre 30 y 35 t/ha/año.
- En épocas húmedas absorbe importantes volúmenes de agua que almacena tanto en su sistema rizomático como en el tallo, y en época de verano es aportada de manera paulatina al suelo.

- La guadua es un recurso que se auto-regenera, Una hectárea produce anualmente en promedio 800 a 1,000 cañas/ha.
- Por su forma, flexibilidad, dureza y resistencia la guadua es un adecuado material para la elaboración de muebles, artesanías y multitud de enseres.
- Por su resistencia y versatilidad, la guadua es un insustituible material de construcción de viviendas de toda clase y nivel social.
- Alrededor de la guadua se están iniciando una serie de nuevas industrias, como es la fabricación de laminados, aglomerados, papel, palillos, muebles, instrumentos musicales, artesanías y hasta alcohol y alimento.

2.5. Propagación del bambú

Bajo condiciones naturales la regeneración del bambú ocurre a través de rizomas, semillas y ramas laterales enterradas. El hombre para su cultivo ha implementado varios métodos de propagación.

2.5.1. Sexual

Viene a ser la propagación a través de semillas, botánicas (presentes entre abril y noviembre); este tipo de propagación no es recomendable debido a la que mayor parte de las semillas son infértiles; por otro lado la floración y la producción de semillas es eventual e impredecible. La viabilidad de las semillas generalmente se reduce a los dos o tres meses

después de cosechado, pero pudiendo prolongarse este periodo, conservando las semillas bajo refrigeración (MINAG, 2010).

La germinación alcanza a los 23 días después de la siembra, inicia con un brote delgado y frágil que genera hojas cloróticas de lento crecimiento; la parte subterránea no está diferenciada como rizoma, es fibrosa, corta y de poco anclaje. La plántula sexual se establece (desarrolla rizoma) en cuatro meses, e inicia la emisión de rebrotes como parte de su segunda estrategia de reproducción asexual (GIRALDO y SABOGAL, 1999).

2.5.2. Asexual

Representa la reproducción a partir de partes de la planta como tallos, ramas, y rizomas; algunas especies son versátiles y se propagan por diversos métodos, existiendo especies que sólo pueden ser propagados por un solo método.

En la propagación asexual se emplea por lo general las partes de la planta que contenga yemas o tejidos meristemáticos, los cuales al estar enterrados generan una nueva planta. Estas yemas están localizadas en el rizoma y en los nudos de los culmos y ramas. El proceso de desarrollo de la nueva planta se inicia con la formación de raíces en la zona meristemática, continúa con la formación de tallos inicialmente delgados y finalmente con la formación de rizomas (ARMIRA, 1989).

Según HIDALGO (1978), la propagación de los bambúes del grupo paquimorfo puede realizarse por cualquiera de los siguientes métodos: por

estaca o segmentos del tallo, trasplante directo, por rizoma y parte del tallo o por rizoma solo. Para el grupo leptomorfo, se puede utilizar cualquiera de los siguientes métodos: por trasplante directo, por tallos con raíces y rizoma, por cepa con raíces y rizoma y por rizoma con raíces.

Según Mc Clure (1966), citado por FRANCIS (1993), varios sistemas de propagación asexual del bambú se han ensayado con éxito relativo, aunque no todos cumplen los propósitos de ser eficaces rápidos y económicos para fines de reforestación.

La reproducción vegetativa se realiza antes de la iniciación del periodo anual de crecimiento activo de las yemas en el eje involucrado, esto es en los meses de marzo y abril (GONZALEZ, 2007).

2.5.2.1. Propagación con rizomas

Es la estrategia reproductiva más importante de esta planta, a pesar del alto grado de prendimiento no es lo más recomendable, debido a que implica la deforestación de un área para la repoblación de otra (GIRALDO y SABOGAL, 1999).

Sin embargo, el método de propagación por rizoma, sin extraer propiamente los rizomas de la mata, es recomendable manejar sus retoños conocidos como chusquines; estos provienen de un brote basal del rizoma, que en la mayoría de las veces le ha sido aprovechado el culmo, pueden ser seleccionados, extraídos y posteriormente propagados (CAMARGO, 2004). Es muy recomendado por el alto índice de supervivencia y desarrollo; cada brote

que sale del rizoma puesto en vivero puede producir entre 7 a 10 plántulas nuevas en 4 meses (GIRALDO y SABOGAL, 1999).

2.5.2.2. Propagación por sección del culmo o tallo

Consiste en la propagación de secciones de culmo o tallo obtenidas de plantas de edades de dos a tres años, con dos o tres nudos; estas secciones se siembran en forma horizontal o vertical (MINAG, 2010). Con la propagación por este método se espera un prendimiento entre 50 y 80 % (HIDALGO, 1978).

Cuando los suelos son relativamente secos, antes de sembrar los culmos, estos pueden ser llenados con agua; a partir de culmos de 8 cm de diámetro se cortan secciones incluyendo tres nudos y dos entrenudos, se hacen perforaciones pequeñas en cada entrenudo y se llenan con agua hasta dos terceras partes de su volumen y se siembran en forma horizontal con los orificios hacia arriba. Posteriormente se recubre con tierra y se riega la superficie con agua (HIDALGO, 1978).

El inconveniente de esta técnica para la propagación masiva es la utilización de amplios espacios de siembra y la gran cantidad de propágulos vegetativos requeridos.

2.5.2.3. Propagación por sección de rizoma y tallo

Este método consiste en cortar una caña arriba del segundo o tercer nudo, excavando conjuntamente el rizoma y cortándolo con un hacha, para separarlo del resto. Poco después de plantados, las yemas en condición

latente en los nudos de la base producen ramas con hojas, y algunos meses después, nuevas cañas emergen del rizoma subterráneo. Este tipo de propagación tiene una probabilidad muy alta de éxito, pero es costosa debido a la cantidad de trabajo manual requerida para excavar los rizomas (FRANCIS, 1993).

2.5.2.4. Propagación por sección de ramificaciones

Este método consiste en propagar las ramificaciones jóvenes localizadas en el tercio basal en el caso de *Guadua angustifolia* y en la zona distal para el caso de *Dendrocalamus asper* (MINAG 2010). Se cortan trozos de ramas de madurez intermedia (ramas jóvenes) desde 15 cm de largo con una o varias yemas, se siembran en bolsas enterrándolas hasta el primer nudo basal (GIRALDO y SABOGAL, 1999).

Según Mc Clure (1965), citado por FRANCIS (1993), el método de propagación por secciones de ramas, desde el punto de vista práctico es uno de las más rentables para el cultivo a gran escala del bambú, ya que abaratan los costos y es uno de los más utilizados por los campesinos chinos en la propagación de bambúes del grupo paquimorfo. La única desventaja es que su crecimiento es lento, ya que los propágulos requieren de 6 a 12 meses para desarrollar raíces.

Según Hassan (1988), citado por FRANCIS (1993), la propagación mediante estaquillas se efectúa a menudo en el vivero, en donde las nuevas plantas se mantienen por un año antes de trasplantarlas a su destino final. Es también posible el arraigar las estaquillas obtenidas de las ramas. En este caso

es necesario dejar un pedazo del nudo en la estaquilla para garantizar el arraigamiento. Se requiere de 20 a 24 meses en el vivero antes de que estén lo suficientemente desarrolladas para el trasplante al campo.

2.5.3. Propagación *in vitro*

Consiste en el medio de propagación masiva, utilizando partes pequeñas de la planta como yemas, callos derivados de primordios foliares de ápices y de vainas foliares, de semillas maduras, de inflorescencias y de hojas inmaduras, pequeñas ramas; de donde se pueden obtener pequeñas plantitas que desarrollaran raíces y hojas en un medio de cultivo, después se trasladan a bolsas con sustrato en su primera fase en invernadero para que puedan ir adaptándose al medio ambiente e ir afirmándose como una planta, luego a vivero para su crecimiento (MINAG, 2010).

2.6. Crecimiento y desarrollo del bambú

En las especies del grupo leptomorfo o monopodial, el crecimiento de los tallos se efectúa en dos períodos: El primer período corresponde al de mayor desarrollo del tallo y su crecimiento es equivalente al 93 % de su altura total. Durante este período el crecimiento es vigoroso. El segundo período, es de crecimiento lento, en este período se completa la parte superior del tallo es decir la equivalente al 7 % de la longitud total (HIDALGO, 1978).

En las especies del tipo paquimorfo o simpodial que se desarrollan en la época seca, los dos períodos anotados anteriormente no pueden

distinguirse claramente, debido a que el tallo crece lenta y continuamente (HIDALGO, 1978).

El crecimiento de los tallos del bambú es tan rápido, que no existe planta en la naturaleza que lo iguale. En condiciones normales y en la época de mayor desarrollo, el crecimiento promedio en 24 horas, es de 8 a 10 cm y en algunos casos de 38 a 40 cm; como sucede con *Dendrocalamus giganteus* Munro. Por lo general la tasa de crecimiento es continua durante 30 días aproximadamente, después puede ser variable (HIDALGO, 1978).

GIRALDO (2003) describe el desarrollo de una plantación de guadua, con reproducción por semilla; que presentan características muy definidas y particulares con relación a su crecimiento; una vez la semilla germina da origen a una plántula débil en sus primeros estados y requiere mínimo 4 meses para que se fortalezca su sistema de raíces (muy fibrosa) y comience la emisión de renuevos producto de la multiplicación asexual; normalmente esta plántula en 4 meses emite cerca de 4 a 5 talluelos con hojas debidamente diferenciadas.

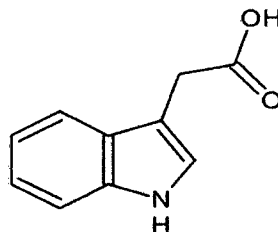
2.7. Sustancias enraizadoras

Existe gran cantidad de sustancias naturales y sintéticas que han mostrado su capacidad como promotores del enraizamiento, los comunes son:

2.7.1. Ácido indolacético (AIA)

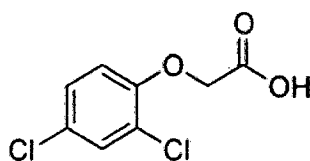
Según Blazich (1988), citado por MESEN (1993), el AIA es la auxina natural que se encuentra en las plantas. Su efectividad como promotor

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 lavable lavado del sitio de aplicación con lo cual obviamente deja de ejercer su efecto. Hartmann y Kester (1983), citado por MESEN (1993), menciona además que las soluciones no estériles de AIA son rápidamente destruidas por microorganismos y por la luz fuerte del sol.



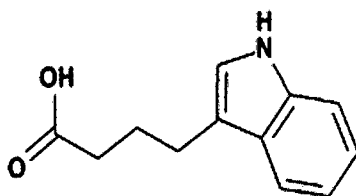
2.7.2. Ácido 2, 4 – diclorofenoxiacético (2,4-D)

Según Blazich (1988), citado por MESEN (1993), el 2,4-D es más conocido por su acción herbicida, pero en dosis muy bajas también actúa como promotor del enraizamiento de algunas especies. No se utiliza extensamente porque inhibe el desarrollo de los brotes y promueve el desarrollo de raíces cortas y retorcidas, de lento desarrollo, muy inferiores a los sistemas radicales fibrosos y vigorosos que estimulan el AIB.



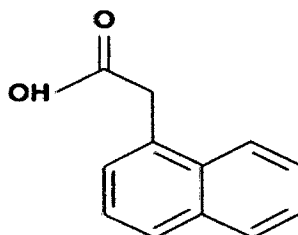
2.7.3. Ácido indol-3-butírico (AIB)

Según Blazich (1988), citado por MESEN (1993), el AIB es una auxina sintética químicamente similar al AIA, que en la mayoría de las especies ha mostrado ser más efectiva que cualquier otra; y es actualmente la de mayor uso como sustancia promotora del enrizamiento. Tiene las ventajas de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no se degrada fácilmente por la luz o microorganismo y la ser insoluble en el agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto.



2.7.4. Ácido naftalacético (ANA)

Según MESEN (1998), 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. Poseen las mismas ventajas de estabilidad del AIB y también ha probado ser más efectiva que el AIA (ácido indol-3-acético); su desventaja principal es que generalmente ha mostrado ser más tóxica que el AIB bajo concentraciones similares.



2.8. Uso de sustancias enraizadoras

Uno de los aspectos más estudiados en la propagación por estacas es el efecto que tienen las auxinas sobre la rizogénesis. La aplicación del regulador de crecimiento se manifiesta generalmente en un aumento en la velocidad y tasa de arraigamiento (WRIGHT, 1964 y MESÉN, 1998).

2.8.1. Formas de aplicación

Pueden ser aplicadas de varias formas, 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 microjeringas.

2.8.1.1. Mezclas en polvo

Según Blazich (1988), citado por MESEN (1993), 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. Las ventajas de este método de 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 costos de los preparados comerciales.

SANTELICES y BOBADILLA (1993) menciona que previamente se diluye el enraizador con alcohol y luego diluir en agua, para recién mezclar con el talco, en húmedo, para asegurar la homogeneidad del enraizador en el talco, posteriormente dejar secar a temperatura ambiente.

2.8.1.2. 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 se requiere la evaporación del alcohol mediante la aplicación de una corriente de aire, antes de introducir la estaca en el medio de enraizamiento (MESÉN, 1998).

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 (MESÉN, 1998).

2.8.1.3. Aplicación con microjeringas

Consiste en aplicar una pequeña cantidad constante y conocida (ejemplo 10 μ l) de la solución a la base de las estacas mediante el uso de microjeringas. Se utiliza básicamente para fines experimentales, ya que permite controlar exactamente la cantidad y dosis aplicada a diferentes estacas, independientemente de su diámetro, pubescencia, tasa de transpiración, etc.

Sin embargo, el método es lento e impráctico y por lo tanto no se utiliza en operaciones comerciales. Una vez determinada la mejor dosis hormonal mediante este procedimiento, generalmente se sustituye por algunos métodos anteriores (MESÉN, 1998).

2.8.1.4. Remojo en soluciones diluidas

La técnica del remojo consiste en introducir la base de las estacas en soluciones acuosas diluidas de la auxina durante varias horas (2 – 24 h) y luego, colocar la estaca en el medio de propagación. Debido a la insolubilidad en agua del AIB y el ANA, cuando se utilizan estas sustancias bajo esta modalidad, es necesario diluir el producto primero en una pequeña cantidad de alcohol, antes de agregarlo agua. Aunque la técnica permite tratar gran cantidad de estacas a la vez, es poco utilizada por ser lenta e impráctica, no es más efectiva que los otros métodos descritos y es difícil controlar la cantidad absorbida por las diferentes estacas (MESÉN, 1998).

2.8.2. Concentraciones y uso en propagación

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).

La formación de raíces puede estar relacionada a ciertos factores inherentes a las especies tales como la posición de las yemas en el culmo o en

las ramas, la edad de la planta madre, o la época de cosecha (SANTELICES y BOBADILLA, 1997).

Vastey (1962), citado por SANTELICES y BOBADILLA (1997), menciona que el efecto de la ubicación de las ramas en la copa del árbol madre, sobre el enraizamiento, y de las estacas en las ramas del mismo, puede deberse a una distribución desigual de fitohormonas y de reservas nutritivas en las diferentes partes de la planta.

La edad del material a propagar muchas veces es un factor muy importante en el éxito del arraigamiento. A medida que se aumenta la edad del material a propagar, como regla general, disminuye la capacidad de enraizamiento (WRIGHT, 1964).

Según Hartmann y Kester (1983), citado por MESÉN (1998), las estacas generalmente responden a las dosis de auxina de una manera típica, mostrando un aumento progresivo en el número y calidad de las raíces formadas con cada aumento en las dosis de auxina hasta alcanzar un punto máximo, a partir del cual se inicia un descenso en la repuesta debido a problemas de toxicidad. Con dosis insuficientes las raíces son escasas, o puede haber formación de callo solamente sin formación de raíces. En dosis supraóptimas puede ocurrir amarillamiento y caída prematura de la hoja de la estaca, necrosis de la base de la estaca o necrosis total. También puede ocurrir una inhibición del crecimiento de los brotes, aun después de que la estaca haya enraizado.

En *Albizia guachapele* por ejemplo con dosis ligeramente supraóptimas, ocurrió necrosis de la base de la estaca pero la emisión de raíces se inicio por arriba del tejido necrosado. Dosis mayores causaron la necrosis total de la estaca (MESEN, 1998).

Según Díaz *et al.* (1991), Leakey *et al.* (1990), Mesen *et al.* (1992), Mesen (1993) y Núñez (1997), citados por MESEN (1998), en trabajos realizados en el Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE), la dosis 0.2% de AIB ha dado lo mejores resultados en *Cedrela odorata*, *Swetenia macrophylla*. Algunas especies respondieron mejor a dosis mayores. La concentración de 0.2% de AIB ha dado los mejores resultados en *Alnus acuminata*, *Bombacopsis quinata*, *Cedrela odorata*, *Eucalyptus deglupta*, *Gmelina arborea* y en *Swetenia macrophylla* con *Platymiscium pinnatum*, las dosis de 0.2% y 0.4% de AIB fueron los mejores cuando se utilizó grava o arena como sustrato, respectivamente. Algunas especies respondieron mejor ante dosis mayores, por ejemplo *Terminalia oblonga* (0.8%), *Cordia alliodora* (0.8% - 1.6%) y *Hyeronima alchorneoides* (1.6%), mientras que *Albizia guachapale* enraizó igualmente bien con concentraciones desde 0.05% hasta 0.4% de AIB. Contraria a todas las demás especies evaluadas, *Vochysia guatemalensis* presenta los mayores porcentajes de enraizamiento cuando 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.

En el estudio del efecto de auxinas sobre el enraizamiento de las estacas de agraz (*Vaccinium meridionale*) en diferentes sustratos, Los resultados de investigación mostraron que los tratamientos con AIB y AIA aumentan la viabilidad de las estacas de agraz. Las estacas jóvenes de agraz demuestran actividad rizogénica y el uso de hormonas es viable para inducir el desarrollo de las raíces adventicias en esta especie. Los resultados sugieren que el mejor tratamiento fue AIB 200 mg/L (0.2%) aplicado a la base de las estacas, mezclado con talco (CASTRILLON *et al.*, 2008)

Según Nath *et al.* (1986), citado por FRANCIS (1993), en la propagación por esquejes tallos y ramas de bambú, la producción de raíces se puede incrementar significativamente mediante la inyección de ácido indol-3-acético (AIA), kinetín y otras hormonas vegetales en la cavidad entre los nudos. Las cañas usadas para esto deben ser jóvenes, ya que la capacidad de arraigar disminuye marcadamente con la edad.

Según CARRANZA (2004), en la propagación vegetativa por ramillas de *Dendrocalamus giganteus*, bajo los efectos de AIB y ANA con el método de remojo en soluciones diluidas, menciona que no presentó diferencia estadística significativa entre los tratamiento con hormonas, respecto al número de raíces. Y en el porcentaje de enraizamiento no reportó diferencia estadística significativa, sin embargo numéricamente el promedio de enraizamiento fue de 64.5% y el mayor porcentaje lo tuvo el tratamiento con 1,500 mg/L ANA + 1,500 mg/L AIB con un 90% de ramillas enraizadas.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de ejecución

El trabajo de investigación se desarrolló entre abril de 2009, a enero de 2010, en el vivero forestal de la Facultad de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional Agraria de la Selva; localizado a 1.5 km de la ciudad de Tingo María.

3.1.1. Ubicación política

Región : Huánuco
Provincia : Leoncio Prado
Distrito : Rupa Rupa

3.1.2. Ubicación geográfica

La ubicación geográfica del lugar donde se llevó a cabo la investigación tiene las siguientes coordenadas geográficas:

Latitud sur : 09° 09' 00"
Longitud oeste : 75° 59' 00"
Altitud : 660 m.s.n.m.

3.1.3. Clima

Según datos de la estación meteorológica José Abelardo Quiñones, Tingo María tiene una precipitación promedio anual de 3,300 mm, una temperatura promedio de 24.5 °C, una evapotranspiración aproximada de 1,132 mm y una humedad relativa promedio de 80%.

3.1.4. Zona de vida

Ecológicamente de acuerdo a la clasificación de las zonas de vida y el diagrama bioclimático de HOLDRIDGE, la ciudad de Tingo María se encuentra en la formación vegetal de bosque muy húmedo premontano sub tropical (bmh - PST).

3.2. Materiales

3.2.1. Material biológico

Se usaron esquejes del culmo de *Dendrocalamus asper* (Schultes f.) Backer y *Guadua angustifolia* Kunth.

3.2.2. Materiales de campo

Materiales utilizados para la preparación del sustrato: pala cuchara, cernidora, tierra agrícola, arena, aserrín descompuesto y bolsas de polietileno de 18 cm x 12 cm.

Materiales utilizados para la extracción y tratamiento de los esquejes: hacha, machete, serrucho, sacos de propileno y balde de 20 litros.

3.2.3. Materiales de laboratorio

Materiales utilizados para la preparación del polvo enraizador: vaso precipitado, luna de reloj, varilla de agitación, pipeta, envases de plástico y guantes descartables.

3.2.4. Insumos y reactivos

Como insumos y reactivos utilizados fue el ácido indol-3-butírico SIGMA al 98 %, ácido naftalacético SIGMA al 97%, alcohol etílico 96°, agua destilada, fungicida Curtine V y talco neutro.

3.2.5. Equipos

Los equipos utilizados fueron, balanza de precisión Sartorius CP 32025, estufa, cámara fotográfica digital.

3.3. Variables independientes

3.3.1. Especies

- Especie 1 (S1): *Dendrocalamus asper* (Schultes f.) Backer
- Especie 2 (S2): *Guadua angustifolia* Kunth

3.3.2. Enraizadores

- Enraizador1 (E1): Ácido Indol-3- Butírico (AIB)
- Enraizador2 (E2): Ácido Naftalacético (ANA)

3.3.3. Dosis

- Dosis ₁ (D₁): 0% (Testigo)
- Dosis ₂ (D₂): 0.25%
- Dosis ₃ (D₃): 0.50%
- Dosis ₄ (D₄): 0.75%
- Dosis ₅ (D₅): 1%

3.4. Diseño experimental

El diseño experimental empleado fue el de bloques completos al azar (DBCA); en el vivero se ha instalado independientemente entre sí, cuatro de este diseño experimental. Se ha visto por conveniente realizar el bloqueo, porque el ambiente no era homogéneo en el área de propagación, debido a la diferente incidencia solar, ocasionada por la presencia de árboles.

3.4.1. Tratamientos en estudio

A continuación se detallan para cada diseño en bloque completamente al azar instalado:

DBCA₁: *Dendrocalamus asper* con ácido indol-3-butírico y cinco dosis

- T1 (S1,E1,D1): *Dendrocalamus asper*, ácido Indol-3- Butírico 0%
- T2 (S1,E1,D2): *Dendrocalamus asper*, ácido Indol-3- Butírico 0.25%
- T3 (S1,E1,D3): *Dendrocalamus asper*, ácido Indol-3- Butírico 0.50%
- T4 (S1,E1,D4): *Dendrocalamus asper*, ácido Indol-3- Butírico 0.75%
- T5 (S1,E1, D5): *Dendrocalamus asper*, ácido Indol-3- Butírico 1%

DBCA₂: *Guadua angustifolia* con ácido indol-3-butírico y cinco dosis

- T6 (S2,E1,D1): *Guadua angustifolia*, ácido Indol-3- Butírico 0%
- T7 (S2,E1,2): *Guadua angustifolia*, ácido Indol-3- Butírico 0.25%
- T8 (S2,E1,D3): *Guadua angustifolia*, ácido Indol-3- Butírico 0.50%
- T9 (S2,E1,D4): *Guadua angustifolia*, ácido Indol-3- Butírico 0.75%
- T10 (S2,E1,D5): *Guadua angustifolia* , ácido Indol-3- Butírico 1%

DBCA₃: *Dendrocalamus asper* con ácido naftalacético y cinco dosis

- T11 (S1,E2,D1): *Dendrocalamus asper*, ácido naftalacético 0%
- T12 (S1,E2,D2): *Dendrocalamus asper*, ácido naftalacético 0.25%
- T13 (S1,E2,D3): *Dendrocalamus asper*, ácido naftalacético 0.50%
- T14 (S1,E2,D4): *Dendrocalamus asper*, ácido naftalacético 0.75%
- T15 (S1,E2,D5): *Dendrocalamus asper*, ácido naftalacético 1%

DBCA₄: *Guadua angustifolia* con ácido naftalacético y cinco dosis

- T16 (S2,E2,D1): *Guadua angustifolia*, ácido naftalacético 0%
- T17 (S2,E2,D2): *Guadua angustifolia*, ácido naftalacético 0.25%
- T18 (S2,E2,D3): *Guadua angustifolia*, ácido naftalacético 0.50%
- T19 (S2,E2,D4): *Guadua angustifolia*, ácido naftalacético 0.75%
- T20 (S2,E2,D5): *Guadua angustifolia*, ácido naftalacético 1%

3.4.2. Análisis de variancia

Se realizó el análisis de variancia de los diseños en bloque completamente al azar (DBCA) propuestos anteriormente, a excepción del

DBCA₂ y DBCA₄, que corresponde a la especie de *Guadua angustifolia* (debido a su bajo porcentaje de prendimiento). En los valores que existe diferencia estadística se realizó la prueba Duncan ($P < 0.05$).

Cuadro 1. Esquema del análisis de variancia.

FV	Grado de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Valor de F
Bloques	r - 1	$\sum_{j=1}^r \frac{Y_j^2}{t} - \frac{Y_{..}^2}{tr}$	SCbloq/glbloq	CMbloq/CMe
Tratamientos	t - 1	$\sum_{i=1}^t \frac{Y_i^2}{r} - \frac{Y_{..}^2}{tr}$	SCtrat /gl trat	CMtrat/CMe
Error experimental	(t - 1) (r - 1)	SCtot - (SCtrat + SCbloq)	SCe /gle	
Total	tr - 1	$\sum_{i=1}^t \sum_{j=1}^r Y_{ij}^2 - \frac{Y_{..}^2}{tr}$		

$$\ddot{Y}_{ijkl} = \mu + \alpha_i + \beta_j + \xi_{ijkl}$$

\ddot{Y}_{ijk} : respuesta; μ : media poblacional; α_i : efecto del tratamiento, β_j : efecto del bloque, ξ_{ijk} : error experimental.

3.5. Disposición del experimento

Cada uno de los diseños estadísticos empleado, está conformado de la siguiente manera:

- Número de bloques: 3
- Número total de tratamiento por diseño: 5
- Número de unidades experimentales por tratamiento: 5
- Número total de unidades experimentales por diseño: 75

Por diseño estadístico existe 75 unidades experimentales, total con los cuatro diseños establecido son 300 unidades experimentales evaluadas.

Cuadro 2. Esquema de la disposición del diseño experimental.

Incidencia solar baja					Incidencia solar media					incidencia solar alta									
sombra de árboles 100 % + tinglado					sombra de árboles 50 % + tinglado					Solo tinglado									
Bloque I					Bloque II					Bloque III									
T16	T17	T14	T15	T10	T12	T11	T18	T3	T10	T1	T6	T14	T3	T17					
T19	T7	T3	T4	T6	T14	T13	T16	T6	T17	T12	T13	T16	T11	T20					
T1	T11	T20	T5	T12	T9	T19	T5	T15	T8	T8	T19	T5	T4	T2					
T9	T18	T13	T2	T8	T7	T2	T20	T1	T4	T7	T18	T9	T10	T15					
DBCA 1					DBCA 2					DBCA3					DBCA4				

3.6. Observaciones registradas

3.6.1. Porcentaje de emisión de brotes, supervivencia y prendimiento

El porcentaje de emisión de brotes y supervivencia se ha determinado con las siguientes fórmulas y el porcentaje de prendimiento fue determinado cuando el valor del porcentaje de supervivencia se mantiene constante durante el tiempo de evaluación.

$$\text{Porcentaje de emisión de brotes} = \frac{\text{n}^\circ \text{ máximo alcanzado de esquejes con brotes}}{\text{N}^\circ \text{ total de esquejes propagados}} \times 100$$

$$\text{Porcentaje de supervivencia} = \frac{\text{n}^\circ \text{ de esquejes con brotes por evaluación}}{\text{n}^\circ \text{ total de esquejes propagados}} \times 100$$

3.6.2. Altura del brote principal

Fue medido con una wincha en tiempos establecidos (30, 45, 60, 90, 120, 150, 180, 210 y 240 días) desde el nivel más próximo de donde está brotando, o en algunos casos desde el nivel del sustrato, hasta el ápice de la planta.

3.6.3. Número y porcentaje de esquejes enraizados

Los esquejes enraizados se observaron en la última evaluación, separando la raíz cuidadosamente del sustrato con la ayuda de una corriente de agua; el número total esquejes enraizados estaba conformado por los que prendieron, presentado crecimiento continuo de brotes y por los que no prendieron, pero que si presentaron signos de enrizamiento.

$$\text{Porcentaje de esquejes enraizados} = \frac{\text{n}^\circ \text{ total de esquejes enraizados}}{\text{n}^\circ \text{ total de esquejes propagados}} \times 100$$

3.6.4. Longitud máxima de la raíz por esqueje

La medición de esta variable se realizó con una wincha en la última evaluación, tan sólo de los esquejes que llegaron a prender.

3.6.5. Rendimiento radicular por esqueje

El rendimiento radicular se determinó por el método destructivo, se separó el total del volumen de las raíces desarrolladas en los esquejes prendidos.

Después de aislar la raíz de cada esqueje se etiquetó independientemente en sobres de papel, que fueron llevados a estufa (103 °C por 24 horas). Posteriormente se determinó el peso constante de la raíz (g/esqueje) producida durante el periodo de evaluación.

3.7. Ejecución del experimento

3.7.1. Acondicionamiento de las camas de cría

Se realizó la limpieza de las camas en el vivero forestal, para la disposición de las bolsas de polietileno con sustrato, que constituirá el medio de propagación.

La sombra de las camas de cría en el lugar de propagación no era homogénea, debido a la presencia de algunos árboles circundantes, motivo por el cual se realizó el bloqueo en el diseño estadístico; además de la sombra de los árboles se utilizó hojas de yarina (*Phytelephas macrocarpa*), para aumentar la sombra y mantener la humedad.

3.7.2. Preparación de sustrato

La preparación del sustrato se realizó mezclando tierra agrícola 60%, arena 30% y aserrín descompuesto 10%.

3.7.3. Llenado y acondicionamiento de las bolsas

Después de preparar el sustrato se procedió a llenarlas en las bolsas de polietileno, posteriormente fueron transportadas en carretillas a las camas de cría.

3.7.4. Preparación de las dosis de los enraizadores

Las sustancias enraizadoras ácido indol-3-butírico (AIB) y ácido naftalacético (ANA) por ser insolubles en agua, independientemente se mezclaron con talco neutro. Por ende las mezclas estaban en una relación de peso en peso (P/P).

La concentración de la auxina fue preparada de acuerdo a la metodología empleada por SANTELICES y BOBADILLA (1993), por ejemplo para el caso de la dosis de 0.25% se diluyó 0.25 g de enraizador (más un excedente de acuerdo a la pureza del enraizador), en 50 ml de alcohol 96°, luego en 100 ml de agua y posteriormente se mezcló con 99.75 g de talco neutro, hasta obtener una masa pastosa y batir, afín de que el enraizador se encuentre mezclado homogéneamente. Dejar secar la masa a temperatura ambiente y alejada de la incidencia de la luz, a fin de que no afecte el poder enraizante de las sustancias. La dosis equivalente a 0% del enraizador, fue preparada solamente sobre la base de talco inerte, el cual también fue diluido en alcohol etílico y agua, y luego secada. La cantidad de cada enraizador fue:

- AIB 0% : 0 g de AIB al 98% + 100 g de talco.
- AIB 0.25% : 0.26 g de AIB al 98% + 99.75 g de talco.
- AIB 0.50% : 0.51 g de AIB al 98% + 99.5 g de talco.
- AIB 0.75% : 0.77 g de AIB al 98 % + 99.25 g de talco.
- AIB 1% : 1.03 g de AIB al 98 % + 99 g de talco.
- ANA 0% : 0 g de ANA al 97% + 100 g de talco.
- ANA 0.25% : 0.26 g de ANA al 97% + 99.75 g de talco.

- ANA 0.50% : 0.51 g de ANA al 97% + 99.5 g de talco.
- ANA 0.75% : 0.77 g de ANA al 97% + 99.25 g de talco.
- ANA 1% : 1.05 g de ANA al 97% + 99 g de talco.

3.7.5. Extracción y preparación del material vegetativo

Los esquejes de *Dendrocalamus asper* y *Guadua angustifolia*, se obtuvieron de las matas ubicadas en el campus universitario y el Bosque Reservado de la Universidad Nacional Agraria de la Selva.

Los esquejes se extrajeron de la caña o culmo, de la parte del nudo que contiene yemas meristemáticas, realizado en horas de la mañana. Fueron seleccionados minuciosamente de acuerdo a su vitalidad, presencia de yemas, y a la posición en el culmo.

El tamaño de los esquejes fue variable, de acuerdo a la especie y ubicación en el culmo, variaban aproximadamente entre 15 a 25 cm de altura. Para *Dendrocalamus asper* los esquejes se obtuvieron de la parte apical del culmo y para la *Guadua angustifolia* de la parte basal. Los esquejes inmediatamente coleccionados se almacenaron en sacos, para evitar su deshidratación, rápidamente se trasladaron al vivero, para recibir un tratamiento por inmersión con un fungicida.

3.7.6. Aplicación del polvo enraizante a los esquejes

El polvo seco conteniendo la sustancia enraizadora, fue aplicado espolvoreando en la parte donde se encontraban las yemas latentes de los esquejes.

3.7.7. Siembra de los esquejes

Con el polvo enraizante en los esquejes, se procedió a la siembra en los sustratos, de modo que los la parte del nudo estaban enterrados y distribuidos según la disposición del diseño experimental.

3.7.8. Riego

Después de la siembra se realizó constante el riego, con el fin de promover un ambiente húmedo para la activación de los brotes y el enraizamiento.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Porcentaje de emisión de brotes, supervivencia y prendimiento de esquejes en *Dendrocalamus asper* (Schultes f.) Backer

La emisión de brotes estuvo determinada por la formación de estos a partir de las yemas presentes en los esquejes, generalmente cada esqueje tenía más de dos brotes, que emergían y podían ser visibles a partir de la primera semana después de haberlos plantados, y a un tiempo de 45 días alcanzó un tope máximo en el total de esquejes propagados.

Se observó que la supervivencia de los brotes en cada tiempo de evaluación disminuía, debido que los brotes podrían haber estado enraizados o no enraizados, los brotes que no lo estaban, llegaban a morir, hasta observar un valor constante en la supervivencia de brotes.

El prendimiento se observó en las últimas evaluaciones cuando el porcentaje de supervivencia se hizo constante, debido a que los brotes estaban enraizados definitivamente, y su crecimiento en altura y número de brotes era continuo.

4.1.1. Emisión de brotes, supervivencia y prendimiento bajo efectos del ácido indol-3-butírico (AIB)

Según el análisis de variancia, respecto a la supervivencia de los brotes con AIB, se observó que a partir de los 150 días de evaluación existe diferencia estadística; es decir que el porcentaje de supervivencia entre tratamientos varía (Cuadro 3).

Cuadro 3. Análisis de variancia de la supervivencia de los esquejes ácido indol-3-butírico durante el tiempo de evaluación.

Tiempo (Días)	30	45	60	90	120	150	180	210	240	
FV	GL	Fcal.	Fcal.	Fcal.	Fcal.	Fcal.	Fcal.	Fcal.	Fcal.	
Tratamiento	4	3.5 ^{NS}	1.8 ^{NS}	1.5 ^{NS}	2.6 ^{NS}	3.1 ^{NS}	6.4 ^{**}	6.4 ^{**}	6.4 ^{**}	6.4 ^{**}
Bloque	3	1.5	0.2	1.5	0.4	0.4	0.6	0.6	0.6	0.6
Error	8									
Total	14									
CV %		6.3	6.0	6.7	13.3	13.8	12.1	12.1	12.1	12.1

α : 0.05; NS: No significativo; **:Muy significativo

El máximo porcentaje de emisión de brotes entre los tratamientos, se observó hasta los 45 días después de plantado los esquejes, resultando con el mayor porcentaje el T1 (AIB 0%), con un 86.7% del total de esquejes plantados; seguidos por el T4 (AIB 0.75%) con un 80.3%; el T2 (AIB 0.25%) con 73.3% y el menor porcentaje de emisión de brotes obtuvieron el T5 (AIB 1%) y el T3 (AIB 0.50%) ambos con 66.7% (Cuadro 4).

Con el T1 (AIB 0%) resultó un 86.7% de esquejes brotados, de los cuales se redujo hasta un 13.3% de prendimiento; observando una diferencia de 73.4% de mortandad de brotes. Mientras que con el T4 (AIB 0.75%) de un 80.0% de emisión de brotes, se redujo a 53.3% de supervivencia; observando una diferencia de 26.7% de mortandad de brotes; lo mismo se puede deducir para los demás tratamientos (Cuadro 4).

El valor constante de supervivencia a partir de los 150 días de evaluación en cada tratamiento, representa al porcentaje de esquejes prendidos definitivamente. Según la prueba Duncan el T4 (AIB 0.75%) y el T2 (AIB 0.25%), resultaron ser estadísticamente iguales con los mayores porcentaje de prendimiento (Cuadro 4).

Cuadro 4. Prueba de Duncan de la supervivencia y prendimiento de los esquejes con ácido indol-3-butírico.

Días	30	45	60	90	120	150	180	210	240
Trat.	%	%	%	%	%	%	%	%	%
T1	86.7 ^a	86.7 ^a	66.7 ^a	40.0 ^a	20.0 ^a	13.3 ^b	13.3 ^b	13.3 ^b	13.3 ^b
T2	60.0 ^a	73.3 ^a	66.7 ^a	66.7 ^a	53.3 ^a	46.7 ^a	46.7 ^a	46.7 ^a	46.7 ^a
T3	66.7 ^a	66.7 ^a	60.0 ^a	33.3 ^a	33.3 ^a	33.3 ^{ab}	33.3 ^{ab}	33.3 ^{ab}	33.3 ^{ab}
T4	80.0 ^a	80.0 ^a	80.0 ^a	73.3 ^a	53.3 ^a	53.3 ^a	53.3 ^a	53.3 ^a	53.3 ^a
T5	60.0 ^a	66.7 ^a	60.0 ^a	40.0 ^a	20.0 ^a	13.3 ^b	13.3 ^b	13.3 ^b	13.3 ^b

Los promedio unidos por igual letra en columna no tiene diferencia estadística entre sí, según Duncan (P < 0.05).

La curva de supervivencia de los brotes bajo efectos de AIB, disminuye a medida que pasa el tiempo y a partir de los 150 días de evaluación todos los tratamientos son constantes (Figura 1).

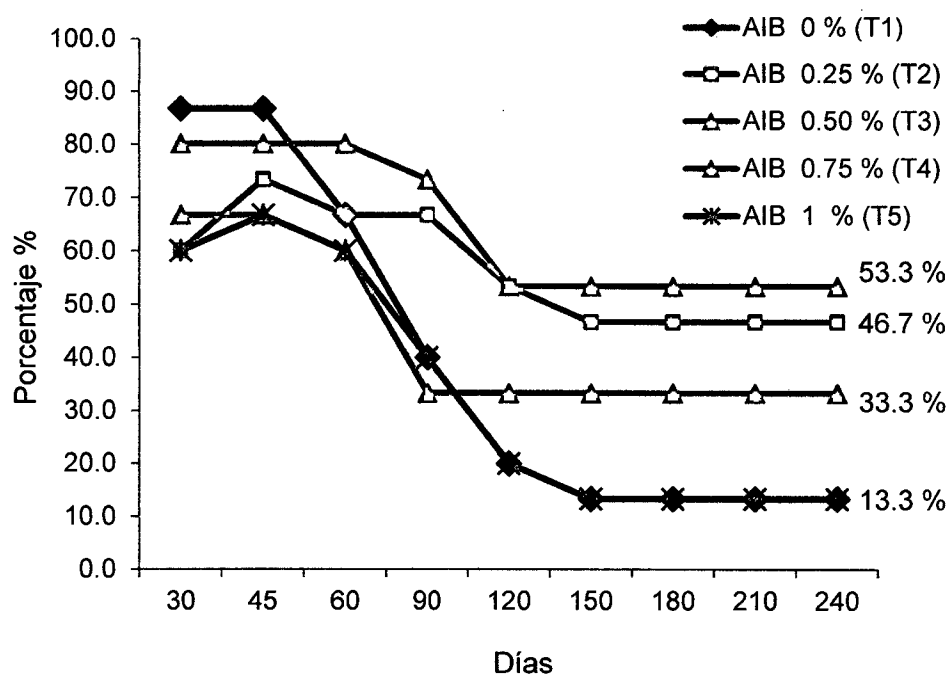


Figura 1. Curva de supervivencia y prendimiento de esquejes con AIB.

4.1.2. Emisión de brotes, supervivencia y prendimiento bajo efectos del ácido naftalacético (ANA)

La supervivencia de los brotes con ANA según el análisis de variancia, se observó que a partir de los 60 días de evaluación existe diferencia muy significativa entre los tratamiento; es decir, que en cada dosis o tratamiento aplicado, los porcentajes de supervivencia de los esquejes son estadísticamente diferentes (Cuadro 5).

Cuadro 5. Análisis de variancia de la supervivencia de los esquejes con ácido naftalacético durante el tiempo de evaluación.

Tiempo (Días)	30	45	60	90	120	150	180	210	240	
FV	GL	Fcal	Fcal	Fcal	Fcal	Fcal	Fcal	Fcal	Fcal	Fcal
Tratamiento	4	1.5 ^{NS}	3.8 ^{NS}	6.5 ^{**}	8.0 ^{**}	11.5 ^{**}	11.5 ^{**}	11.5 ^{**}	11.5 ^{**}	11.5 ^{**}
Bloque	3	0.9	2.2	1.4	0.8	0.1	0.1	0.1	0.1	0.1
Error	8									
Total	14									
CV %		13.6	7.1	7.3	10.6	9.3	9.3	9.3	9.3	9.3

α : 0.05; NS: No significativo; **:Muy significativo

Aunque estadísticamente iguales entre tratamientos, el mayor porcentaje de emisión de brotes alcanzó el T13 (ANA 0.50%) con 93.3% del total de esquejes propagados, seguidos por el T12 (ANA 0.25%) y el T14 (ANA 0.75%) ambos con 80% y los menores porcentajes lo obtuvieron el T11 (ANA 0%) y el T15 (ANA 1%) con 66.7 y 60% respectivamente (Cuadro 6).

El T13 (ANA 0.50%) con un 93.3% de esquejes brotados, se redujo hasta 66.7% de prendimiento, observando una diferencia de 26.6% de mortandad. Mientras con el T15 (ANA 1%) de un 60% de esquejes brotados se redujo hasta un 20% de supervivencia, con una diferencia de 40% de mortandad, lo mismo se deduce para los demás tratamientos (Cuadro 6).

Según la prueba Duncan a partir de los 120 días de evaluación, estadísticamente los mejores tratamientos con mayor prendimiento son el T13 (ANA 0.50%), el T14 (ANA 0.75%) y el T12 (ANA 0.25%).

Cuadro 6. Prueba de Duncan de la supervivencia y prendimiento de los esquejes con ácido naftalacético.

Días	30	45	60	90	120	150	180	210	240
Trat.	%	%	%	%	%	%	%	%	%
T11	66.7 ^a	60.0 ^a	46.7 ^b	26.7 ^b	20.0 ^b	20.0 ^b	20.0 ^b	20.0 ^b	20.0 ^b
T12	80.0 ^a	80.0 ^a	80.0 ^a	60.0 ^a	46.7 ^a	46.7 ^a	46.7 ^a	46.7 ^a	46.7 ^a
T13	80.0 ^a	93.3 ^a	86.7 ^a	80.0 ^a	66.7 ^a	66.7 ^a	66.7 ^a	66.7 ^a	66.7 ^a
T14	53.3 ^a	80.0 ^a	80.0 ^a	60.0 ^a	60.0 ^a	60.0 ^a	60.0 ^a	60.0 ^a	60.0 ^a
T15	46.7 ^a	60.0 ^a	53.3 ^b	26.7 ^b	20.0 ^b	20.0 ^b	20.0 ^b	20.0 ^b	20.0 ^b

Los promedios unidos por igual letra en columna no tiene diferencia estadística entre sí, según Duncan ($P < 0.05$).

La curva de supervivencia de los brotes bajo efectos del ANA, disminuye a medida que pasa el tiempo y se hace constante a partir de los 120 días de evaluación (Figura 2).

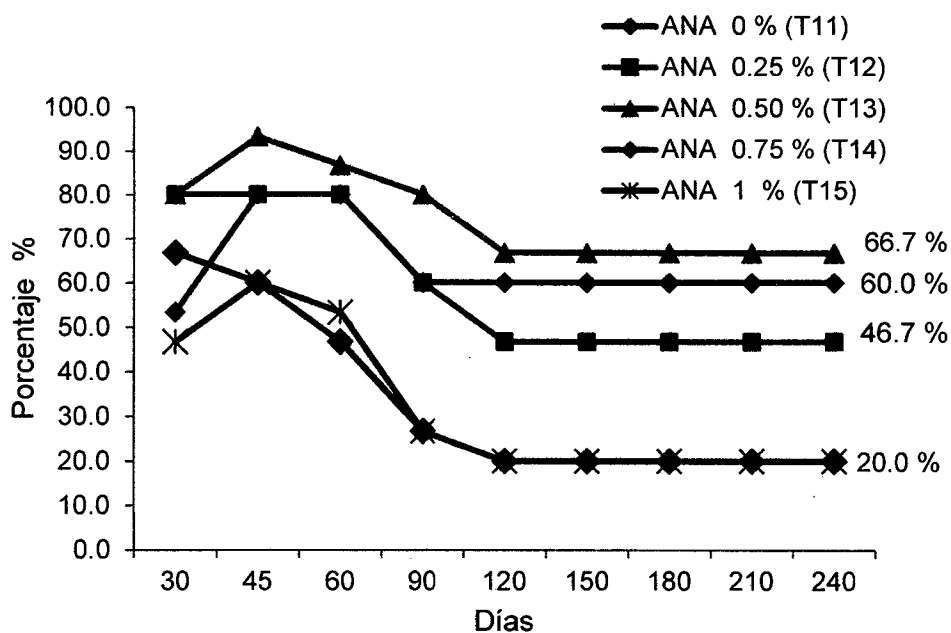


Figura 2. Curvas de supervivencia y prendimiento de esquejes con ANA.

Todos los tratamientos, tanto con AIB y ANA estadísticamente no presentaron diferencia significativa en la influencia del porcentaje de emisión de brotes entre tratamientos; debido a que las yemas se activan fisiológicamente por la humedad y nutrientes almacenados en el tejido parenquimatoso de los nudos; emergiendo en brotes a la superficie, pero sin presentar raíces, esto sucedió hasta los 45 días.

Consecuentemente los esquejes tratados tanto con AIB y ANA, muestran que los tratamientos testigos (0% enraizador), y los tratamientos con mayor concentración de los enraizadores (1%), obtuvieron mayor mortandad de brotes y menor tasa de prendimiento; por su parte MESEN (1998), menciona que al no ser tratadas los esquejes con enraizadores, no tuvieron una fuente de estimulación para el crecimiento de las raíces adventicias en los esquejes, y opuestamente con la dosis mayor (1%), el enraizamiento se inhibe en los esquejes.

Los tratamientos con dosis de 0.25%, 0.50% y 0.75% de enraizador, promovieron el enraizamiento de los esquejes para ayudar en la supervivencia de éstos, disminuyendo la mortandad de brotes.

Uno de los factores que también influyó en la tasa de mortandad de esquejes, fueron las condiciones ambientales. La pérdida de humedad en los esquejes fue inevitable, por el tamaño y los cortes que se realizó para la extracción del mismo, sumado la alta temperatura ambiental; ocasionaron que los brotes se secaran, evitando que se promueva el enraizamiento. Este factor

se puede controlar mediante el arraigamiento en invernaderos o cámaras de subirrigación.

En el presente trabajo se obtuvo un máximo de 93.3% de emisión de brotes y 66.7% de prendimiento en el tratamiento con 0.50% de ANA, mientras que para los demás tratamientos se obtuvieron valores por debajo de éstos. Al respecto CARRANZA (2004), en un trabajo de propagación de ramas de *Dendrocalamus giganteus*, bajo efectos de enraizadores, condiciones de invernadero y en un sustrato de arena, obtuvo como máximo un 100% de emisión de brotes, mientras que su porcentaje de enraizamiento variaba desde 55% hasta 90%. Esto muestra claramente que las condiciones de temperatura y humedad en el invernadero son propicias para un mayor éxito en el prendimiento de los esquejes.

También el ataque de hongos patógenos que infectaron al ingresar por los cortes de los esquejes; observándose posteriormente amarillamiento de los brotes tiernos y después aparecían los signos sobre éstos, con formación micelial; esto ocurrió a partir del segundo mes de evaluación, ya que los esquejes inicialmente fueron tratados con un fungicida de contacto y sistémico, que le daba una protección durante los primeros meses.

En algunos casos los esquejes que presentaban cortes profundos que comprometían demasiado su integridad, no presentaron en absoluto ningún signo de enraizamiento. Sin embargo, de los esquejes extraídos se ha tratado que exista homogeneidad entre sí, esto es uno de los factores que va depender la supervivencia y prendimiento de los esquejes.

4.2. Altura del brote principal de esquejes de *Dendrocalamus asper* (Schultes f.) Backer

En la medición de esta variable se observó que los brotes con mayor altura tuvieron los mayores diámetros; los resultados de altura son del primer brote emergido, obviando a los nuevos brotes muchos más vigorosos y con mayor diámetro, que emergían pasado el tercer o cuarto mes de plantado.

4.2.1. Altura de brote bajo efectos del ácido Indol-3-butírico (AIB)

Las dosis empleadas de AIB en cada tratamiento no ocasionaron variación en la altura del brote principal, desde la evaluación inicial hasta la penúltima evaluación (210 días). Sólo en la evaluación final existe diferencia significativa, entre tratamiento (Cuadro 7).

Cuadro 7. Análisis de variancia de la altura del brote con ácido Indol-3-butírico.

Tiempo (Días)	30 ^x	45 ^x	60 ^x	90 ^x	120 ^y	150 ^z	180 ^z	210 ^z	240 ^z	
FV	GL	Fcal	Fcal	Fcal	Fcal	Fcal	Fcal	Fcal	Fcal	
Tratamiento	4	3.6 ^{NS}	3.1 ^{NS}	3.7 ^{NS}	3.7 ^{NS}	3.9 ^{NS}	2.9 ^{NS}	4.1 ^{NS}	4.1 ^{NS}	4.7 [*]
Bloque	3	3.9	0.6	0.9	1.7	9.8	6.3	8.0	8.1	8.3
Error ^k	8; 7; 6									
Total	14									
CV %		26.0	32.9	30.4	25.0	20.9	20.4	18.4	19.0	18.7

α : 0.05; NS: No significativo; *:Significativo; x; y; z: evaluaciones con cero, uno y dos datos perdido respectivamente; k: 8 GL para el error con cero datos perdidos, 7 con un dato perdido y 6 con dos datos perdidos.

El análisis de variancia de la altura de brotes con AIB, fue calculado mediante la estimación virtual de los datos perdidos a lo largo de la evaluación; desde los 30 días hasta los 90 días no existía ningún dato perdido; a los 120 días existía un dato perdido y a partir de 150 días existía dos datos perdidos.

La mayor altura alcanzada en la última evaluación fue con el T3 (AIB 0.50%) con un promedio de 103.4 cm; seguido por el T2 (AIB 0.25%) con 87.7 cm y en menor altura obtuvo el T5 (AIB 1%) con un promedio de 56.3 cm (Cuadro 8).

Con la prueba Duncan en la última evaluación se ha determinado que el mejor tratamiento que ha influido en el crecimiento de los brotes, es el T3 (AIB 0.50%).

Cuadro 8. Prueba Duncan para la altura del brote con ácido Indol-3-butírico.

Días	30	45	60	90	120	150	180	210	240
Trat.	(cm)	(cm)	(cm)	(cm)	(cm)	(cm)	(cm)	(cm)	(cm)
T1	6.6 ^a	12.6 ^a	21.2 ^a	29.0 ^a	45.1 ^a	46.3 ^a	49.3 ^a	53.7 ^a	57.4 ^c
T2	13.3 ^a	21.0 ^a	28.4 ^a	40.1 ^a	54.0 ^a	59.3 ^a	64.9 ^a	73.3 ^a	87.7 ^{ab}
T3	15.5 ^a	31.8 ^a	48.0 ^a	55.5 ^a	68.0 ^a	72.2 ^a	78.6 ^a	91.5 ^a	103.4 ^a
T4	10.9 ^a	19.8 ^a	41.0 ^a	50.6 ^a	58.0 ^a	59.9 ^a	61.8 ^a	68.1 ^a	77.4 ^{bc}
T5	11.7 ^a	18.5 ^a	24.2 ^a	28.4 ^a	36.3 ^a	40.3 ^a	42.0 ^a	50.4 ^a	56.3 ^c

Los promedios unidos por igual letra en columna no tienen diferencia estadística entre sí, según Duncan ($P < 0.05$).

Las curvas de crecimiento del brote principal tienen tendencia lineal, se observa que el T3 (AIB 0.50%) está por encima de los demás tratamientos en todas las evaluaciones, aunque estadísticamente hasta la penúltima observación todos los tratamientos son estadísticamente iguales, sólo en la evaluación final hubo una ligera diferencia estadística (Figura 3).

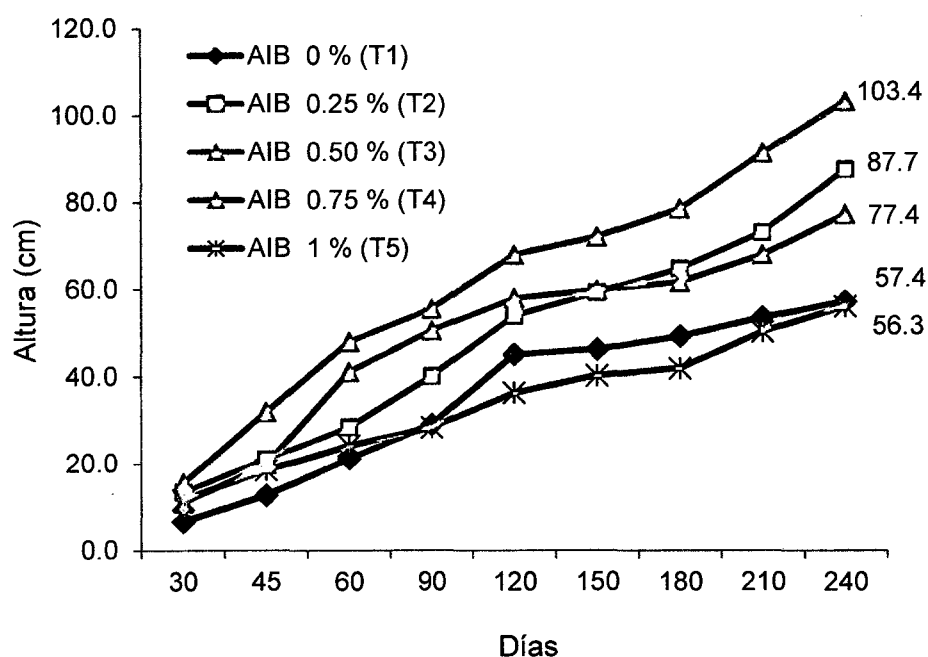


Figura 3. Curva de crecimiento del brote principal con AIB.

4.2.2. Altura de brote bajo efectos del ácido naftalacético (ANA)

Según el análisis de variancia del crecimiento en altura de los brotes bajo la influencia del ANA, a partir de los 60 días hasta los 90 días, existe diferencia significativa entre tratamientos; y desde los 120 días en adelante, existe diferencia muy significativa entre los tratamientos (Cuadro 9).

Cuadro 9. Análisis de variancia de la altura del brote con ácido naftalacético.

Tiempo (Días)	30	45	60	90	120	150	180	210	240	
FV	GL	Fcal	Fcal	Fcal	Fcal	Fcal	Fcal	Fcal	Fcal	Fcal
Tratamiento	4	3.3 ^{NS}	1.9 ^{NS}	4.0*	4.7*	6.3**	5.5**	5.7**	5.1**	5.2**
Bloque	3	0.7	0.3	0.3	0.5	0.2	0.2	0.1	0.1	0.3
Error	8									
Total	14									
CV %		23.8	29.6	23.7	25.2	22.9	23.7	23.6	24.7	23.6

α : 0.05; NS: No significativo; *:Significativo; **:Muy significativo

La mayor altura alcanzado por los brotes bajo la influencia del ácido naftalacético en la última evaluación, fue en el T13 (ANA 0.50%) con un promedio de 110.9 cm; seguido por el T12 (ANA 0.25%) con un promedio de 103.3 cm; seguidamente por el T14 (ANA 0.75%) con 101.9 cm y los menores promedios obtuvieron el T11 (ANA 0%) y el T15 (ANA 1%) con 57.8 y 56.4 cm respectivamente (Cuadro 10).

Según la prueba Duncan los mejores tratamientos que mejor influenciaron en el crecimiento en altura a partir de los 90 días fueron el T13 (ANA 0.50%), el T12 (ANA 0.25%) y el T14 (ANA 0.75%), resultando estos tratamientos con semejanza estadística.

Cuadro 10. Prueba Duncan para la altura del brote con ácido naftalacético.

Días	30	45	60	90	120	150	180	210	240
Trat. (cm)	(cm)	(cm)	(cm)	(cm)	(cm)	(cm)	(cm)	(cm)	(cm)
T11	13.3 ^b	25.3 ^a	29.9 ^b	31.5 ^b	36.5 ^b	41.4 ^b	44.1 ^b	48.0 ^b	56.4 ^b
T12	14.1 ^b	31.0 ^a	45.9 ^{ab}	58.9 ^a	70.9 ^a	76.9 ^a	82.7 ^a	92.6 ^a	103.3 ^a
T13	22.2 ^a	35.5 ^a	54.6 ^a	64.9 ^a	73.0 ^a	79.0 ^a	86.0 ^a	96.1 ^a	110.9 ^a
T14	16.1 ^{ab}	22.7 ^a	36.8 ^{ab}	49.4 ^{ab}	61.5 ^a	70.4 ^a	78.5 ^a	87.5 ^a	101.9 ^a
T15	12.5 ^b	20.0 ^a	29.7 ^b	33.2 ^b	35.2 ^b	38.6 ^b	42.2 ^b	49.1 ^b	58.3 ^b

Los promedio unidos por igual letra en columna no tiene diferencia estadística entre sí, según Duncan ($P < 0.05$).

Las curvas de crecimiento del brote principal, tienen una tendencia lineal; se puede observar a los tratamientos con comportamiento semejantes, el T13 (ANA 0.50%), T12 (ANA 0.25%) y T14 (ANA 0.75%); y de la misma manera el T11 (AIB 0%) con el T15 (ANA 1%) (Figura 4).

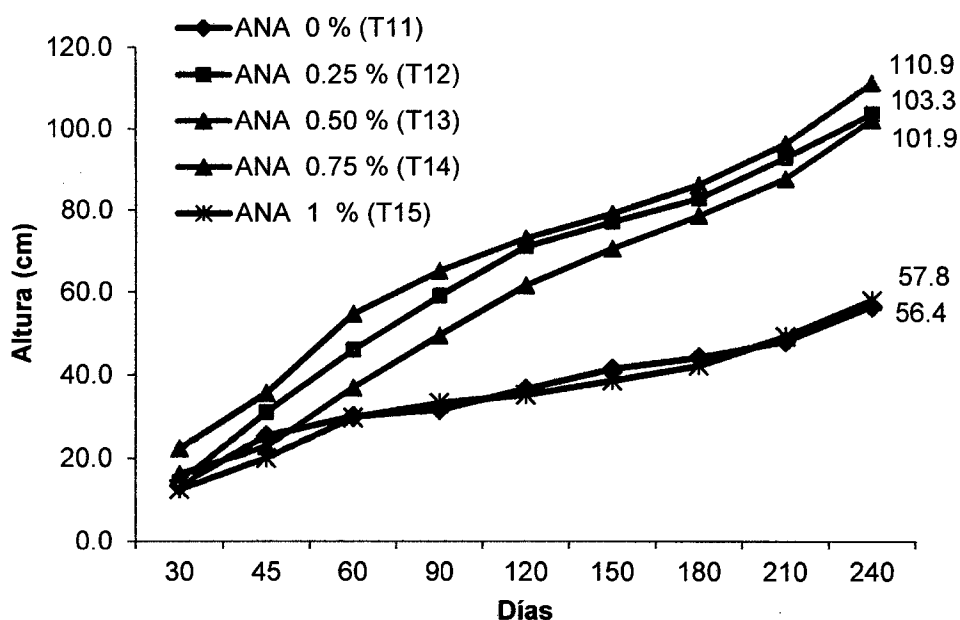


Figura 4. Curvas de crecimiento del brote principal con ANA.

Durante la evaluación se observó dos tipos de brotes, el primario y el secundario; el primero tenía mayor diámetro y emerge en forma de púa, con un tallo a simple vista con alto en contenido de humedad, sus primeras hojas son pequeñas y aciculadas, y tiene un crecimiento muy acelerado en los primeros meses hasta formar hojas definidas; y el segundo tiene un diámetro menor, con un tallo alargado y menos succulento que el anterior, de lento crecimiento con hojas definidas y diferenciadas.

En los resultados se observa, que los esquejes tratados, tanto con AIB y ANA, muestran que los testigos (sin enraizador) y con la dosis mayor (1%), el crecimiento en altura de los brotes es menor en ambos; una de las causas era que, mayormente en estos tratamientos han desarrollado brotes secundarios. Hartmann y Kester (1983), citado por MESEN (1998), menciona que esto podría deberse a que en dosis mayores los enraizadores inhiben el crecimiento de los brotes.

Estadísticamente las dosis 0.25%, 0.50% y 0.75% de ANA, fueron las que influenciaron más en el crecimiento de la altura de los brotes, este se debe a que de alguna manera el enraizador promovió la activación de las yemas, para dar origen a brotes primarios con mayor altura.

Los primeros brotes de la propagación de bambú llegaron alcanzar hasta 2 metros de altura, posteriormente maduran y se secan cuando hayan alcanzado una altura límite, dando paso a los nuevos brotes que emergen con mayor diámetro y alcanzando mayor altura; tal como menciona GIRALDO (2003) en la dinámica de formación de matas de bambú.

4.3. Número de esquejes enraizados de *Dendrocalamus asper* (Schultes f.) Backer

La evaluación del número total de esquejes enraizados, se ha realizado en la última evaluación a raíz desnuda, es decir, los esquejes fueron separados cuidadosamente del sustrato y se pudo observar los siguientes tipos de esquejes:

- **Esquejes enraizados:** presentaban raíces al momento de ser separados del sustrato, la característica de estos, es que había esquejes que presentaban enraizamiento mínimo con brotes muertos que no llegaron a prender; y otro grupo de esquejes muy enraizados con brotes vivos y prendidos.

- **Esquejes no enraizados:** eran aquellos que al ser separados del sustrato no presentaron ningún signo de enraizamiento, se mostraban absolutamente tal cual fueron plantados inicialmente.

- **Esquejes prendidos:** Están incluido los esquejes enraizados, con brotes vivos en crecimiento continuo y formando nuevos brotes.

- **Esquejes no prendidos:** Son aquellos esquejes que no poseían brotes vivos, incluye a los esquejes no enraizados en absoluto y a los que tuvieron enraizamiento mínimo con brotes, pero que llegaron a morir.

Se realizó un análisis y comparación entre el porcentaje de emisión de brotes, número total de esquejes enraizados, y número total de esquejes prendidos, tanto para los tratamientos con AIB y ANA:

4.3.1. Número total de esquejes enraizados con ácido indol-3-butírico (AIB)

Según el análisis de variancia para el número total de esquejes enraizados con AIB, se ha determinado diferencia significativa entre tratamientos (Cuadro 11).

Cuadro 11. Análisis de variancia para el número total de esquejes enraizados con ácido indol-3-butírico.

F V	GL	SC	CM	F
Tratamiento	4	0.49	0.12	4.46*
Bloque	2	0.07	0.04	1.28 ^{NS}
Error	8	0.22	0.027	
Total	14	0.78		
CV%	8.1			

α : 0.05; NS: No significativo; *:Significativo

Según la prueba Duncan para el número de esquejes enraizados, los tratamientos con igualdad estadística fueron el T2 (0.25% AIB) con 11 esquejes, T3 (0.50% AIB) con 10; T4 (0.75% AIB) con 12 y el T5 (1% AIB) con 10 esquejes, esto demuestra que el AIB ha influido en un primer momento en la formación de raíces respecto al tratamiento testigo (AIB 0%), que sólo presentó 7 esquejes. Además se observa que sólo para el caso del testigo, el porcentaje de esquejes enraizados (40.0%) es menor al de emisión de brotes (86.7%), debido a que, de alguna manera la ausencia del AIB, no ha estimulado la formación de raíz en los esquejes, aún de los que tenían brotes.

Mientras que para los demás tratamientos el porcentaje de emisión de brotes es igual al porcentaje de enraizamiento, esto quiere decir, que todos los esquejes que han logrado brotar al menos han llegado a formar raíces por el efecto del enraizador, algunos llegaron a prender y otros no (Cuadro 12).

El mayor porcentaje de esquejes enraizados correspondió al T4 (AIB 0,75%) con un 80% de esquejes, de los cuales se redujo al 53.3% de esquejes que llegaron a prender; así mismo, el T2 (AIB 0.25%) obtuvo un 73.3% de esquejes enraizados, de los cuales sólo el 46.7% de los esquejes llegaron a prender; y en menor porcentaje presentaron el T1 (AIB 0%) y el T5 (AIB 1%) con 40% y 66.7% respectivamente, de los cuales en ambos tratamientos prendieron sólo el 13.3% de total de los esquejes (Cuadro 12).

Cuadro 12. Comparación entre porcentaje de emisión de brotes, enraizamiento y prendimiento con ácido indol-3-butírico.

Tratam.	Emisión de brotes		Esquejes enraizados		Esquejes no enraizados		Total	Esquejes prendidos		Esquejes no prendidos		Total
	Nº	%	Nº	%	Nº	%		Nº	%	Nº	%	
T1	13	86.7 ^a	7	40.0 ^b	8	60.0 ^a	15	2	13.3 ^b	13	86.7 ^a	15
T2	11	73.3 ^a	11	73.3 ^a	4	26.7 ^b	15	7	46.7 ^a	8	53.3 ^b	15
T3	10	66.7 ^a	10	66.7 ^a	5	33.3 ^b	15	6	33.3 ^{ab}	9	66.6 ^{ab}	15
T4	12	80.0 ^a	12	80.0 ^a	3	20.0 ^b	15	8	53.3 ^a	7	46.7 ^b	15
T5	10	66.7 ^a	10	66.7 ^a	5	33.3 ^b	15	2	13.3 ^b	13	86.7 ^a	15

Los promedio unidos por igual letra en columna no tiene diferencia estadística entre sí, según Duncan (P < 0.05)

Los esquejes enraizados fueron mayores a los esquejes no enraizados en el T2 (AIB 0.25%), T3 (AIB 0.50%), T4 (AIB 0.75%) y T5 (AIB 1%); sin embargo, sólo con el T4 (AIB 0.75%) los esquejes prendidos fue mayor a los esquejes no prendidos, esto nos muestra claramente, la superioridad de dicho tratamiento (Figura 5).

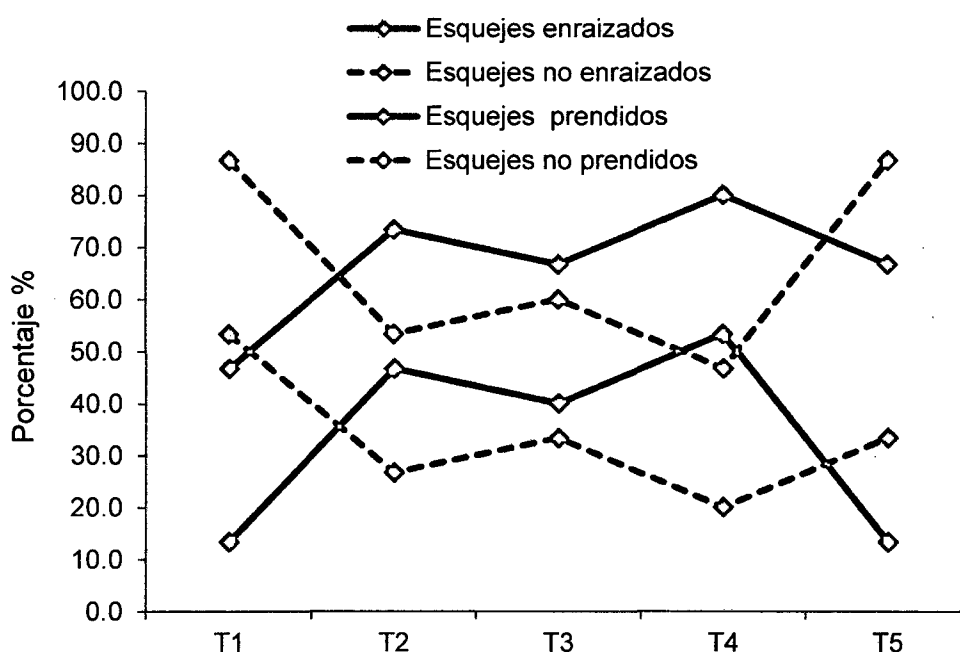


Figura 5. Curvas de esquejes enraizados y prendidos con AIB

4.3.2. Número total de esquejes enraizados con ácido naftalacético

Según el análisis de variancia para el número total de esquejes enraizados con ANA, muestra que existe diferencia muy significativa entre tratamientos, esto muestra que cada dosis o grupos de dosis de ANA, tienen efectos diferentes entre sí, respecto a la mencionada variable (Cuadro 13).

Cuadro 13. Análisis de variancia para el número total de esquejes enraizados con ácido naftalacético.

F V	GL	SC	CM	F
Tratamiento	4	0.65	0.16	6.3**
Bloque	2	0.07	0.04	1.4 ^{NS}
Error	8	0.21	0.026	
Total	14	0.93		
CV %	7.6			

α : 0.05; NS: No significativo; **:Muy significativo

El mayor porcentaje de esquejes enraizados obtuvo el T13 (ANA 0.50%) con un 86.7% del total de esquejes, de los cuales se redujo al 66.7% de esquejes prendidos; la menor cantidad de esquejes enraizados presentaron el T11 (ANA 0%) y el T15 (ANA 1%) con 40% y 66.7% respectivamente, de los cuales en ambos sólo el 20% del total de esquejes lograron prender definitivamente (Cuadro 14).

La mayor diferencia entre el porcentaje de emisión de brotes y de enraizamiento se observó en el T11 (ANA 0%), mientras que la variación de estas variables es menor en el T12 (ANA 0.25%) y el T14 (ANA 0.75%); mientras en el T13 (ANA 0.50%) y T15 (ANA 1%) son iguales. Estas diferencias muestran, que los esquejes con brotes, al menos llegaron a enraizar la mayoría (Cuadro 14).

Cuadro 14. Comparación entre esquejes enraizados y prendidos con ANA.

Tratam	Emisión de Brotes		Esquejes enraizados		Esquejes no enraizados		Total	Esquejes prendidos		Esquejes no prendidos		Total
	nº	%	nº	%	nº	%		nº	%	nº	%	
T11	10	66.7 ^a	7	40.0 ^b	8	60.0 ^a	15	3	20.0 ^b	12	80.0 ^a	15
T12	12	80.0 ^a	12	80.0 ^a	3	20.0 ^b	15	7	46.7 ^a	8	53.3 ^{ab}	15
T13	14	93.3 ^a	13	86.7 ^a	2	13.3 ^b	15	10	66.7 ^a	5	33.3 ^b	15
T14	12	80.0 ^a	11	73.3 ^a	4	26.7 ^b	15	9	60.0 ^a	6	40.0 ^b	15
T15	10	66.7 ^a	10	66.7 ^a	5	33.3 ^b	15	3	20.0 ^b	12	80.0 ^a	15

Los promedio unidos por igual letra en columna no tiene diferencia estadística entre sí, según Duncan ($P < 0.05$).

Los esquejes enraizados fueron mayores a los no enraizados en el T12 (ANA 0.25%), T13 (ANA 0.50%), T14 (ANA 0.75%) y T15 (ANA 1%); mientras que sólo con el T13 (ANA 0.50%) y el T14 (ANA 0.75%) los esquejes prendidos fueron superiores a los esquejes no prendido (Figura 6).

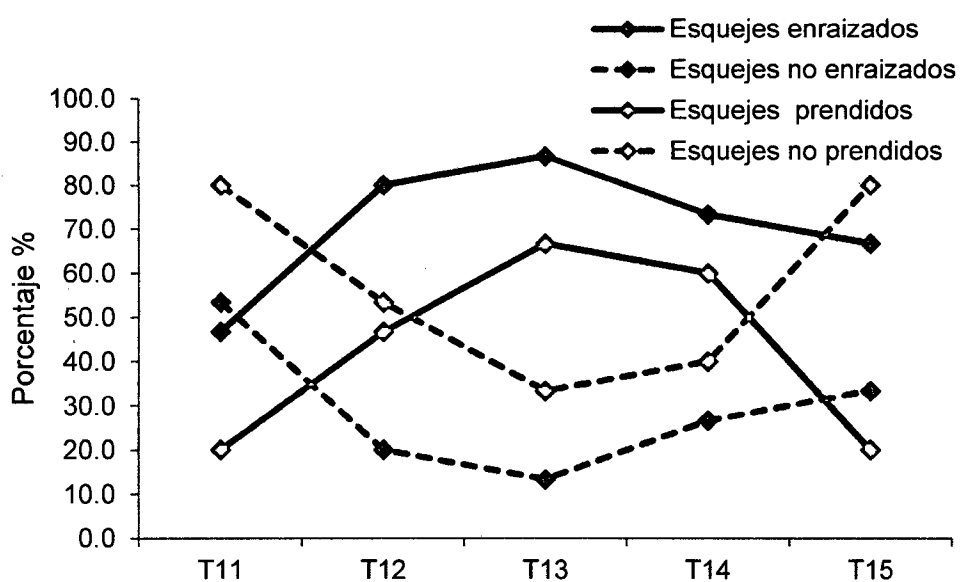


Figura 6. Curvas de esquejes enraizados y prendidos con ANA.

4.4. Longitud de raíz en *Dendrocalamus asper* (Schultes f.) Backer

4.4.1. Longitud de raíz de los esquejes bajo efectos del ácido indol-3-butírico

Según el análisis de variancia para la longitud de raíz en esquejes prendidos con AIB, muestra que no existe diferencia significativa entre tratamientos (Cuadro 15). Esto muestra estadísticamente que las dosis de AIB no influyen independientemente en el desarrollo longitudinal de las raíces.

Cuadro 15. Análisis de variancia para la longitud de raíz con ácido indol-3-butírico.

F V	GL	SC	CM	F
Tratamiento	4	386.4	96.6	0.44 ^{NS}
Bloque	2	464.8	232.4	1.05 ^{NS}
Error ^k	6	1326.2	221.0	
Total	12	2177.4		
CV %	22.4			

α : 0.05; NS: No significativo; k: 2 G.L. menos por 2 datos perdidos

Numéricamente el mayor promedio de longitud de la raíz se observa con el T5 (AIB 1%) con 76.2 cm, seguido del T4 (AIB 0.50%) con 68.7 cm y el menor promedio se obtuvo con el T1 (AIB 0.25%) con 57.6 cm (Cuadro 16).

Cuadro 16. Promedio de la longitud de raíz con ácido indol-3-butírico.

Tratamientos		Promedio (cm)
T5	AIB 1%	76.2 ^a
T3	AIB 0.50%	68.7 ^a
T1	AIB 0%	67.6 ^a
T4	AIB 0.75%	64.5 ^a
T2	AIB 0.25%	57.6 ^a

Los promedios unidos por igual letra en columna no tienen diferencia estadística entre sí, según Duncan ($P < 0.05$).

4.4.2. Longitud de la raíz de los esquejes bajo efectos del ácido naftalacético

Según el análisis de variancia, no existe diferencia significativa entre los tratamientos con ANA respecto a la longitud de raíz de los esquejes prendidos (Cuadro 17).

Cuadro 17. Análisis de variancia para la longitud de raíz con ácido naftalacético.

F V	GL	SC	CM	F
Tratamiento	4	1394.1	348.5	1.2 ^{NS}
Bloque	2	574.7	287.3	1.0 ^{NS}
Error	8	2374.7	296.8	
Total	14	4343.5		
CV %	23.7			

α : 0.05; NS: No significativo.

Numéricamente en la diferencia de los promedios de la longitud de raíz, se observa que el T12 (ANA 0.25%) presentó mayor crecimiento en longitud de la raíz de los esquejes prendidos con 81.6 cm; seguido por el T13 (ANA 0.50%) con 80.7 cm, y en menor medida fue el T15 (ANA 1%) con 55.7 cm (Cuadro 18).

Cuadro 18. Promedio de la longitud de raíz con ácido naftalacético.

Tratamientos		Promedio (cm)
T12	ANA 0.25%	81.6 ^a
T13	ANA 0.50%	80.7 ^a
T11	ANA 0%	78.0 ^a
T14	ANA 0.75%	77.7 ^a
T15	ANA 1%	55.7 ^a

Los promedios unidos por igual letra en columna no tienen diferencia estadística entre sí, según Duncan ($P < 0.05$).

La longitud de raíz estadísticamente no se vio afectada por ninguno de los enraizadores y dosis empleadas. Este mismo resultado obtuvo CARRANZA (2004), en la propagación de ramas de *Dendrocalamus giganteus*. Este efecto se debe a que la aplicación de auxinas puede inhibir la elongación de raíces (Eliasson, 1989 citado por CARRANZA, 2004). Sin embargo la longitud de raíz para el tiempo en que se realizó la evaluación es aceptable, ya que en algunos casos las raíces salían de la bolsa con sustrato en la que estaban contenidos; sobre todo los tratamientos con dosis de 0.25 %, 0.50 % y 0.75 % de enraizador.

4.5. Rendimiento radicular en *Dendrocalamus asper* (Schultes f.) Backer

El rendimiento radicular está determinado por el peso de la raíz formado durante el periodo de evaluación, está medido en g/esqueje de acuerdo al enraizador y dosis aplicada.

4.5.1. Rendimiento radicular con el ácido indol-3-butírico (AIB)

De acuerdo al análisis de variancia respecto al rendimiento radicular con AIB, muestra que no existe diferencia significativa entre los tratamientos aplicados (Cuadro 19).

Cuadro 19. Análisis de variancia para el rendimiento radicular con ácido indol-3-butírico.

F V	GL	SC	CM	F
Tratamiento	4	38.22	9.55	0.93 ^{NS}
Bloque	2	49.81	24.91	2.44 ^{NS}
Error	6	61.32	10.22	
Total	14	149.34		
CV %	70.6			

α : 0.05; NS: No significativo.

Numéricamente el tratamiento que desarrolló más raíz fue el T3 (AIB 0.50%) con un promedio de 7.30 g/esqueje prendido, mientras que el T1 (AIB 0%) y T5 (AIB 1%), obtuvieron los menores rendimientos radiculares con 3.34 y 2.61 g/esqueje respectivamente (Cuadro 20).

Cuadro 20. Rendimiento radicular promedio con ácido indol-3-butírico.

Tratamientos		Promedio (g/esqueje)
T3	AIB 0.50 %	7.30 ^a
T4	AIB 0.75 %	4.60 ^a
T2	AIB 0.25 %	3.52 ^a
T1	AIB 0 %	3.34 ^a
T5	AIB 1 %	2.61 ^a

Los promedio unidos por igual letra en columna no tiene diferencia estadística entre sí, según Duncan ($P < 0.05$).

4.5.2. Rendimiento radicular con el ácido naftalacético (ANA)

Según el análisis de variancia para el rendimiento radicular con ANA, muestra diferencia significativa entre tratamientos (Cuadro 21). Esto demuestra que cada dosis influye de manera diferente en el rendimiento radicular de los esquejes.

Cuadro 21. Análisis de variancia para el rendimiento radicular con ANA.

F V	GL	SC	CM	F
Tratamiento	4	105.07	26.27	5.16 ^{**}
Bloque	2	42.70	21.35	4.19 ^{NS}
Error	8	40.75	5.09	
Total	14	188.52		
CV %	36.1			

α : 0.05; NS: No significativo; **:Muy significativo

Según la prueba Duncan, los mejores tratamientos con igualdad estadística en rendimiento radicular fue el T13 (ANA 0.50%), T12 (ANA 0.25%) y T14 (ANA 0.75%), con promedios de 8.60, 8.54, y 8.00 g/esquejes respectivamente; y los menores rendimientos con igualdad estadísticas fueron el T11 (ANA 0%) y el T15 (ANA 1%), con 3.69 y 2.42 g/esqueje respectivamente (Cuadro 22).

Cuadro 22. Rendimiento radicular promedio con ácido naftalacético.

Tratamientos		Promedio (g/esqueje)
T13	ANA 0.50%	8.60 ^a
T12	ANA 0.25%	8.54 ^a
T14	ANA 0.75%	8.00 ^a
T11	ANA 0%	3.69 ^b
T15	ANA 1%	2.42 ^b

Los promedio unidos por igual letra en columna no tiene diferencia estadística entre sí, según Duncan ($P < 0.05$).

En los resultados de rendimiento radicular se ha observado que los tratamientos con ANA, han superados a los tratamientos con AIB, ya que con este enraizador los tratamientos no son significativos.

Con la aplicación del enraizador, aparte de haber encontrado que influye en el enraizamiento y prendimiento de los esquejes, también influyó en la calidad de las raíces desarrolladas, sobre todo con ANA. Tal como menciona WRIGHT (1964) y MESÉN (1998), que el propósito de tratar con enraizadores

es aumentar el porcentaje de enrizamiento, reducir el tiempo de iniciación de raíces y mejorar la calidad del sistema radical formado.

Los resultados en los tratamientos con 0% de AIB y ANA (testigos), muestran un insuficiente desarrollo de raíces, mientras que para la dosis mayor (1% de enraizador) se observa la inhibición en el desarrollo, ya que el rendimiento radicular es menor incluso que los testigos, que concuerda con lo afirmando por HARTMANN y KESTER (1983), que las estacas o esquejes generalmente responden a las dosis de auxina de una manera típica, mostrando un aumento progresivo en el número y calidad de las raíces formadas con cada aumento en las dosis de auxina hasta alcanzar un punto máximo, a partir del cual se inicia un descenso en la repuesta debido a problemas de toxicidad. Con dosis insuficientes las raíces son escasas, o puede haber formación de callo solamente sin formación de raíces y en dosis supraóptimas puede ocurrir amarillamiento y caída prematura de la hoja de la estaca, necrosis de la base de la estaca o necrosis total.

Consecuentemente, sólo las dosis de 0.25%, 0.50% y 0.75% de ANA fueron las que mejores han influenciado en el rendimiento radicular de los esquejes, sin embargo, en el trabajo realizado por CARRANZA (2004), en la propagación de ramas de *Dendrocalamus giganteus*, el uso de AIB y ANA por el método de remojo en soluciones diluidas, el efecto del enraizador fue no significativo, esto se debe a que este método es poco utilizada por ser lenta e impráctica, no es más efectiva que los otros métodos; tal como menciona MESEN (1998), que el enraizador puede ser lavado por el riego y es difícil

controlar la cantidad absorbida por las diferentes estacas. Sin embargo el método por mezcla en polvo, hace que el enraizador sea adsorbido en el talco, y este disponible por mucho más tiempo, ya que el talco se adhiere al esqueje, y resiste más a ser lavado por el riego. En la mayoría de los caso se ha observado todavía la presencia de talco sobre los esquejes, después de 240 días de su aplicación.

El mejor enraizador que promovió el enraizamiento y prendimiento de los esquejes de *Dendrocalamus asper* fue el ácido naftalacético con dosis desde 0.25% a 0.75%; en trabajos realizados en el CATIE, mencionado por MESEN (1998), se observa que los resultados fueron similares, para la propagación de estacas forestales, para ello, se han empleado dosis de ácido Indol-3-indolbutirico, desde 0.05% hasta 1.65% de AIB, resultando que la dosis 0.2% de AIB ha dado lo mejores resultados en *Cedrela odorata*, *Swetenia macrophylla* y algunas especies respondieron mejor a dosis mayores *Terminalia Oblonga* (0.8%), *Hyeronima alchomeoides* (1.6%).

4.6. Prendimiento y enraizamiento de esquejes *Guadua angustifolia* Kunth

La propagación de *Guadua angustifolia* a través de esquejes del culmo, no ha tenido el éxito esperado, en los tratamientos con AIB 1%, ANA 0%, y ANA 0.75%, no hubo ningún esqueje prendido, y en los demás tratamientos tan sólo presentaron un esqueje enraizado y prendido (Cuadro 23).

Cuadro 23. Comparación entre esquejes enraizados y prendidos.

Tratamientos		Esquejes enraizados y prendidos		Esquejes no enraizados		Total n°
		n°	%	n°	%	
T6	AIB 0%	1	6.7	14	93.3	15
T7	AIB 0.25%	1	6.7	14	93.3	15
T8	AIB 0.50%	1	6.7	14	93.3	15
T9	AIB 0.75%	1	6.7	14	93.3	15
T10	AIB 1%	0	0.0	15	100.0	15
T16	ANA 0%	0	0.0	15	100.0	15
T17	ANA 0.25%	1	6.7	14	93.3	15
T18	ANA 0.50%	1	6.7	14	93.3	15
T19	ANA 0.75%	0	0.0	15	100.0	15
T20	ANA 1 %	1	6.7	14	93.3	15

El éxito del amplio prendimiento en *Dendrocalamus asper* frente a *Guadua angustifolia*, es por la presencia de formaciones radiculares en los nudos de la primera especie, la acción de los enraizadores fue promover y acelerar el crecimiento de estas formaciones en raíces diferenciadas. Mientras que la segunda especie al no presentar formaciones preestablecidas de raíces, no se observó un crecimiento masivo de raíces en los esquejes, sino más bien la raíces recién se formaban de los brotes emergidos, a diferencia en la otra especie la formación se dio en el propio esqueje (Anexos, Figura 16).

V. CONCLUSIONES

1. La mayor emisión de brotes, supervivencia y prendimiento de esquejes en *Dendrocalamus asper*, se ha dado con el ácido naftalacético (ANA), resultando el T13 (ANA 0.50%) estadísticamente superior a los demás, con 93.3% de brotación y 66.7% de prendimiento.
2. El mayor crecimiento en altura de brotes de *Dendrocalamus asper*, se ha registrado con ANA, resultando superior el T13 (ANA 0.50%) con 110.9 cm de altura promedio.
3. Se ha determinado que inicialmente los tratamientos tanto con ácido indol-3-butírico (AIB) y ácido naftalacético (ANA), influyeron en el enraizamiento de los esquejes de *Dendrocalamus asper*, resultando el T13 (ANA 0.50%) con la mayor tasa de enraizamiento de 86.7%.
4. No se ha determinado influencia de ninguna dosis de AIB y ANA, en el crecimiento de la longitud de raíz de los brotes de *Dendrocalamus asper*.
5. Los mayores rendimientos radicular de los esquejes prendidos de *Dendrocalamus asper*, se ha observado en los tratamientos con ANA, siendo el T13 (ANA 0.50%) superior a los demás con 8.60 g/esqueje.
6. La propagación de *Guadua angustifolia* por esquejes, no fue exitosa, se ha obtenido un bajo porcentaje de prendimiento (6,7%) tanto con AIB y ANA.

VI. RECOMENDACIONES

1. Usar el ácido naftalacético en una concentración de 0.50% adsorbido en talco neutro, para la propagación de los esquejes de *Dendrocalamus asper*.
2. Tener en cuenta que, en la extracción de los esquejes exista homogeneidad en el tamaño, presencia de yemas, para aumentar la tasa de prendimiento de los brotes.
3. Propagar esquejes de *Dendrocalamus asper* en vivero, ya que permite hacerlo a gran escala, en un menor espacio y facilita el transporte de los plantones; a diferencia de transportar grandes cantidades de rizomas y secciones del culmo de más de un metro de longitud.
4. Realizar la propagación de los esquejes en cámaras de subirrigación, invernaderos o ambientes donde se pueda controlar la temperatura y humedad, sobre todo para los esquejes de *Guadua angustifolia*, por ser su propagación más difícil a partir de esquejes; para incrementar el porcentaje de enraizamiento y prendimiento de los esquejes.

VII. ABSTRACT

In this thesis work; realized in the tree nursery of the School of Renewable Natural Resources, located in the city of Tingo María; it has spread two species of bamboo by cuttings of culm section, treated with indole-3-butyric acid (IBA) and naphthalene acetic acid (NAA), sprinkling the cuttings, with a mixture in neutral talc, at a dosages of 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75% and 1% of IBA or NAA; for to increase the percentage of rooting , the vigor of the plants, and reduce the time rooting and establishment costs. For to see the effect of the rooters in the percentage of budding and grafting, shoot height, root length and rooted performance, it has applied a complete block design with five treatments and three replications.

In cuttings treated with IBA, the maximum percentage of grafting was 53.3% with 0.75% of IBA and there was no significant difference in root yield between doses. However in the case of NAA, there was significant difference between dosages, the optimal dosage, it was 0.50% of ANA, had the highest percentage of sprouting (93.3%), grafting percentage (66.7%) and root yield (8.60 g/cutting). Concluding that, the best dose was 0.50% NAA.

Key words: Bamboo, rooting, *Dendrocalamus asper*, *Guadua angustifolia*, Indole-3-butyric acid, Naftalen acetic acid.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AREVALO, R., RUIZ, L. 2004. Descripción y determinación de las especies de bambú nativo e introducido en el campus de la Universidad Nacional Agraria de la Selva. Tingo María, Perú. 14 p.
- ARMIRA, P. 1989. Evaluación de seis tipos de esqueje para la propagación de *Bambusa arundinaceae* Willd, *Banbusa vulgaris* var. *Striata* Schard ex Wendll y *Gigantochloa verticillata* (Willd) Munro. Tesis Ing. Agrónomo. La Fragua, Guatemala. Universidad de San Carlos de Guatemala. 122 p.
- BURGOS, J. 1953. Posibilidades acerca del cultivo de bambú en la zona de Tingo María. Estación Experimental Agraria de T.M-PCEA (Perú). Boletín Técnico nº 44. 35 p.
- CAMARGO, J. 2004. Documento memorias del diplomado en métodos y técnicas de manejo silvicultural de guaduales naturales y plantados. Facultad de Ciencias Ambientales, Universidad Tecnológica de Pereira, Colombia. 92 p.
- CASTRILLÓN, J., CARVAJAL, E., LIGARRETO, G., MAGNITSKIY, S. 2008. El efecto de auxinas sobre el enraizamiento de las estacas de agraz

(*Vaccinium meridionale* Swartz) en diferentes sustratos. Facultad de Agronomía, Universidad Nacional de Colombia. 22 p.

CORDON, L. 2006. Contribución al proceso docente en el Instituto Tecnológico de Nor Oriente - ITECNOR. Tesis Ing. Agrónomo. La Fragua, Guatemala. Universidad de San Carlos de Guatemala. 170 p.

FRANQUIS, F., INFANTES, A. 2003. Perspectivas del bambú en América Latina y en Venezuela. Instituto Forestal Latinoamericano Mérida, Venezuela. Rev. For. Lat. n° 33/2003. p. 1-10.

GIRALDO, E. 2003. Aspectos generales de la *Guadua angustifolia* Kunth, propagación y manejo silvicultural sostenible. Ministerio del Ambiente y de los Recursos Naturales, Fundación Polar, Gobernación del Estado Yaracuy, Venezuela. 15 p.

GIRALDO, E., SABOGAL, A. 1999. Una alternativa sostenible: La guadua, técnicas de cultivo y manejo. Ed. por Corporación Autónoma Regional del Quindío, Colombia. 192 p.

GONZÁLEZ, J. 2007. Manual de producción de Bambú. Secretaría de Desarrollo Rural del Estado de Puebla, Coordinación General de Cadenas Productivas (México). Boletín Técnico n° 20. 14 p.

- HIDALGO, O. 1978. Bambú, su cultivo y aplicaciones en: fabricación de papel, construcción, arquitectura, ingeniería y artesanía. Estudios Técnicos Colombianos. 318 p.
- LICERAS, Z. L. 1989. El bambú un cultivo promisor para el Perú. Rev. Agro. Enfoque, Edic. 29 de mayo. Lima Perú. p. 16–17.
- LONDOÑO, X. 2002. Distribución, morfología, taxonomía, anatomía, silvicultura y usos de los bambúes del nuevo mundo. Universidad Nacional de Colombia, Santa fe de Bogotá. [En línea]: MADERINSA, (<http://www.maderinsa.com/guadua/taller.html>, documentos, 19. Ago. 2008).
- MESÉN, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de subirrigación. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza, Costa Rica. Manual Técnico n° 30. 36 p. [En línea]: CATIE, (<http://orton.catie.ac.cr/reprodoc/A0021S/A0021S00.pdf>, publicaciones, 19 Nov. 2010).
- MINAG. 2010. Bambú: Biología, cultivo, manejo y usos en el Perú. Ministerio de agricultura – Dirección General de Competitividad Agraria. Lima, Perú. 64 p.
- PALMA tenera, palmito, bambú *Dendrocalamus asper*, Ganado Brahman Nelore, agronegocios. 2009. Ecuador. [En línea]: BAMBUPALM,

(http://bambupalm.com/portal/index2.php?option=com_content&do_pdf=1&id=16, publicaciones, 10 Ene. 2011)

PORRAS, E. 1985. La madera de los pobres. Agricultura de las Américas. FAO, EEUU. 12 p.

SANTELICES, R., BOBADILLA, C. 1997. Arraigamiento de estacas de *Quillaja saponaria* Mol. y *Peumus boldus* Mol. Revista Bosque Valdivia, Santiago de Chile. vol.18 nº2. p. 77-85. [En línea]: Revistas electrónicas UACH, (<http://mingaonline.uach.cl/pdf/bosque/v18n2/art08.pdf>, artículos, 15 Dic. 2010)

WENYUE, H. 1987. El bambú en China: nuevas perspectivas para un recurso antiguo. Revista UNASYLVA. Vol. 39, nº 56. p. 42 – 49.

WRIGHT, J. 1964. Mejoramiento genético de los árboles forestales. FAO, Estudios de Silvicultura y Productos Forestales Revista nº 16. 436 p.

ANEXOS

Apéndice 1. Cálculo estadístico adicional

Cálculos de datos perdidos en el diseño estadístico

En el presente trabajo de investigación se ha observado dos datos perdidos completos en el DBCA1, en dos tratamientos, uno en el testigo T1 (AIB 0%) del bloque I y otro en el T5 (AIB 1%) del bloque III, afectando el balance necesario en el experimento para lograr aislar el efecto de los bloques. Para remediar esta situación, se ha empleado un método corto y satisfactorio, sobre todo para variables continuas como la altura de brotes, longitud de raíz y rendimiento radicular. Primero se calculó un valor virtual para la unidad perdida, por medio de la ecuación:

$$y = \frac{r.B + t.T - G}{(r-1)(t-1)}$$

En la que “y” es el valor virtual; B, es el total de las unidades restantes en el bloque al que pertenece la unidad perdida; T, es el total de los rendimientos de este tratamiento en los otros bloques y G, es el gran total; r y t son los números de repeticiones (bloques) y tratamientos, respectivamente.

Como existen dos datos perdidos, “a” y “b”, en principio se supone el valor de “b” mediante el promedio del tratamiento con las unidades experimentales existentes y el valor de “a” se calcula con la ecuación anterior, posteriormente se realiza el cálculo itinerante, el valor de “a” es el resultado del cálculo anterior, y el valor de “b” se calcula con la ecuación mencionada, este proceso es itinerante, hasta que las nuevas aproximaciones no difieran sustancialmente de los valores encontrados con anterioridad.

A continuación se ilustra el cálculo de datos perdidos en el DBCA₁ con AIB, con datos de altura de *Dendrocalamus asper*, a los 240 días (Cuadro 2).

Cuadro 24. Esquema de datos perdidos en altura de *Dendrocalamus asper* con AIB a los 240 días.

Tratamiento	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Total
AIB 0%	a	62.0	50.6	112.6
AIB 0.25%	88.5	112.3	62.3	263.1
AIB 0.50%	118.0	126.3	66.0	310.3
AIB 0.75%	74.4	105.3	52.5	232.2
AIB 1%	63.0	60.0	b	123.0
Total	343.8	465.9	231.4	1041.2

$$b = (63.0 + 60.0) / 2 = 61.5$$

$$a = \frac{r \cdot B + t \cdot T - G}{(r-1)(t-1)} = \frac{(3 \times 343.8) + (5 \times 112.6) - 1102.6}{(3-1)(5-1)} = 58.6$$

r: 3 bloques

t: 5 tratamientos

B: Suma de unidades restantes en el bloque 343.8

T: Suma de rendimientos del tratamiento en los dos bloques 112.6

G: Gran total, $1041.2 + 61.5 = 1102.6$

Ahora se realiza el cálculo itinerante:

$$a = 58.6$$

$$b = \frac{r \cdot B + t \cdot T - G}{(r-1)(t-1)} = \frac{(3 \times 231.4) + (5 \times 123.0) - 1099.8}{(3-1)(5-1)} = 45.8$$

B: Suma de unidades restantes en el bloque 231.4

T: Suma de rendimientos del tratamiento en los dos bloques 123.0

G: Gran total $1041.2 + 58.6 = 1099.8$

Posteriormente se vuelve a calcular, con los datos obtenidos de "a" y "b" en la ecuación, hasta que resultaron ser constantes en los siguientes valores 59.5 y 45.8 respectivamente.

Luego de calcular los datos perdidos, el análisis de variancia se llevó a efecto en la forma acostumbrada, excepto que se restó un grado de libertad por cada valor perdido a la suma de los cuadrados del error y del total.

Transformación de datos

Para la presente investigación se ha realizado transformación de raíz cuadrada ($\sqrt{\text{valor}+1}$), para las variables discretas (número de esquejes prendidos y enraizados); ya que cuando los datos están dados por números enteros procedentes del conteo, tienden a presentar una distribución de Poisson, más que una distribución normal; además esta transformación asume un número entero positivo cuando el valor del conteo es igual a cero.

Apéndice 2. Datos registrados y calculados de las evaluaciones

Cuadro 25. Datos supervivencia y altura de brotes en *Dendrocalamus asper* a los 30 y 45 días de evaluación.

Tiempo (Días)	Enraiz	Dosis (%)	Bloque I (cm)					Bloque II (cm)					Bloque III (cm)					Esquejes Con brotes
			1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	
30	AIB	0	3.5	4.4	x	7.3	4.8	3.0	13.0	1.3	16.2	4.0	12.8	2.5	x	12.0	1.5	13
30	AIB	0.25	8.5	32.4	6.8	x	11.4	x	19.3	7.5	21.5	x	1.5	x	16.8	x	x	9
30	AIB	0.50	13.6	31.0	20.5	x	x	x	25.7	2.5	6.3	22.4	x	14.0	11.2	6.3	x	10
30	AIB	0.75	11.5	x	33.4	8.8	4.5	x	7.5	9.3	9.8	6.5	16.0	5.4	x	6.6	11.0	12
30	AIB	1	20.4	x	12.4	13.4	x	16.5	x	14.2	x	3.5	x	x	8.6	13.2	2.8	9
30	ANA	0	10.4	18.2	x	x	x	9.5	1.5	25.5	27.1	1.2	13.8	x	12.5	11.8	x	10
30	ANA	0.25	1.3	22.2	3.0	5.8	x	31.5	25.6	x	9.0	3.4	x	7.5	12.8	31.0	16.5	12
30	ANA	0.50	14.5	34.5	17.0	22.0	x	13.5	x	29.0	30.0	x	24.0	18.5	24.0	14.3	22.0	12
30	ANA	0.75	3.5	x	3.5	x	35.5	x	x	6.1	5.2	25.1	31.6	x	12.3	x	x	8
30	ANA	1	x	9.3	21.3	11.0	x	13.0	1.0	x	12.0	12.0	x	14.0	x	x	x	8
45	AIB	0	4.5	5.3	x	9.0	5.2	4.0	21.3	2.0	25.3	13.8	34.2	8.6	x	24.6	7.0	13
45	AIB	0.25	12.4	42.3	11.0	x	17.4	x	35.0	12.1	34.6	x	2.0	8.2	48.0	2.0	x	11
45	AIB	0.50	31.0	49.0	47.8	x	x	x	49.8	13.4	21.4	45.0	x	27.7	20.8	13.0	x	10
45	AIB	0.75	16.2	x	46.6	21.0	10.5	x	18.6	18.5	30.4	6.2	25.6	11.0	x	10.0	23.0	12
45	AIB	1	26.0	x	18.4	17.4	x	23.4	x	19.6	x	5.0	x	22.2	21.5	25.0	6.5	10
45	ANA	0	17.5	26.7	x	x	x	21.6	1.5	51.0	44.0	x	22.0	x	29.2	21.5	x	9
45	ANA	0.25	8.0	52.0	6.2	6.5	x	57.8	54.8	x	37.2	34.4	x	14.0	20.6	46.0	34.0	12
45	ANA	0.50	30.0	59.5	26.5	34.4	x	23.1	24.0	46.8	44.0	6.8	45.0	42.0	46.6	22.6	44.3	14
45	ANA	0.75	18.6	x	28.6	3.5	52.5	2.5	x	18.5	11.0	43.0	51.5	4.5	24.6	x	14.0	12
45	ANA	1	x	11.0	32.5	12.8	x	31.5	2.0	x	19.5	14.0	x	44.3	x	x	4.5	9

Cuadro 26. Datos de supervivencia y altura de brotes en *Dendrocalamus asper* a los 60 y 90 días de evaluación.

Tiempo (Días)	Enraiz	Dosis (%)	Bloque I (cm)					Bloque II (cm)					Bloque III (cm)					Esquejes con brotes
			1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	
60	AIB	0	x	5.5	x	13.5	x	4.5	28.0	x	42.0	16.0	54.0	18.5	x	37.0	16.0	10
60	AIB	0.25	x	52.0	15.0	x	22.0	x	40.6	18.0	52.3	x	4.0	10.5	55.5	4.0	x	10
60	AIB	0.50	45.0	68.0	68.2	x	x	x	62.2	46.6	x	52.0	x	35.0	33.0	22.0	x	9
60	AIB	0.75	24.5	x	65.5	64.0	33.0	x	54.0	30.0	48.0	28.0	35.0	31.5	x	26.0	53.0	12
60	AIB	1	38.5	x	28.0	26.0	x	32.0	x	23.0	x	6.0	x	x	23.5	30.0	10.4	9
60	ANA	0	22.6	33.0	x	x	x	32.5	x	x	x	x	x	x	33.0	26.0	x	5
60	ANA	0.25	22.4	83.0	17.0	12.8	x	78.8	71.0	x	53.0	40.0	x	26.0	38.0	60.0	48.5	12
60	ANA	0.50	67.5	73.0	36.0	54.0	x	24.0	46.0	77.0	55.0	x	62.6	56.0	62.0	31.0	66.4	13
60	ANA	0.75	45.0	x	53.0	10.5	63.0	12.0	x	36.0	16.8	60.0	60.0	18.6	42.0	x	25.0	12
60	ANA	1	x	19.0	x	24.4	x	46.0	12.0	x	22.0	17.0	x	54.0	x	x	32.4	8
90	AIB	0	x	x	x	21.0	x	4.5	30.0	x	54.0	18.0	x	x	x	39.5	x	6
90	AIB	0.25	x	62.5	21.0	x	38.0	x	48.0	36.0	78.6	x	6.0	21.4	63.0	12.0	x	10
90	AIB	0.50	x	70.0	71.2	x	x	x	67.0	x	x	54.0	x	x	x	35.5	x	5
90	AIB	0.75	28.2	x	71.5	67.0	36.0	x	64.6	54.4	54.0	x	38.0	35.0	x	28.5	72.0	11
90	AIB	1	x	x	35.4	32.0	x	44.0	x	x	x	13.5	x	x	x	30.5	14.7	6
90	ANA	0	28.0	x	x	x	x	36.6	x	x	x	x	x	x	x	30.0	x	3
90	ANA	0.25	x	87.0	28.0	20.5	x	80.0	77.0	x	69.0	x	x	x	46.0	66.0	57.0	9
90	ANA	0.50	76.0	74.0	45.4	61.4	x	x	51.0	86.0	60.0	x	81.0	63.0	67.5	36.0	77.5	12
90	ANA	0.75	60.0	x	x	31.0	79.0	38.0	x	43.5	23.0	77.0	x	x	58.4	x	34.0	9
90	ANA	1	x	22.2	x	x	x	x	18.5	x	x	26.0	x	55.0	x	x	x	4

Cuadro 27. Datos de supervivencia y altura de brotes en *Dendrocalamus asper* a los 120 y 150 días de evaluación.

Tiempo (Días)	Enraiz	Dosis (%)	Bloque I (cm)					Bloque II (cm)					Bloque III (cm)					Esquejes con brotes
			1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	
120	AIB	0	x	x	x	x	x	x	35.3	x	57.0	x	x	x	x	41.0	x	3
120	AIB	0.25	x	76.5	x	x	44.0	x	53.0	x	86.4	x	12.6	24.5	66.0	25.0	x	8
120	AIB	0.50	x	80.5	92.5	x	x	x	83.0	x	x	59.0	x	x	x	46.5	x	5
120	AIB	0.75	32.0	x	76.4	72.0	x	x	89.5	75.0	69.0	x	41.0	x	x	31.0	x	8
120	AIB	1	x	x	x	37.0	x	47.6	x	x	x	x	x	x	x	x	24.3	3
120	ANA	0	32.0	x	x	x	x	40.5	x	x	x	x	x	x	x	37.0	x	3
120	ANA	0.25	x	91.0	45.0	x	x	84.0	80.0	x	x	x	x	x	56.8	70.0	61.3	7
120	ANA	0.50	85.0	x	51.5	84.0	x	x	62.3	88.0	66.0	x	90.5	66.0	x	48.0	88.6	10
120	ANA	0.75	66.0	x	x	41.6	88.4	65.0	x	76.0	31.3	99.0	x	x	65.6	x	37.0	9
120	ANA	1	x	23.4	x	x	x	x	21.6	x	x	x	x	60.5	x	x	x	3
150	AIB	0	x	x	x	x	x	x	47.5	x	x	x	x	x	x	42.3	x	2
150	AIB	0.25	x	79.0	x	x	47.4	x	55.6	x	91.0	x	24.0	31.4	69.0	x	x	7
150	AIB	0.50	x	87.2	98.0	x	x	x	91.0	x	x	61.5	x	x	x	47.6	x	5
150	AIB	0.75	33.4	x	77.2	74.0	x	x	92.0	77.0	71.0	x	43.0	x	x	33.4	x	8
150	AIB	1	x	x	x	39.6	x	48.6	x	x	x	x	x	x	x	x	x	2
150	ANA	0	40.4	x	x	x	x	44.2	x	x	x	x	x	x	x	39.5	x	3
150	ANA	0.25	x	94.6	47.0	x	x	95.0	89.6	x	x	x	x	x	67.6	72.6	63.0	7
150	ANA	0.50	90.0	x	60.2	91.0	x	x	66.5	92.5	69.0	x	98.0	71.0	x	55.4	97.6	10
150	ANA	0.75	68.4	x	x	55.0	102.0	68.4	x	83.5	36.5	122.0	x	x	74.0	x	43.0	9
150	ANA	1	x	25.0	x	x	x	x	24.5	x	x	x	x	66.2	x	x	x	3

Cuadro 28. Datos de supervivencia y altura de brotes en *Dendrocalamus asper* a los 180 y 210 días de evaluación.

Tiempo (Días)	Enraiz	Dosis (%)	Bloque I (cm)					Bloque II (cm)					Bloque III (cm)					Esquejes con brotes	
			1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5		
180	AIB	0	x	x	x	x	x	x	52.0	x	x	x	x	x	x	x	44.0	x	2
180	AIB	0.25	x	84.0	x	x	52.0	x	60.0	x	98.6	x	29.0	36.5	76.4	x	x	7	
180	AIB	0.50	x	92.0	103.0	x	x	x	112.3	x	x	64.0	x	x	x	50.2	x	5	
180	AIB	0.75	35.0	x	79.2	76.5	x	x	94.0	78.4	73.0	x	44.8	x	x	35.0	x	8	
180	AIB	1	x	x	x	42.0	x	50.1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	2	
180	ANA	0	45.0	x	x	x	x	46.3	x	x	x	x	x	x	x	41.0	x	3	
180	ANA	0.25	x	97.0	65.0	x	x	102.5	91.5	x	x	x	x	x	71.5	74.3	64.3	7	
180	ANA	0.50	94.4	x	65.4	97.0	x	x	71.0	96.0	71.8	x	116.5	78.0	x	60.7	116.0	10	
180	ANA	0.75	71.0	x	x	66.0	117.0	74.0	x	94.0	39.6	143.4	x	x	78.4	x	48.5	9	
180	ANA	1	x	28.5	x	x	x	x	28.0	x	x	x	x	70.0	x	x	x	3	
210	AIB	0	x	x	x	x	x	x	57.0	x	x	x	x	x	x	48.0	x	2	
210	AIB	0.25	x	92.0	x	x	56.4	x	62.0	x	123.5	x	36.0	41.2	81.2	x	x	7	
210	AIB	0.50	x	103.0	110.0	x	x	x	153.5	x	x	69.5	x	x	x	56.5	x	5	
210	AIB	0.75	44.0	x	82.0	78.0	x	x	109.5	86.0	79.6	x	48.5	x	x	40.7	x	8	
210	AIB	1	x	x	x	55.6	x	54.6	x	x	x	x	x	x	x	x	x	2	
210	ANA	0	46.3	x	x	x	x	50.0	x	x	x	x	x	x	x	47.6	x	3	
210	ANA	0.25	x	110.0	78.5	x	x	118.4	95.0	x	x	x	x	x	83.6	81.2	72.0	7	
210	ANA	0.50	100.0	x	78.0	112.0	x	x	84.3	116.0	77.5	x	128.0	84.4	x	66.6	125.0	10	
210	ANA	0.75	75.3	x	x	70.0	129.0	76.6	x	118.0	46.4	168.0	x	x	82.6	x	56.0	9	
210	ANA	1	x	32.0	x	x	x	x	31.4	x	x	x	x	84.0	x	x	x	3	

Cuadro 29. Datos de supervivencia y altura de brotes en *Dendrocalamus asper* a los 240 días de evaluación.

Tiempo (Días)	Enraiz	Dosis (%)	Bloque I (cm)					Bloque II (cm)					Bloque III (cm)					Esquejes con brotes
			1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	
240	AIB	0	x	x	x	x	x	x	62.0	x	x	x	x	x	x	50.6	x	2
240	AIB	0.25	x	110.0	x	x	67.0	x	73.0	x	151.6	x	41.2	53.8	92.0	x	x	7
240	AIB	0.50	x	115.0	121.0	x	x	x	174.5	x	x	78.0	x	x	x	66.0	x	5
240	AIB	0.75	51.7	x	90.3	81.0	x	x	121.0	109.0	86.0	x	56.0	x	x	49.0	x	8
240	AIB	1	x	x	x	63.0	x	60.0	x	x	x	x	x	x	x	x	x	2
240	ANA	0	53.0	x	x	x	x	59.6	x	x	x	x	x	x	x	56.5	x	3
240	ANA	0.25	x	117.5	91.5	x	x	130.0	98.0	x	x	x	x	x	95.0	94.5	85.0	7
240	ANA	0.50	115.3	x	85.0	118.6	x	x	98.0	131.5	108.0	x	152.0	92.0	x	74.0	138.0	10
240	ANA	0.75	80.6	x	x	77.8	150.0	86.5	x	132.5	58.0	205.0	x	x	97.0	x	68.0	9
240	ANA	1	x	37.0	x	x	x	x	38.0	x	x	x	x	98.4	x	x	x	3

X: Esquejes no prendidos

Cuadro 30. Datos promedios de altura del brote principal de *Dendrocalamus asper*.

Trat.	Bloq	Altura promedio real con AIB (cm)										Altura promedio real con ANA (cm)									
		Días	30	45	60	90	120	150	180	210	240	30	45	60	90	120	150	180	210	240	
T1	1	5.0	6.0	9.5	21.0	48.2*	49.1*	52.0*	56.0*	59.5*	14.3	22.1	27.8	28.0	32.0	40.4	45.0	46.3	53.0		
T1	2	7.5	13.3	22.6	26.6	46.2	47.5	52.0	57.0	62.0	13.0	29.5	32.5	36.6	40.5	44.2	46.3	50.0	59.6		
T1	3	7.2	18.6	31.4	39.5	41.0	42.3	44.0	48.0	50.6	12.7	24.2	29.5	30.0	37.0	39.5	41.0	47.6	56.5		
T2	1	14.8	20.8	29.7	40.5	60.3	63.2	68.0	74.2	88.5	8.1	18.2	33.8	45.2	68.0	70.8	81.0	94.3	104.5		
T2	2	16.1	27.2	37.0	46.2	69.7	73.3	79.3	92.8	112.3	17.4	46.1	60.7	75.3	82.0	92.3	97.0	104.7	114.0		
T2	3	9.2	15.1	18.5	25.6	32.0	41.5	47.3	52.8	62.3	17.0	28.7	43.1	56.3	62.7	67.7	70.0	78.9	91.5		
T3	1	21.7	42.6	64.4	73.6	86.5	92.6	97.5	106.5	118.0	22.0	37.6	57.6	64.2	73.5	80.4	85.6	94.7	106.3		
T3	2	14.2	32.4	53.6	68.5	71.0	76.3	88.2	111.5	126.3	24.2	28.9	50.5	65.7	72.1	76.0	79.6	92.6	112.5		
T3	3	10.5	20.5	35.0	40.0	46.5	47.6	50.3	56.5	66.0	20.6	40.1	55.7	65.0	73.3	80.5	92.8	101.0	114.0		
T4	1	14.6	23.6	46.8	50.7	60.1	61.5	63.6	68.0	74.3	14.2	25.8	42.9	56.7	65.3	75.1	84.7	91.4	102.8		
T4	2	8.3	18.4	40.0	57.7	77.8	80.0	81.8	91.7	105.3	12.1	18.8	31.2	45.4	67.8	77.6	87.8	102.3	120.5		
T4	3	9.8	17.4	36.4	43.4	36.0	38.2	39.9	44.6	52.5	22.0	23.7	36.4	46.2	51.3	58.5	63.0	68.8	82.5		
T5	1	15.4	20.6	30.8	33.7	37.0	39.6	42.0	55.6	63.0	13.9	18.8	21.7	22.2	23.4	25.0	28.5	32.0	37.0		
T5	2	11.4	16.0	20.3	28.8	47.6	48.6	50.1	54.6	60.0	9.5	16.8	24.3	22.3	21.6	24.5	28.0	31.4	38.0		
T5	3	8.2	18.8	21.3	21.6	24.3	32.7*	33.9*	41.0*	45.8*	14.0	24.4	43.2	55.0	60.5	66.2	70.0	84.0	98.4		

* Dato calculado virtualmente de las unidades perdidas

Cuadro 31. Datos transformados* del número de esquejes brotados y prendidos en esquejes de *Dendrocalamus asper* con AIB.

Trat	30 días			45 días			60 días			90 días			120 días			150 días			180 días			210 días			240 días		
	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III
T1	2.24	2.45	2.24	2.24	2.45	2.24	1.73	2.24	2.24	1.41	2.24	1.41	1.00	1.73	1.41	1.00	1.41	1.41	1.00	1.41	1.41	1.00	1.41	1.41	1.00	1.41	1.41
T2	2.24	2.00	1.73	2.24	2.00	2.24	2.00	2.00	2.24	2.00	2.00	2.24	1.73	1.73	2.24	1.73	1.73	2.00	1.73	1.73	2.00	1.73	1.73	2.00	1.73	1.73	2.00
T3	2.00	2.24	2.00	2.00	2.24	2.00	2.00	2.00	2.00	1.73	1.73	1.41	1.73	1.73	1.41	1.73	1.73	1.41	1.73	1.73	1.41	1.73	1.73	1.41	1.73	1.73	1.41
T4	2.24	2.24	2.24	2.24	2.24	2.24	2.24	2.24	2.24	2.24	2.00	2.24	2.00	2.00	1.73	2.00	2.00	1.73	2.00	2.00	1.73	2.00	2.00	1.73	2.00	2.00	1.73
T5	2.00	2.00	2.00	2.00	2.00	2.24	2.00	2.00	2.00	1.73	1.73	1.73	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.00	1.41	1.41	1.00	1.41	1.41	1.00	1.41	1.41	1.00

*: Transformación raíz cuadrada ($\sqrt{N^\circ \text{ esqueje con brote} + 1}$); T1: AIB 0%; T2: AIB 0.25%; T3: AIB 0.50%; T4: AIB 0.75% y T5: AIB 1%

Cuadro 32. Datos transformados* del número de esquejes brotados y prendidos en esquejes de *Dendrocalamus asper* con ANA.

Trat	30 días			45 días			60 días			90 días			120 días			150 días			180 días			210 días			240 días			
	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III	
T11	1.73	2.45	2.00	1.73	2.24	2.00	1.73	2.00	1.73	1.41	1.73	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41
T12	2.24	2.24	2.24	2.24	2.24	2.24	2.24	2.24	2.24	2.00	2.00	2.00	1.73	1.73	2.00	1.73	1.73	2.00	1.73	1.73	2.00	1.73	1.73	2.00	1.73	1.73	2.00	
T13	2.24	2.00	2.45	2.24	2.45	2.45	2.24	2.24	2.45	2.24	2.00	2.45	2.00	2.00	2.24	2.00	2.00	2.24	2.00	2.00	2.24	2.00	2.00	2.24	2.00	2.00	2.24	
T14	2.00	2.00	1.73	2.24	2.24	2.24	2.24	2.24	2.24	2.00	2.24	1.73	2.00	2.24	1.73	2.00	2.24	1.73	2.00	2.24	1.73	2.00	2.24	1.73	2.00	2.24	1.73	
T15	1.73	2.24	1.41	2.00	2.24	1.73	1.73	2.24	1.73	1.41	1.73	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41	1.41

*: Transformación raíz cuadrada ($\sqrt{N^\circ \text{ esqueje con brote} + 1}$); T11: ANA 0%; T12: ANA 0.25%; T13: ANA 0.50%; T14: ANA 0.75 % y T15: ANA 1%

Cuadro 33. Condición de los esquejes de *Dendrocalamus asper* en la última evaluación.

Tiempo (Días)	Enraiz	Dosis (%)	Bloque I					Bloque II					Bloque III				
			1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
240	AIB	0	S	S	S	E	S	S	P	S	E	S	E	E	S	P	S
240	AIB	0.25	E	P	E	S	P	S	P	E	P	S	P	P	P	E	S
240	AIB	0.50	E	P	P	S	S	S	P	E	E	P	S	E	E	P	S
240	AIB	0.75	P	S	P	P	E	S	P	P	P	E	P	E	S	P	E
240	AIB	1	E	S	E	P	S	P	S	E	S	E	S	E	E	E	E
240	ANA	0	P	E	S	S	S	P	S	E	E	S	S	S	S	P	S
240	ANA	0.25	E	P	P	E	S	P	P	S	E	E	S	E	P	P	P
240	ANA	0.50	P	E	P	P	S	E	P	P	P	S	P	P	E	P	P
240	ANA	0.75	P	S	E	P	P	P	S	P	P	P	S	E	P	S	P
240	ANA	1	S	P	E	E	S	E	P	S	E	E	S	P	E	S	E

S: Esqueje absolutamente sin enraizamiento; E: Esquejes relativamente enraizados que no sobrevivieron y P: Esquejes enraizados y prendidos.

Cuadro 34. Datos de longitud de raíz en esquejes de *Dendrocalamus asper*.

Enraiz	Dosis (%)	Bloque I (cm)						Bloque II (cm)						Bloque III (cm)					
		1	2	3	4	5	Prom	1	2	3	4	5	Prom	1	2	3	4	5	Prom
AIB	0	x	x	x	x	x	65.4*	x	66	x	x	x	66.0	x	x	x	71.5	x	71.5
AIB	0.25	x	58	x	x	44	51.0	x	54	x	88	x	71.0	35	65	52	x	x	50.7
AIB	0.50	x	97,0	60	x	x	78.5	x	73	x	x	50	61.5	x	x	x	66	x	66.0
AIB	0.75	48	x	46	42	x	45.3	x	84	90	106	x	93.3	62	x	x	48	x	55.0
AIB	1	x	x	x	72	x	72.0	82	x	x	x	x	82.0	x	x	x	x	x	74.5*
ANA	0	82	x	x	x	x	82.0	92	x	x	x	x	92.0	x	x	x	60	x	60.0
ANA	0.25	x	102	86	x	x	94.0	92	74	x	x	x	83.0	x	x	70	62	71	67.7
ANA	0.50	102	x	86	92	x	93.3	x	63	97	64	x	74.7	118	48		42	88	74.0
ANA	0.75	78	x	x	102	108	96.0	46		73	58	97	68.5	x	x	86	x	51	68.5
ANA	1	x	52	x	x	x	52.0	x	32	x	x	x	32.0	x	83	x	x	x	83.0

X: Esquejes no prendidos; * Dato calculado virtualmente de las unidades perdidas

Cuadro 35. Datos de Rendimiento radicular en esquejes de *Dendrocalamus asper*.

Enraiz	Dosis (%)	Bloque I (g)						Bloque II (g)						Bloque III (g)					
		1	2	3	4	5	Prom	1	2	3	4	5	Prom	1	2	3	4	5	Prom
AIB	0	x	x	x	x	x	3.57*	x	3.36	x	x	x	3.36	x	x	x	3.1	x	3.10
AIB	0.25	x	2.29	x	x	0.75	1.52	x	5.29	x	10.2	x	7.75	x	0.75	2.01	x	x	1.29
AIB	0.50	x	13.02	12.2	x	x	12.63	x	9.12	x	x	3.02	6.07	x	x	x	3.20	x	3.20
AIB	0.75	2.14	x	1.94	1.02	x	1.70	x	13.6	8.6	7.73	x	9.98	1.68	x	x	2.53	x	2.11
AIB	1	x	x	x	4.21	x	4.21	2.01	x	x	x	x	2.01	x	x	x	x	x	1.60*
ANA	0	6.13	x	x	x	x	6.13	2.08	x	x	x	x	2.08	x	x	x	2.87	x	2.87
ANA	0.25	x	14.12	4.24	x	x	9.18	12.15	10.20	x	x	x	11.18	x	x	4.06	5.12	6.62	5.27
ANA	0.50	11.88	x	12.85	13.23	x	12.65	x	3.95	13.23	3.97	x	7.05	5.91	4.22		1.90	12.35	6.10
ANA	0.75	9.45	x	x	12.89	13.64	11.99	2.63	x	9.94	5.28	11.28	7.28	x	x	5.75	x	3.70	4.73
ANA	1	x	2.75	x	x	x	2.75	x	0.88	x	x	x	0.88	x	3.64	x	x	x	3.64

X: Esquejes no prendidos, * Dato calculado virtualmente de las unidades perdidas

Cuadro 37. Datos de supervivencia y altura de brotes en *Guadua angustifolia* a los 60 y 90 días de evaluación.

Tiempo (Días)	Enraiz	Dosis (%)	Bloque I (cm)					Bloque II (cm)					Bloque III (cm)					Esquejes con brotes
			1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	
60	AIB	0	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
60	AIB	0.25	x	3.0	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	1
60	AIB	0.50	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
60	AIB	0.75	x	x	13.0	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	1
60	AIB	1	x	1.5	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	1
60	ANA	0	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	4.5	x	x	1
60	ANA	0.25	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	7.2	x	1
60	ANA	0.50	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
60	ANA	0.75	x	x	11.0	21.0	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	2
60	ANA	1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	5.5	x	x	1
90	AIB	0	x	x	x	x	x	x	x	x	3.2	x	x	x	4	x	x	2
90	AIB	0.25	x	24.0	x	x	x	x	x	x	3.5	x	x	x	x	6.5	x	3
90	AIB	0.50	x	x	x	x	x	x	x	x	7.0	x	x	x	x	x	x	1
90	AIB	0.75	x	x	23.5	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	1
90	AIB	1	x	11.0	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	1
90	ANA	0	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
90	ANA	0.25	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	23.0	x	1
90	ANA	0.50	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	7.5	1
90	ANA	0.75	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
90	ANA	1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	12.0	x	x	1

Cuadro 38. Datos de supervivencia y altura de brotes en *Guadua angustifolia* a los 120 y 150 días de evaluación.

Tiempo (Días)	Enraiz	Dosis (%)	Bloque I (cm)					Bloque II (cm)					Bloque III (cm)					Esquejes con brotes
			1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	
120	AIB	0	x	x	x	x	x	x	x	x	9.5	x	x	x	20.0	x	x	2
120	AIB	0.25	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	12.0	x	1
120	AIB	0.50	x	x	x	x	x	x	x	x	12.6	x	x	x	x	x	x	1
120	AIB	0.75	x	x	26.6	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	1
120	AIB	1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
120	ANA	0	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
120	ANA	0.25	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	25.0	x	1
120	ANA	0.50	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	17.0	1
120	ANA	0.75	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
120	ANA	1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	27.0	x	x	x	1
150	AIB	0	x	x	x	x	x	x	x	x	13.2	x	x	x	x	x	x	1
150	AIB	0.25	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	19.2	x	1
150	AIB	0.50	x	x	x	x	x	x	x	x	17.0	x	x	x	x	x	x	1
150	AIB	0.75	x	x	27.0	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	1
150	AIB	1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
150	ANA	0	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
150	ANA	0.25	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	27.3	x	1
150	ANA	0.50	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	18.0	1
150	ANA	0.75	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
150	ANA	1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	29.0	x	x	x	1

Cuadro 39. Datos de supervivencia y altura de brotes en *Guadua angustifolia* a los 180 y 150 días de evaluación.

Tiempo (Días)	Enraiz	Dosis (%)	Bloque I (cm)					Bloque II (cm)					Bloque III (cm)					Esquejes con brotes
			1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	
180	AIB	0	x	x	x	x	x	x	x	x	16.0	x	x	x	x	x	x	1
180	AIB	0.25	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	24.0	x	1
180	AIB	0.50	x	x	x	x	x	x	x	x	29.2	x	x	x	x	x	x	1
180	AIB	0.75	x	x	32.0	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	1
180	AIB	1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
180	ANA	0	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
180	ANA	0.25	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	29.0	x	1
180	ANA	0.50	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	18.3	1
180	ANA	0.75	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
180	ANA	1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	30.0	x	x	x	1
210	AIB	0	x	x	x	x	x	x	x	x	20.2	x	x	x	x	x	x	1
210	AIB	0.25	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	27.8	x	1
210	AIB	0.50	x	x	x	x	x	x	x	x	32.3	x	x	x	x	x	x	1
210	AIB	0.75	x	x	34.5	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	1
210	AIB	1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
210	ANA	0	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
210	ANA	0.25	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	29.6	x	1
210	ANA	0.50	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	19.5	1
210	ANA	0.75	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
210	ANA	1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	37.2	x	x	x	1

Cuadro 40. Datos de supervivencia y altura de brotes en *Guadua angustifolia* a los 240 días de evaluación.

Tiempo (Días)	Enraiz	Dosis (%)	Bloque I (cm)					Bloque II (cm)					Bloque III (cm)					Esquejes con brotes
			1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	
240	AIB	0	x	x	x	x	x	x	x	x	23.5	x	x	x	x	x	x	1
240	AIB	0.25	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	33.0	x	1
240	AIB	0.50	x	x	x	x	x	x	x	x	37.0	x	x	x	x	x	x	1
240	AIB	0.75	x	x	38.5	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	1
240	AIB	1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
240	ANA	0	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
240	ANA	0.25	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	31.0	x	1
240	ANA	0.50	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	23.0	1
240	ANA	0.75	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	0
240	ANA	1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	45.0	x	x	x	1

X: Esquejes no prendidos

Apéndice 3. Panel fotográfico



Figura 7. Mezcla de sustrato, llenado y acomodo de bolsas.



Figura 8. Extracción de los esquejes.



Figura 9. Esquejes de *Dendrocalamus asper*.

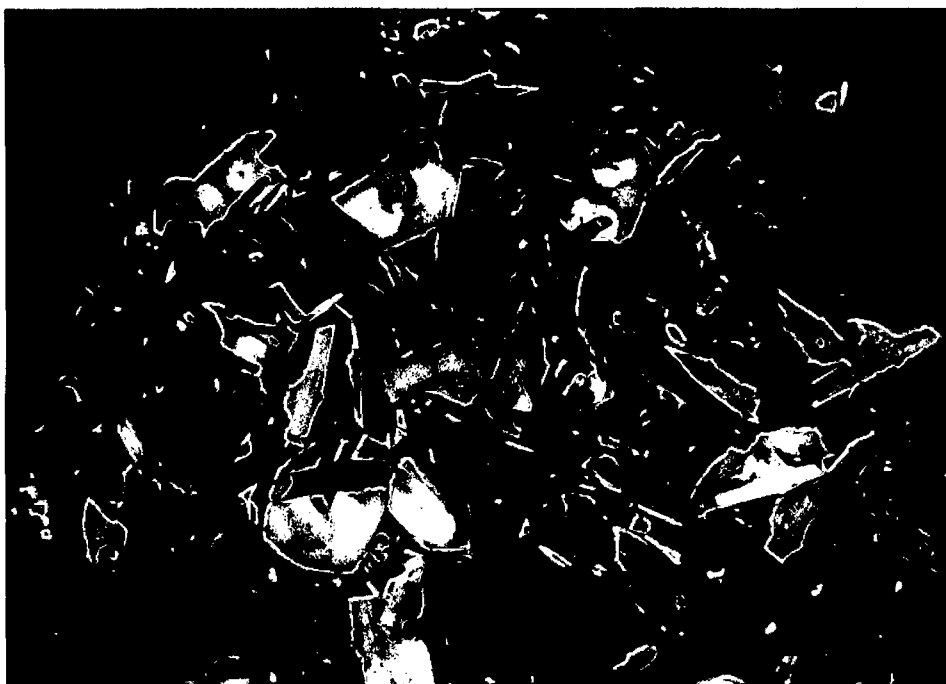


Figura 10. Esquejes de *Guadua angustifolia*.

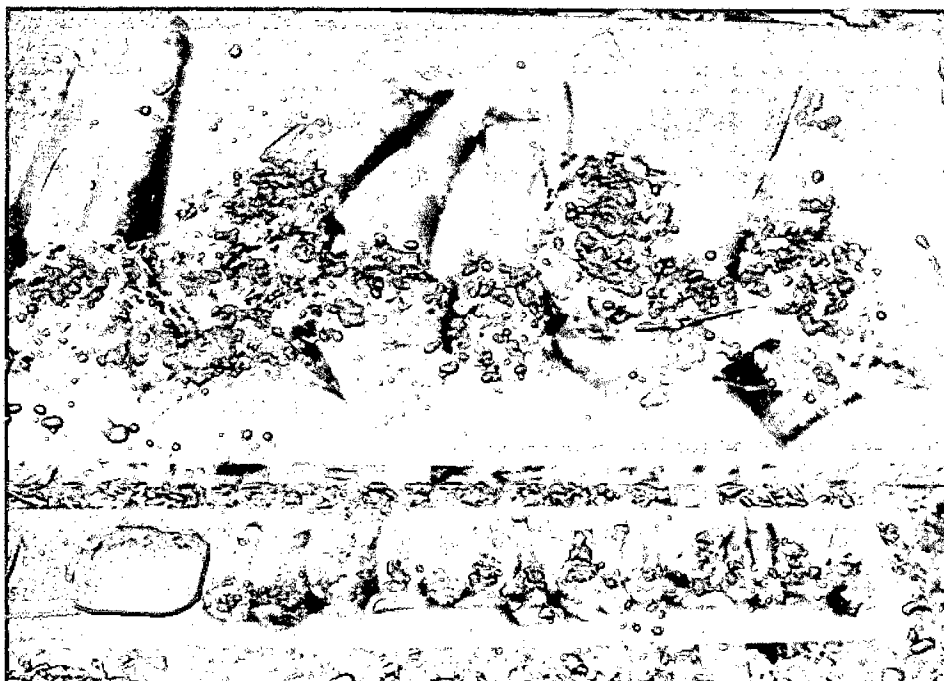


Figura 11. Aplicación del polvo enraizador a los esquejes.



Figura 12. Siembra de los esquejes.



Figura 13. Evaluación de los esquejes a los 30 días.



Figura 14. Esquejes prendidos en la última evaluación.

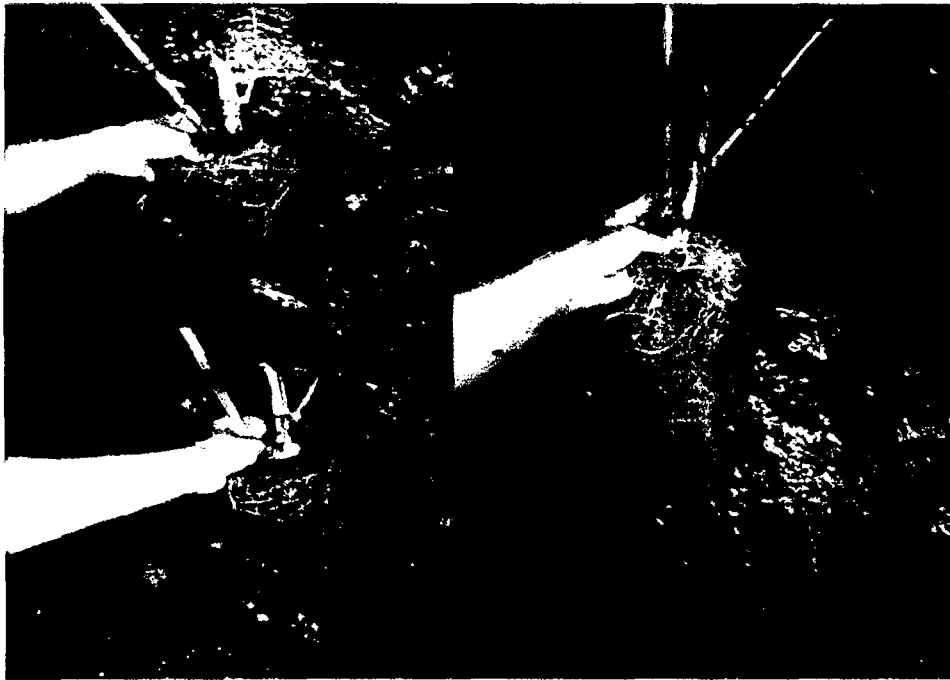


Figura 15. Separación de la raíz y el sustrato.



Figura 16. Diferencia de enraizamiento entre *Denrocalamus asper* (a) y *Guadua angustifolia* (b).

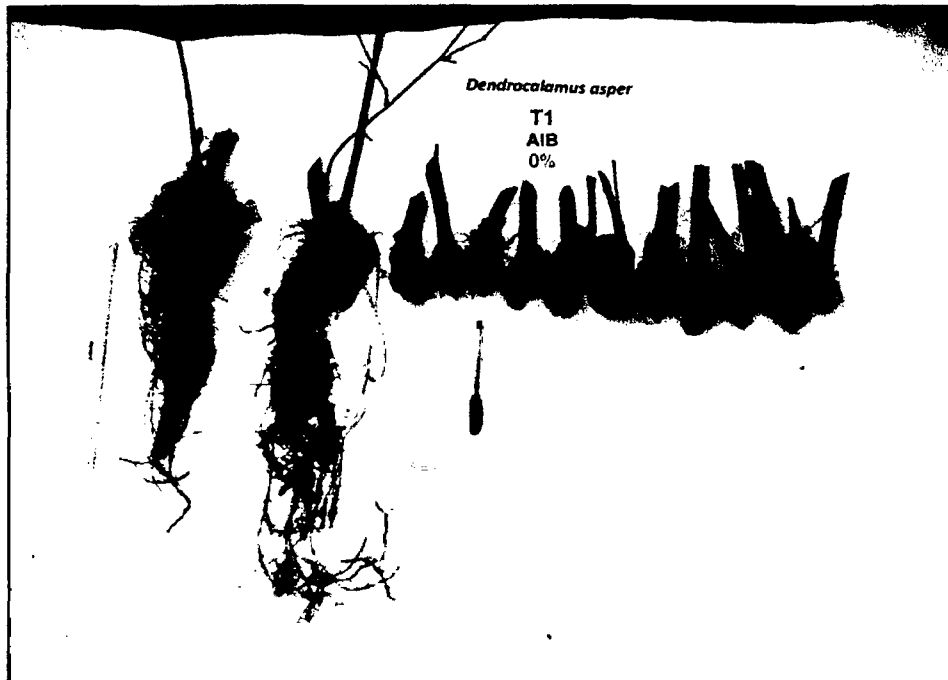


Figura 17. Esquejes enraizados y prendidos con 0% de AIB.

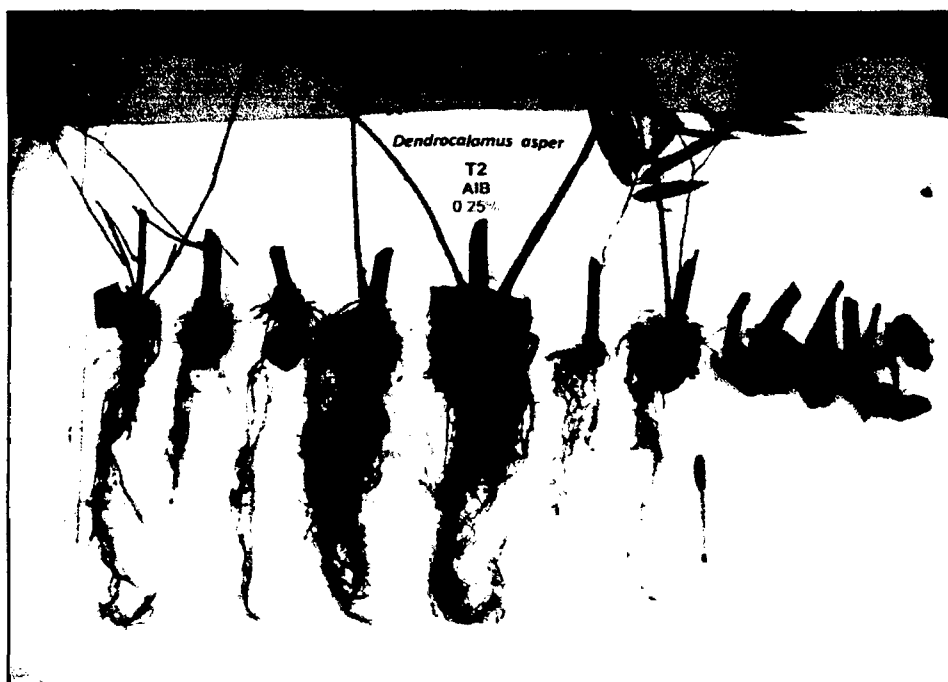


Figura 18. Esquejes enraizados y prendidos con 0.25% de AIB.



Figura 19. Esquejes enraizados y prendidos con 0.50% de AIB.

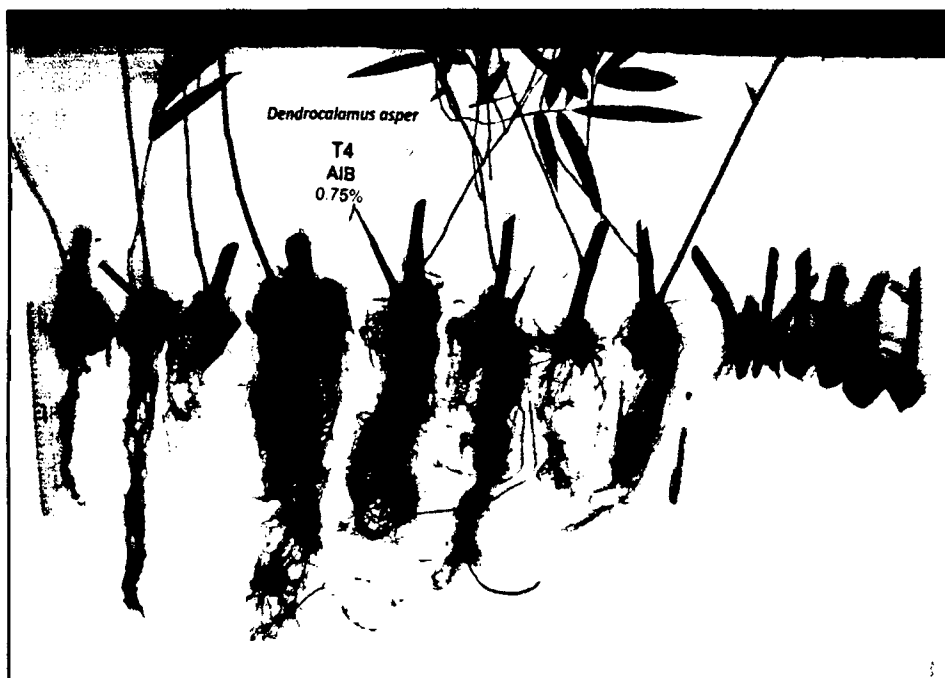


Figura 20. Esquejes enraizados y prendidos con 0.75% de AIB.

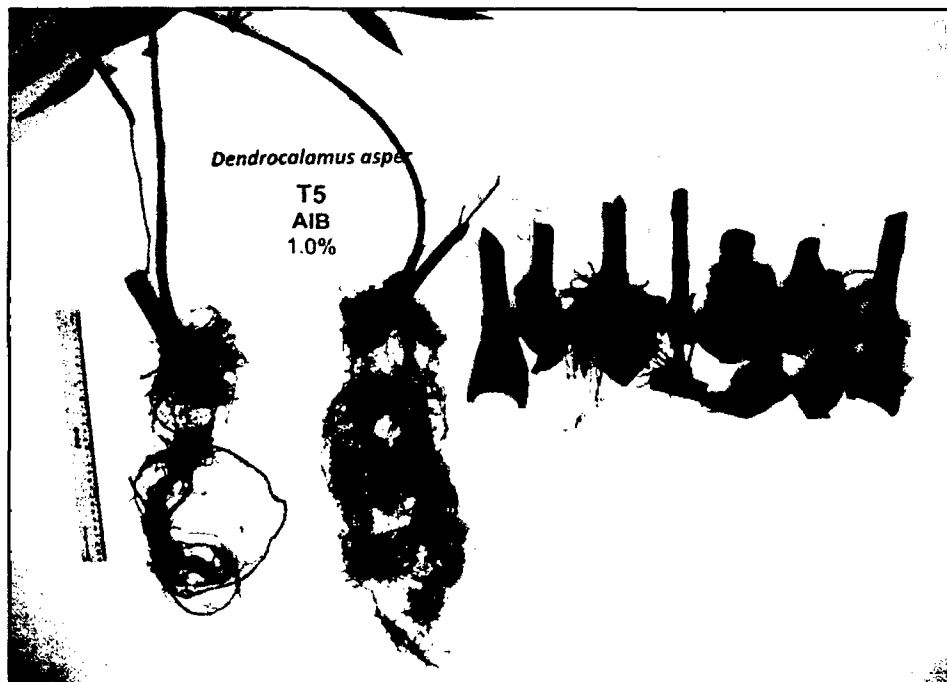


Figura 21. Esquejes enraizados y prendidos con 1% de AIB.

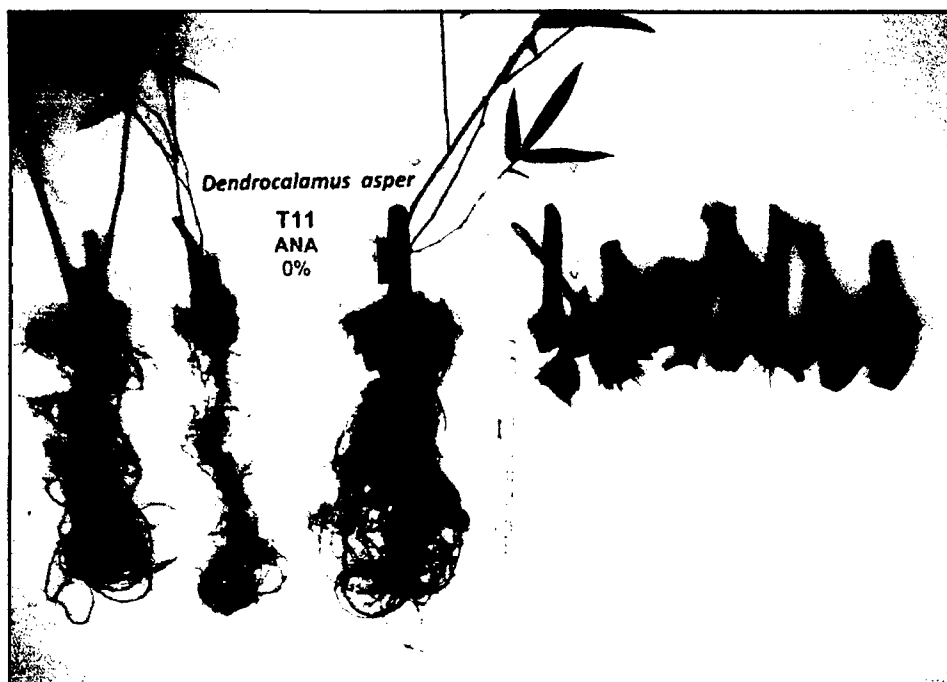


Figura 22. Esquejes enraizados y prendidos con 0% de ANA.



Figura 23. Esquejes enraizados y prendidos con 0.25% de ANA.

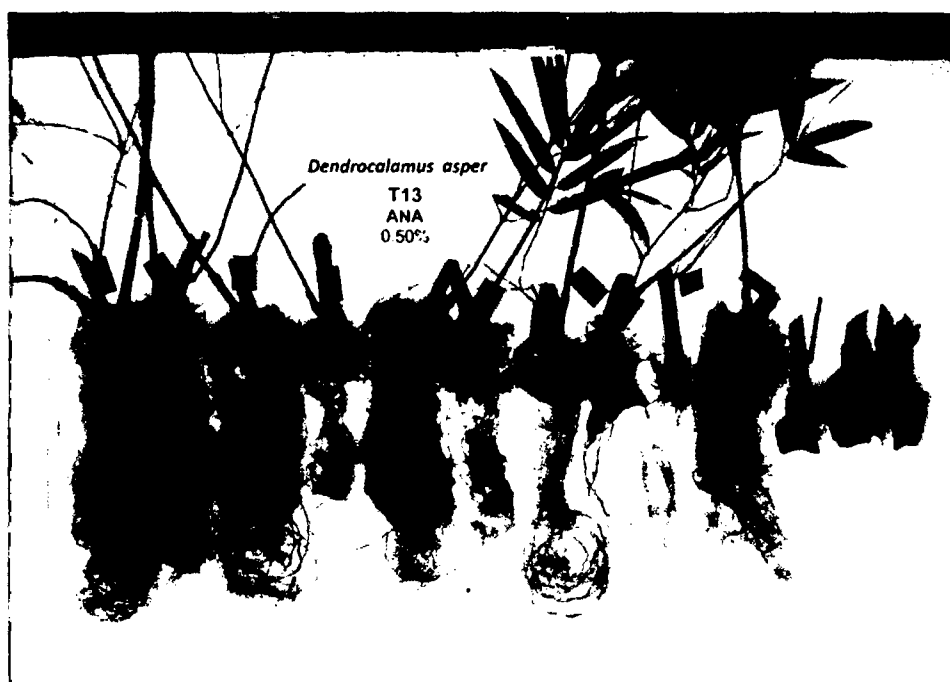


Figura 24. Esquejes enraizados y prendidos con 0.50% de ANA.

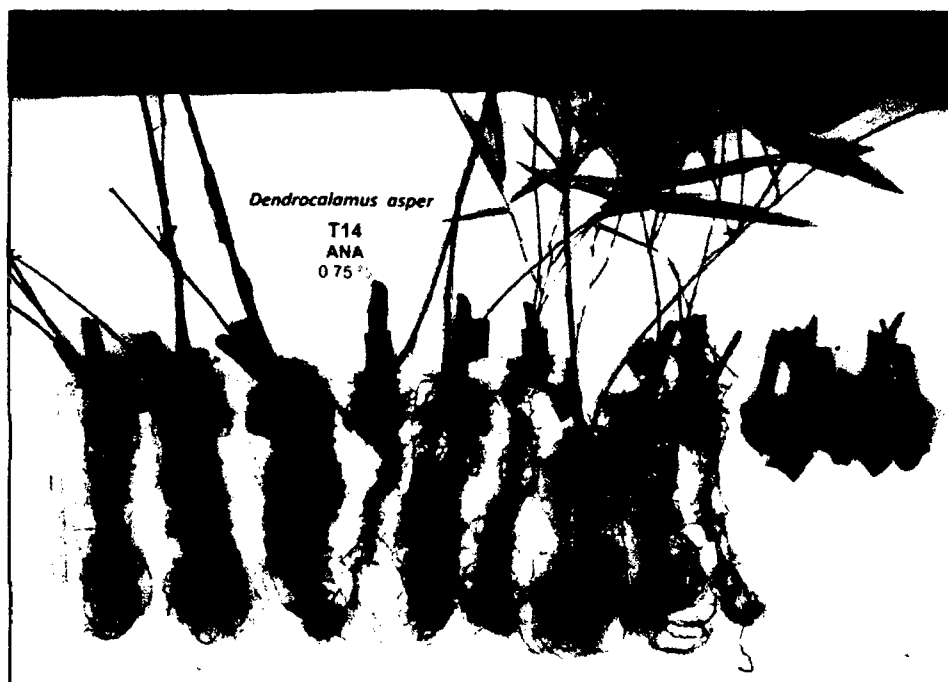


Figura 25. Esquejes enraizados y prendidos con 0.75% de ANA.

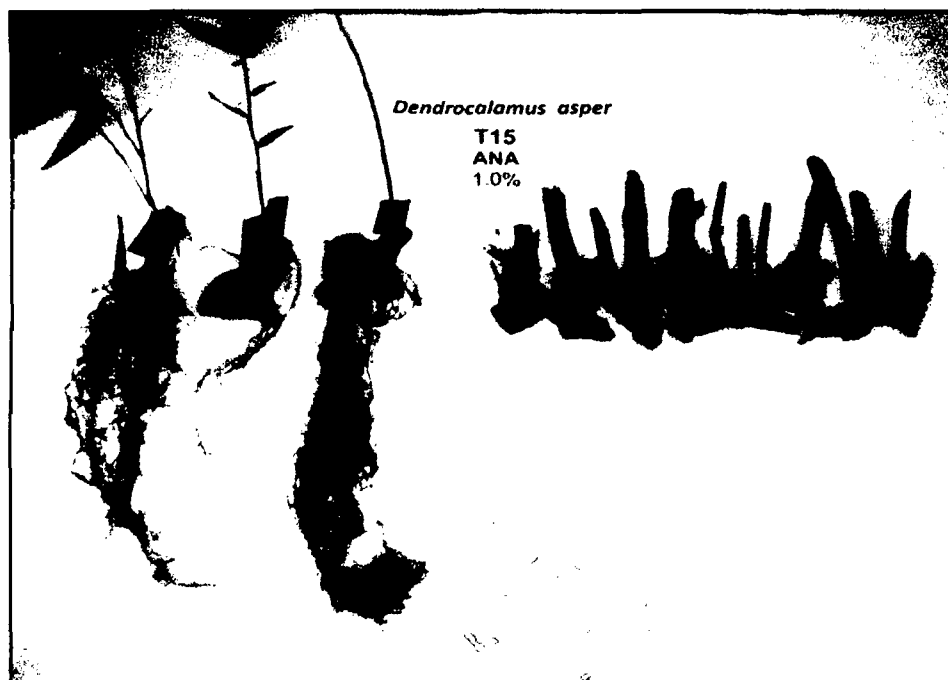


Figura 26. Esquejes enraizados y prendidos con 1% de ANA.



Figura 27. Obtención del rendimiento radicular.

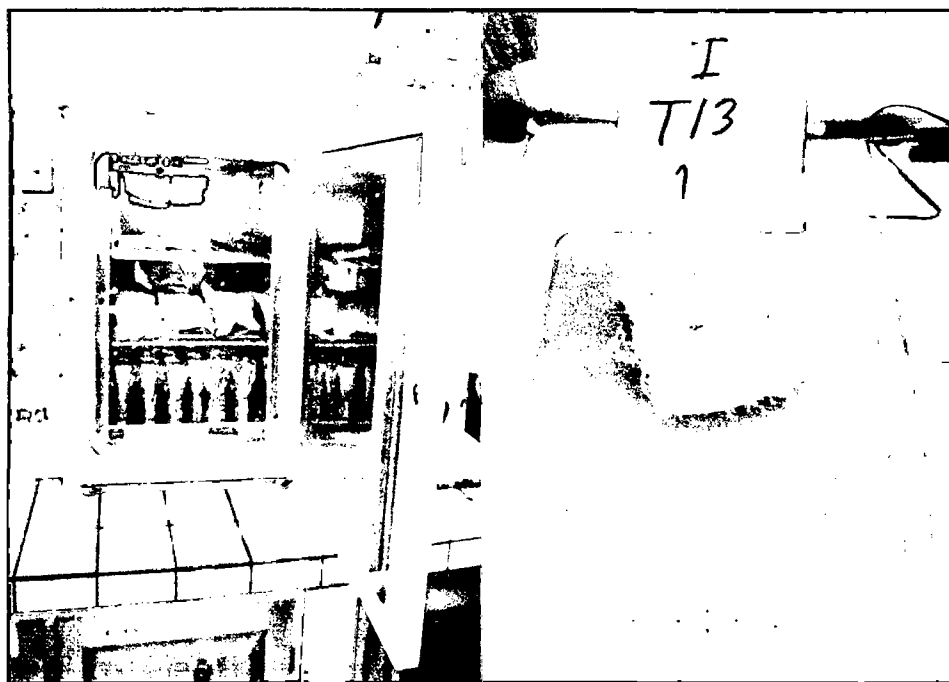


Figura 28. Secado y pesado de la raíz.

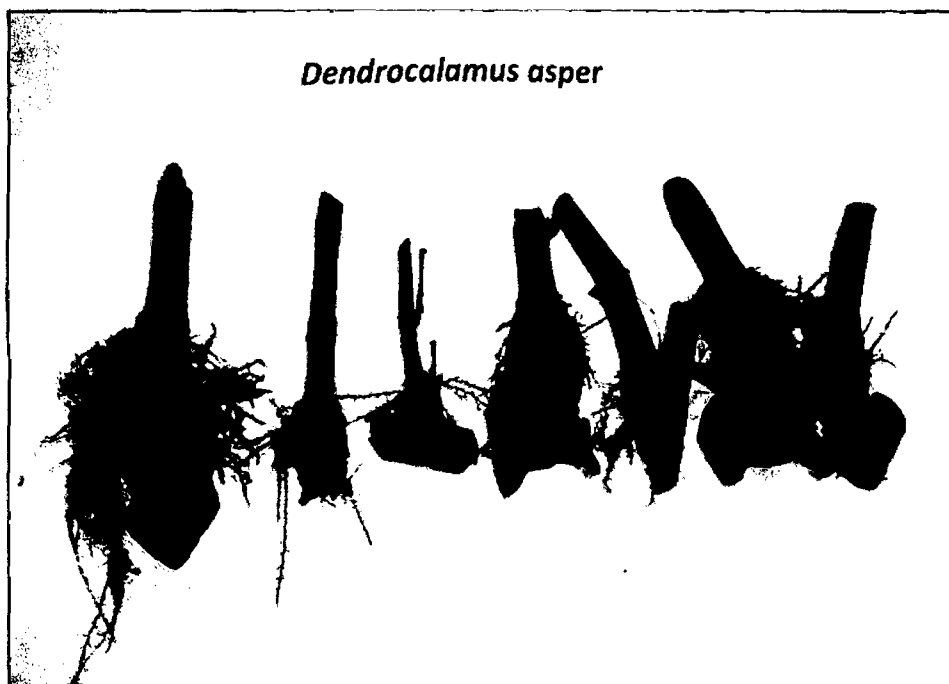


Figura 29. Esquejes enraizados y no prendidos de *Dendrocalamus asper*.

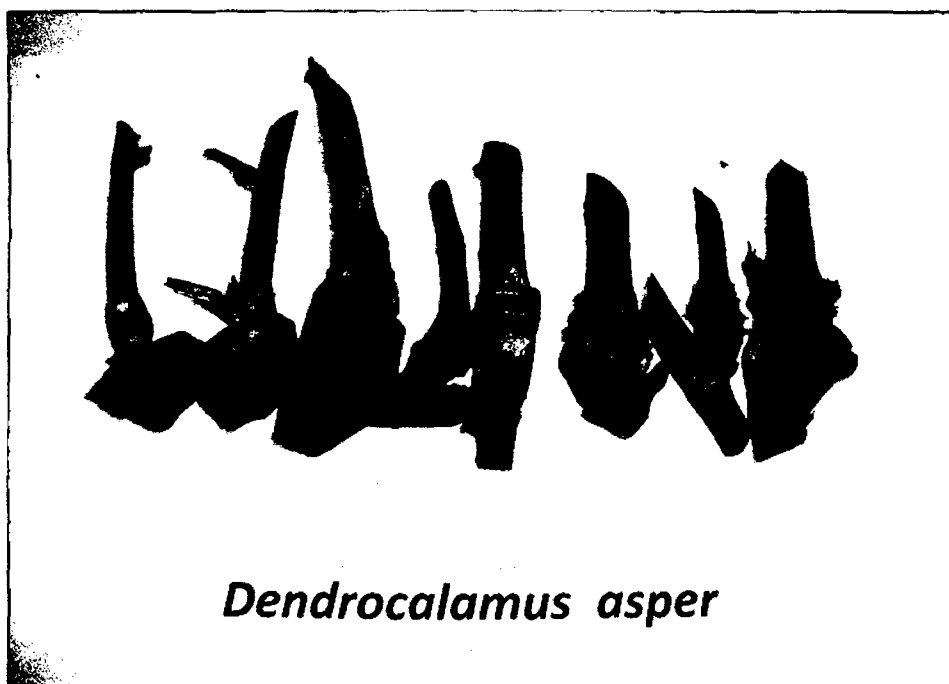


Figura 30. Esquejes no enraizados en absoluto de *Dendrocalamus asper*.



Figura 31. Esquejes enraizados y prendidos de *Guadua angustifolia*.

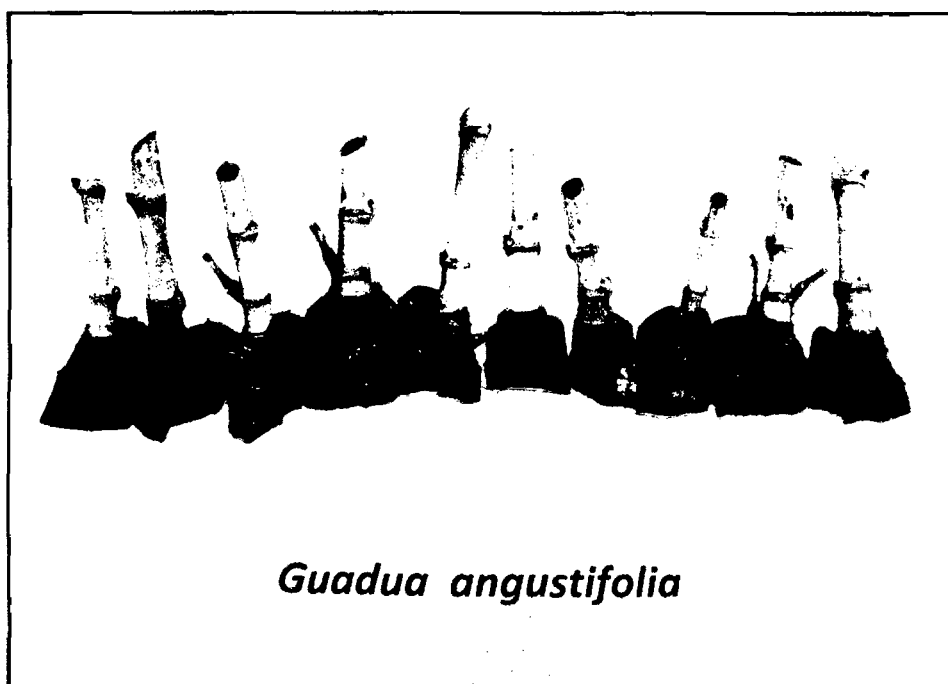


Figura 32. Esquejes no enraizados en absoluto de *Guadua angustifolia*.



Figura 33. Enraizadores utilizados.