

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI

FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES Y AMBIENTALES

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA FORESTAL



**EVALUACIÓN DE CINCO DOSIS DEL ÁCIDO INDOLBUTÍRICO,
SUSTRATOS Y CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS EN EL
ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS JUVENILES DE *Simarouba
amara* AUBL. (MARUPA), PUCALLPA - PERÚ**

TESIS

Para optar el título de:

INGENIERO FORESTAL

AUTOR:

Frank Dick Vidal Ruiz

Pucallpa – Perú

2010

DEDICATORIA

A Dios, mi guía y salvador que me da la fortaleza constante para enfrentar los retos de la vida.

A mis padres Hugo y Norma, sencillos y laboriosos, al haber descubierto en sus lágrimas el inmenso deseo de tenerme realizado como profesional, para ellos mi gratitud y afecto.

A Lincoln, mi hermano menor, que siempre está cerca de mí, le pido a Dios que lo acompañe y, que este esfuerzo mío le pueda servir de inspiración y guía para lograr el éxito, que no será el resultado de la casualidad, sino del trabajo perseverante e incansable.

AGRADECIMIENTO

Al Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) con sede en Ucayali, por haberme brindado todo el respaldo logístico y la oportunidad de ejecutar el presente trabajo de tesis, y al fondo para la innovación Ciencia y Tecnología (FINCyT), por el financiamiento total hasta su culminación.

De manera especial al Ing. M.Sc. Manuel Soudre Zambrano, asesor principal del presente trabajo de tesis y coordinador de proyecto PROVEFOR del IIAP, por darme la oportunidad, por sus valiosos aportes científicos, dedicación constante, acertada orientación en cada una de las etapas de ejecución, y tiempo dedicado a la revisión del presente trabajo de investigación.

Al Ing. Jorge Mori Vásquez, asesor del presente trabajo de tesis y catedrático principal de la Universidad Nacional de Ucayali (UNU), por sus recomendaciones oportunas.

A los Ingenieros Wilson Guerra Arévalo y Héctor Guerra Arévalo, colaboradores e investigadores del proyecto, quienes me brindaron sus conocimientos y orientación en las labores requeridas, sus aportes valiosos y oportunos son el reflejo de este trabajo de investigación.

A mis compañeros tesisistas del IIAP, Bachilleres, Joel Saboya, Marcos Flores, Germán Rafael, Oscar Paredes, por su apoyo logístico durante las instalaciones de los ensayos de propagación vegetativa y al Técnico Rony Ríos por su participación efectiva en el desarrollo de este trabajo.

INDICE GENERAL

	<i>Página</i>
DEDICATORIA.....	ii
AGRADECIMIENTO.....	iii
INDICE GENERAL.....	iv
LISTA DE ANEXOS.....	ix
LISTA DE CUADROS.....	x
LISTA DE FIGURAS.....	xvii
ICONOGRAFÍA.....	xxi
RESUMEN.....	xxiii
SUMARY.....	xxiv
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1 Descripción de Marupa.....	3
2.1.1 Clasificación taxonómica.....	3
2.1.2 Características ecológicas.....	3
a. Distribución geográfica.....	3
b. Descripción dendrológica de la especie.....	4
2.2 Antecedentes de la investigación.....	5
2.3 La propagación asexual o vegetativa.....	6
2.4 Importancia de la propagación vegetativa.....	8
2.5 Métodos de propagación Vegetativa.....	8
2.6 Propagación vegetativa a través de estacas.....	9
2.7 Formación de raíces adventicias.....	11

2.8 Bases fisiológicas de la iniciación de la raíz en las estacas.....	12
2.9 Reguladores de crecimiento.....	14
2.10 Ácido indolbutírico (AIB).....	15
2.10.1 Propiedades físicas y químicas de AIB.....	15
2.11 Factores que condicionan el enraizamiento de estacas.....	16
2.11.1 Edad de la planta madre (factor de juvenilidad).....	16
2.11.2 Sección de la planta madre para la obtención de estacas..	16
2.11.3 Factor de juvenilidad de la estaca.....	17
2.11.4 Superficie foliar de la estaca.....	18
2.11.5 Efecto de la luz.....	19
2.11.6 Efecto de la temperatura ambiental y temperatura del sustrato	21
2.11.7 Humedad relativa.....	22
2.11.8 Medio de enraizamiento.....	23
2.11.9 Tratamiento de las estacas con reguladores de crecimiento..	26
2.11.10 Sistema de propagación.....	28
2.11.11 Granulometría de los sustratos.....	29
2.11.12 Características principales del sustrato perlita agrícola.....	30
2.12 Definición de términos básicos.....	31

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación del área experimental.....	33
3.2 Materiales y equipos.....	33
3.3 Población y muestra.....	34
3.4 Ejecución del experimento.....	34

3.4.1	Instalación y manejo del huerto yemero.....	34
3.4.2	Construcción y preparación de la cámara de subirrigación.....	35
3.4.3	Preparación de los sustratos.....	36
3.5	Procedimiento para la instalación del primer ensayo.....	36
3.5.1	Cosecha de los brotes de Marupa.....	36
3.5.2	Descripción de los factores y tratamientos empleados.....	36
3.5.3	Diseño experimental del primer ensayo.....	37
3.5.4	Modelo aditivo lineal.....	38
3.5.5	Análisis de varianza.....	38
3.5.6	Preparación de las estacas juveniles.....	39
3.5.7	Aplicación de la hormona AIB.....	39
3.5.8	Instalación de las estacas juveniles dentro de la cámara.....	40
3.5.9	Manejo durante el periodo de propagación.....	40
3.5.10	Valores promedios de las variables bioclimáticas.....	41
3.6	Procedimiento para la instalación del segundo ensayo.....	45
3.6.1	Descripción de los factores y tratamientos en estudio.....	45
3.6.2	Diseño experimental del segundo ensayo.....	46
3.6.3	Modelo aditivo lineal.....	47
3.6.4	Análisis de varianza.....	47
3.6.5	Preparación de las estacas juveniles y aplicación hormonal...	48
3.6.6	Establecimiento y manejo de las estacas juveniles dentro de la cámara.....	48
3.7	Procedimiento para la instalación del tercer ensayo.....	49
3.7.1	Descripción de los factores y tratamientos en estudio.....	49
3.7.2	Diseño experimental del tercer ensayo.....	49
3.7.3	Modelo aditivo lineal.....	50

3.7.4 Análisis de varianza.....	51
3.8 Instalación de equipos para evaluaciones meteorológicas.....	51
3.9 Valores promedios de las variables bioclimáticas.....	51
3.10 Procesamiento y análisis de datos.....	54
IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES	
4.1 Primer ensayo.....	55
4.1.1 Porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa..	55
4.1.2 Porcentaje de callosidad en estacas juveniles de Marupa.....	60
4.1.3 Porcentaje de brotes de estacas juveniles de Marupa.....	63
4.1.4 Porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa...	65
4.1.5 Número de raíces por estaca juvenil de Marupa.....	68
4.1.6 Longitud de raíz promedio por estaca juvenil de Marupa.....	73
4.1.7 Número de brotes por estaca juvenil de Marupa.....	75
4.1.8 Longitud de brotes en estacas juveniles de Marupa.....	77
4.2 Segundo ensayo.....	79
4.2.1 Porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa...	79
4.2.2 Porcentaje de callosidad en estacas juveniles de Marupa.....	83
4.2.3 Porcentaje de brotes en estacas juveniles de Marupa.....	84
4.2.4 Porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa...	88
4.2.5 Número de raíces por estacas juveniles de Marupa.....	92
4.2.6 Longitud de raíz promedio en estacas juveniles de Marupa.....	95
4.2.7 Número de brotes por estacas juveniles de Marupa.....	97
4.2.8 Longitud de brotes en estacas juveniles de Marupa.....	100
4.3 Tercer ensayo.....	104

4.3.1	Porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa..	104
4.3.2	Porcentaje de callosidad de estacas juveniles de Marupa.....	107
4.3.3	Porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa..	109
4.3.4	Número de raíces de estacas juveniles de Marupa.....	111
4.3.5	Longitud de raíz promedio de estacas juveniles de Marupa.....	112

V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1	Conclusiones.....	115
5.2	Recomendaciones.....	115

VI. BIBLIOGRAFÍA.....

116

VII. ANEXOS.....

132

LISTA DE ANEXOS

- Anexo 1.** Croquis de ubicación del vivero forestal IIAP-Ucayali.
- Anexo 2.** Croquis de distribución de los tratamientos para el primer ensayo.
- Anexo 3.** Croquis de distribución de los tratamientos para el segundo ensayo
- Anexo 4.** Formato de registro meteorológico
- Anexo 5.** Valores promedios obtenidos de las variables de evaluación del primer ensayo
- Anexo 6.** Valores promedios obtenidos de las variables de evaluación del segundo ensayo.
- Anexo 7.** Valores promedios obtenidos de las variables de evaluación del tercer ensayo
- Anexo 8.** Valores promedios de temperatura media y humedad relativa media al interior de la cámara de subirrigación del primer ensayo
- Anexo 9.** Valores promedios de temperatura media y humedad relativa media al interior de la cámara de subirrigación del segundo ensayo
- Anexo 10.** Procedimiento para la instalación de ensayos de propagación vegetativa de Marupa (Iconografía)
- Anexo 11.** Estacas juveniles enraizadas del primer ensayo
- Anexo 12.** Estacas juveniles enraizadas del segundo ensayo
- Anexo 13.** Estacas juveniles enraizadas del tercer ensayo.

LISTA DE CUADROS

- Cuadro 1.** Clasificación granulométrica del suelo.
- Cuadro 2.** Descripción de los tratamientos del primer ensayo
- Cuadro 3.** Descripción del análisis de varianza en el primer ensayo.
- Cuadro 4.** Valores promedios de temperatura, humedad relativa e intensidad lumínica del primer ensayo, durante 55 días.
- Cuadro 5.** Descripción de los tratamientos del segundo ensayo
- Cuadro 6.** Descripción del análisis de varianza en el segundo ensayo
- Cuadro 7.** Descripción de los tratamientos del tercer ensayo
- Cuadro 8.** Descripción del análisis de varianza en el tercer ensayo
- Cuadro 9.** Valores promedios de temperatura, humedad relativa del segundo ensayo, al interior de la cámara de subirrigación, durante de 55 días.
- Cuadro 10.** Análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Cuadro 11.** Prueba de comparación de medias de las dosis con respecto al porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha= 0.05$)
- Cuadro 12.** Análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de callos de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

- Cuadro 13.** Prueba de comparación de medias de los sustratos con respecto al porcentaje de callos de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha= 0.05$)
- Cuadro 14.** Análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de brotes de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Cuadro 15.** Prueba de comparación de medias de los sustratos con respecto al porcentaje de callos de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha= 0.05$)
- Cuadro 16.** Análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Cuadro 17.** Prueba de comparación de medias de los sustratos con respecto al porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha= 0.05$)
- Cuadro 18.** Análisis de varianza (ANVA) del número de raíces por estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Cuadro 19.** Prueba de comparación de medias de los sustratos con respecto al número de raíces por estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha= 0.05$).
- Cuadro 20.** Prueba de comparación de medias en el número de raíces por estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

- Cuadro 21.** Análisis de varianza (ANVA) para la longitud de raíz promedio de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Cuadro 22.** Prueba de comparación de medias de las dosis con respecto a la longitud promedio de raíces de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Cuadro 23.** Análisis de varianza (ANVA) para el número de brotes por estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Cuadro 24.** Prueba de comparación de medias de los sustratos con respecto al número de brotes por estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$)
- Cuadro 25.** Análisis de varianza (ANVA) para longitud de brotes por estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Cuadro 26.** Prueba de comparación de medias de los sustratos con respecto a la longitud de brotes por estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).
- Cuadro 27.** Análisis de varianza (ANVA) para el porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Cuadro 28.** Prueba de comparación de medias para las áreas foliares (20 cm² y 60 cm²) con respecto al porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de sub irrigación.

- Cuadro 29.** Análisis de varianza (ANVA) para el porcentaje de callosidad de estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Cuadro 30.** Prueba de comparación de medias para las áreas foliares (20 cm² y 60 cm²) con respecto al porcentaje de callosidad de estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).
- Cuadro 31.** Análisis de varianza (ANVA) para el porcentaje de brotes de estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Cuadro 32.** Prueba de comparación de medias para el tipo de estaca (apical, media y basal), longitud de estaca (4 y 6 cm) y áreas foliares (20 y 60 cm²) de estacas juveniles de Marupa con respecto al porcentaje de brotes, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Cuadro 33.** Análisis de varianza (ANVA) para el porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Cuadro 34.** Prueba de comparación de medias para el tipo de estaca (apical, media y basal), y áreas foliares (20 y 60 cm²) con respecto al porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).
- Cuadro 35.** Prueba de comparación de medias para el porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa por efecto de la interacción de los factores tipo de estaca*área foliar, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

- Cuadro 36.** Análisis de varianza (ANVA) para el número de raíces por estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Cuadro 37.** Prueba de comparación de medias para longitud de estaca (4 y 6 cm), y áreas foliares (20 y 60 cm²) con respecto al número de raíces en estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).
- Cuadro 38.** Análisis de varianza (ANVA) para la longitud de raíz promedio de raíces por estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Cuadro 39.** Prueba de comparación de medias para las áreas foliares (20 y 60 cm²) con respecto a la longitud de raíz promedio en estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).
- Cuadro 40.** Análisis de varianza (ANVA) para el número de brotes por estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Cuadro 41.** Prueba de comparación de medias para el tipo de estaca (apical, media y basal), longitud de estaca (4 y 6 cm) y áreas foliares (20 y 60 cm²) con respecto al número de brotes de estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Cuadro 42.** Análisis de varianza (ANVA) para la longitud de brotes por estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Cuadro 43.** Prueba de comparación de medias para la longitud de brotes de estacas juveniles de Marupa por efecto de la interacción de los

factores tipo de estaca*área foliar, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

Cuadro 44. Análisis de varianza (ANVA) para el porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Cuadro 45. Prueba de comparación de medias para el porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa por efecto de la interacción de los factores tipo de estaca*tipo de sustrato, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

Cuadro 46. Análisis de varianza (ANVA) para el porcentaje de callosidad de estacas juveniles de Marupa, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Cuadro 47. Prueba de comparación de medias para el porcentaje de callosidad con respecto al tipo de sustrato de estacas juveniles de Marupa, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

Cuadro 48. Análisis de varianza (ANVA) para el porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Cuadro 49. Prueba de comparación de medias para el porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa por efecto de la interacción de los factores tipo de estaca*tipo de sustrato, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

Cuadro 50. Análisis de varianza (ANVA) para el número de raíces de estacas juveniles de Marupa, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Cuadro 51. Prueba de comparación de medias para el número de raíces con respecto al tipo de sustrato de estacas juveniles de Marupa, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

Cuadro 52. Análisis de varianza (ANVA) para la longitud de raíz promedio de estacas juveniles de Marupa, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Cuadro 53. Prueba de comparación de medias para la longitud de raíz promedio de estacas juveniles de Marupa por efecto de la interacción de los factores tipo de estaca*tipo de sustrato, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** Diseño de la cámara de subirrigación
- Figura 2.** Registro de la temperatura ambiente, temperatura media exterior de la cámara de subirrigación, durante 55 días en cámara de subirrigación.
- Figura 3.** Registro de la humedad relativa media tanto exterior como interior de la cámara de subirrigación, durante 55 días en cámara de subirrigación.
- Figura 4.** Registro de la temperatura de los sustratos de la cámara de subirrigación, durante 55 días en cámara de subirrigación.
- Figura 5.** Registro de intensidad de luz promedio ingresada al área de propagación, durante 55 días en cámara de subirrigación.
- Figura 6.** Registro de la temperatura ambiente, temperatura media y humedad relativa media al interior de la cámara de propagación en tres horarios diferentes del día, durante 48 días.
- Figura 7.** Registro de la temperatura del sustrato gravilla fina al interior de la cámara de propagación, durante 48 días.
- Figura 8.** Porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa con respecto al nivel de dosis hormonal de AIB, después de 55 días de instalación en cámara de subirrigación.
- Figura 9.** Porcentaje de callos de estacas juveniles de Marupa con respecto al tipo de sustrato, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.
- Figura 10.** Porcentaje de brotes de estacas juveniles de Marupa con respecto al tipo de sustrato, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación

Figura 11. Porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa con respecto al tipo de sustrato, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Figura 12. Número de raíces por estacas juveniles de Marupa con respecto a los tipos de sustratos, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Figura 13. Número de raíces por estaca juvenil de Marupa con respecto al nivel de dosis empleado, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Figura 14. Longitud de raíz promedio de estacas juveniles de Marupa con respecto al nivel de dosis empleado, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Figura 15. Número de brotes por estacas juveniles de Marupa con respecto al tipo de sustratos, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Figura 16. Longitud de los brotes por estaca juvenil de Marupa con respecto al tipo de sustrato, después de 55 días de instalación en cámara de subirrigación.

Figura 17. Porcentaje de brotes de estacas juveniles de Marupa en relación al tipo de estaca, después de 48 días de instalación en cámara de subirrigación.

Figura 18. Porcentaje de brotes de estacas juveniles de Marupa en relación a la longitud de estaca, después de 48 días de instalación en cámara de subirrigación.

Figura 19. Porcentaje de enraizamiento, callos, brotes y sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa en relación al área foliar, después de 48 días de instalación en cámara de subirrigación.

Figura 20. Porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa en relación a la interacción tipo de estaca* área foliar, después de 48 días de instalación en cámara de subirrigación.

Figura 21. Número de raíces de estacas juveniles de Marupa en relación a la longitud de estaca, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Figura 22. Longitud de raíz promedio de estacas juveniles de Marupa en relación al área foliar, después de 48 días de instalación en cámara de subirrigación.

Figura 23. Número de brotes de estacas juveniles de Marupa en relación al tipo de estaca, después de 48 días de instalación en cámara de subirrigación.

Figura 24. Número de brotes de estacas juveniles de Marupa en relación a la longitud de estaca, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Figura 25. Número de raíces y número de brotes de estacas juveniles de Marupa en relación al área foliar, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Figura 26. Longitud de brotes de estacas juveniles de Marupa en relación a la longitud de estaca, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Figura 27. Longitud de brotes de estacas juveniles de Marupa en relación a la interacción del tipo de estacilla* área foliar, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Figura 28. Porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa en relación a la interacción tipo de estaca* tipo de sustrato, después de 30 días de instalación en cámara de subirrigación.

Figura 29. Porcentaje de callos de estacas juveniles de Marupa con respecto al tipo de sustrato, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Figura 30. Porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa en relación a la interacción tipo de estaca*tipo de sustrato, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Figura 31. Número de raíces de estacas juveniles de Marupa con respecto al tipo de sustrato, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Figura 32. Longitud de raíz promedio de estacas juveniles de Marupa en relación a la interacción tipo de estaca*tipo de sustrato, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación.

ICONOGRÁFIA

Foto 1. Árbol de *Simarouba amara* (Tomado de Lipenský)

Foto 2. Compuesto de hojas de *S. amara* (Tomado de Lipenský)

Foto 3. Corteza de *S. amara* (Tomado de Lipenský)

Foto 4. Brotes de Marupa en huerto yemero

Foto 5. Corte de los brotes para instalación en cámara

Foto 6. Selección de los brotes óptimos y vigorosos

Foto 7. Obtención de las estacas juveniles

Foto 8. Dimensionamiento de las estacas juveniles

Foto 9. Determinación del área foliar de las estacas

Foto 10. Preparación de solución fungicida cupravit

Foto 11. Desinfección de las estacas juveniles con solución cupravit

Foto 12. Oreado de las estacas juveniles luego del remojo en solución Cupravit

Foto 13. Aplicación de dosis de hormona AIB en la base de las estacas juveniles

Foto 14. Estacas aplicadas con AIB

Foto 15. Ventilación de estacas juveniles

Foto 16. Estacas juveniles listas para instalación

Foto 17. Cámara de subirrigación.

Foto 18. Estacas juveniles de Marupa instaladas del primer ensayo

Foto 19. Estacas juveniles de Marupa instaladas del segundo ensayo

Foto 20. Enraizamiento de las estacas juveniles del primer ensayo

Foto 21. Presencia de callos en estacas de Marupa

Foto 22. Enraizamiento de las estacas juveniles del segundo ensayo

Foto 23. Estacas enraizadas de Marupa en sustrato gravilla fina.

Foto 24. Formación de callosidad de estacas juveniles de Marupa

Foto 25. Enraizamiento de estacas juveniles de Marupa a los 30 días

RESUMEN

Con el propósito de conocer que los factores son clave en la propagación vegetativa para *Simarouba amara* Aubl., especie forestal de gran valor actual y con potencial para ser empleada en plantaciones comerciales, en este estudio se realizaron tres ensayos; en el primer ensayo, se usó cinco concentraciones de AIB (0, 1000, 3000, 5000 y 8000 ppm), en tres sustratos (arena fina, arena gruesa y grava fina), en un diseño de bloques con parcelas divididas; obteniendo un enraizamiento (19.4%) con dosis de 8000 ppm en sustrato grava fina; en el segundo ensayo se utilizó la dosis y el sustrato más relevantes del primer ensayo, como también se usaron tres tipos de estacas (apical, media y basal), dos áreas foliares (20 y 60 cm²) y dos longitudes de estacas (4 y 6 cm), en un diseño de bloques completos al azar con arreglo factorial, obteniendo en estacas apicales y medias el mayor porcentaje de brotamiento (85.7 y 64.8%) y un alto porcentaje de sobrevivencia (91.9 y 86.58%), respectivamente; finalmente se realizó en tercer ensayo donde se utilizó los mejores resultados del primer y segundo ensayo, aplicando dosis de 8 000 ppm de AIB, logrando un porcentaje de enraizamiento superior a los ensayos anteriores (63.88%). Por lo tanto se puede propagar vegetativamente a Marupa, aplicando 8000 ppm de AIB, en estacas apicales o medias de 6 cm de longitud con 60 cm² de área foliar instalados en sustratos de granulometría gruesa (1 -4 mm)

SUMMARY

In order to know which factors are key in vegetative propagation *Simarouba amara* Aubl., Valuable tree species present and the potential to be used in commercial plantations in this study were performed three trials in the first experiment, used five concentrations of IBA (0, 1000, 3000, 5000 and 8000 ppm) in three substrates (fine sand, coarse sand and fine gravel) in a block design with split-plot, obtaining a rooting (19.4%) with doses of 8000 ppm in fine gravel substrate, the second test dose was used and the most important substrate of the first test, as also used three types of cuttings (apical, middle and basal), two leaf areas (20 and 60 cm²) and two lengths of cuttings (4 and 6 cm) in a complete block design with factorial randomized, getting in middle of apical and the highest percentage of sprouting (85.7 and 64.8%) and a high survival rate (91.9 and 86.58%), respectively.

Finally realized in the third trial using the best results of the first and second trial also applied 8000 ppm of IBA, rooting percentage achieving superior to previous tests (63.88%). Therefore it can spread vegetatively Marupa, using 8000 ppm IBA, in middle of apical or 6 cm in length with 60 cm² of leaf area installed in substrates of coarse grain (1 -4 mm)

I. INTRODUCCIÓN

Existen ocasiones en que la propagación por semillas se hace difícil en determinadas especies forestales, cuando esta limitación se presenta en la propagación de especies valiosas, surge como una importante alternativa la propagación vegetativa de plantas. La propagación vegetativa o asexual es posible ya que los órganos vegetativos de muchas plantas tienen la capacidad de reproducirse (Hartmann y Kester, 1988). Este método es ampliamente utilizado en diferentes especies forestales cuya producción de semillas es baja, pierden rápidamente su viabilidad o cuando la semilla tiene un alto valor comercial.

Particularmente, marupa (*Simarouba amara* AUBL.) es considerada una especie de alto valor por sus múltiples usos y buenas características de trabajabilidad (Linkimer *et al.*, 2002; Gérard *et al.* 2004; Bustamante, 2010), con alto potencial para la reforestación. Sin embargo, presenta inconvenientes en su propagación, por ser dioica, es decir, solo los árboles con flores femeninas producen semillas (Reynel *et.al.*, 2003). Los periodos de diseminación y dispersión son discontinuos y la producción de frutos irregular (Aróstegui y Díaz, 1992). Su semilla tiene alta demanda y se le suele cosechar, incluso, las semillas caídas en el suelo o la regeneración natural que logró germinar, material que no presta las garantías de calidad (información personal Chávez 2009; Ricse, 2010). Las semillas frescas no superan el 60% de germinación; además son recalcitrantes porque no conservan su viabilidad por mucho tiempo (Flores, 2004). En condiciones naturales y luego de tres meses, la viabilidad de sus semillas disminuyó hasta 24.8 % y además fueron atacadas por insectos y hongos (Vargas y Portocarrero, 1992).

En el pasado se realizaron varios trabajos intentando propagar vegetativamente estacas leñosas provenientes de ramas de árboles maduros de Marupa, pero fue considerada como una especie con serias dificultades, por su alta mortandad y enraizamiento nulo (García-Villamán, 1974; Zaroni- Mendiburu 1975; y Lipensky 2010). Pero recientemente, se obtuvo un 33.3 % de enraizamiento utilizando material vegetativo juvenil proveniente de brotes de tocones de marupa (PROVEFOR, 2008).

Motivado por esta problemática, la presente investigación fue desarrollada en el marco del proyecto Desarrollo Tecnológico Apropriado Para la Propagación Vegetativa de Especies Forestales de Alto Valor Maderable (PROVEFOR), con el propósito de:

Objetivo Generales

- Evaluar el efecto de la dosis de ácido indol-3-butírico, tipos de sustratos, y rasgos morfológicos en el enraizamiento de estacas juveniles de Marupa en cámaras de subirrigación.

Objetivos específicos

- Evaluar el efecto de cinco dosis (0, 1000, 3000, 5000 y 8000 ppm) de ácido indolbutírico (AIB) en el enraizamiento de estacas juveniles de Marupa en cámaras de subirrigación.
- Determinar la influencia de tres tipos de sustrato (arena gruesa, arena fina, gravilla fina) en el enraizamiento de estacas juveniles de Marupa en cámaras de subirrigación.
- Evaluar la influencia de tres tipos de estacas juveniles (apical, media y basal) en el enraizamiento de Marupa en cámaras de subirrigación
- Determinar el efecto de dos longitudes de estacas (4 y 6 cm) en el enraizamiento de Marupa en cámaras de subirrigación
- Establecer la influencia de dos áreas foliares (20 y 60 cm²) en el enraizamiento de estacas juveniles de Marupa en cámaras de subirrigación.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Descripción de Marupa

2.1.1 Clasificación taxonómica

Según Mostacero *et al.*, 2002, la especie se clasifica como sigue:

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

2.1.2 Características Ecológicas

a.- Distribución Geográfica

Se encuentra en zonas altas en suelos arenosos bien drenados, en las formaciones de bosque muy húmedo premontano (bmh-PM) en transición a bosque húmedo tropical (bh-T). Esta especie tiene otros nombres vulgares: aceituno (Honduras, Nicaragua y Panamá), cedro blanco, simaruba (Venezuela), soemaroeba, Marupa, tamanqueira (Brasil). Se distribuye desde el norte de Sur América (Venezuela, Guayana) hasta la región amazónica de Perú y Brasil, y también en Trinidad y Tobago. Especie de zonas bajas, con climas de muy húmedos a pluviales. Su rango altitudinal va desde el nivel del mar a 850 m.s.n.m. (Chudnoff, 1980).

b.- Descripción dendrológica de la especie

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

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

Flores e inflorescencia: Pequeñas unisexuales, de unos 6-9 mm de longitud, con cáliz y corola presentes, el cáliz diminuto, con los lóbulos vagamente definidos, la corola con pétalos libres, oblongos, blancos, las flores masculinas con 10 estambres de 2-4mm de longitud, las flores femeninas con un 10 estaminodios diminutos, el pistilo de 3-4 mm de longitud, el ovario súpero, 5-carpelar, el estilo corto, el estigma lobulado; la especie es dioica; inflorescencias en panículas terminales multifloras, de unos 15-35 cm de longitud y 12-20 cm de diámetro (Reynel *et.al.*, 2003).

Corteza: La corteza de la *S. amara* se encuentra en piezas largas, de 4 a 12 cm de ancho y 2 a 5 mm, doblado a lo largo, ligero, flexible, tenaz, muy fibroso, externamente de una luz de color marrón-amarillo, áspera y verrugosa, y marcados con crestas transversales, internos de un amarillo pálido. Es sin olor y de sabor amargo (Remington *et al.*, 1918).

Frutos: Mayormente una, raramente dos drupas agregadas en cada fruto, cada drupa oblongoide a elipsoide, color rojo oscuro a negro, de 1.5-2 cm de longitud y 1-1.5 cm de diámetro, la superficie lisa y glabra, la semilla única (Reynel *et.al.*, 2003). Los frutos grandes, con forma de oliva es un carpóforos con hasta cinco mericarpos drupas, casi negro cuando están maduros (Franceschinelli *et al.*, 1998).

2.2 Antecedentes de investigación en propagación vegetativa

En lo que respecta a la propagación vegetativa de *Simarouba amara*, se realizaron estudios de enraizamiento de estacas leñosas de ramas de 15 cm, con tres niveles de ácido indolbutírico; las estacas fueron tomadas de la parte central de las ramas, procedentes de árboles de 15 m de altura, en sustrato suelo común en cama de vivero de Costa Rica, este experimento tuvo un manejo controlado en lo que respecta a condiciones de temperatura, humedad relativa, luminosidad y precipitación, al cabo de 80 días de evaluaciones se determinó 100% de mortalidad de las estacas y 0% de enraizamiento (García-Villamán, 1974).

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

Simarouba amara de 0%, pero en un 5% presentaron callosidades en la zona de corte.

Lipensky (2010), al trabajar con estacas leñosas seleccionadas de las partes apicales de árboles de *Simarouba amara*, aplicando dosis de AIB y establecidas en cámaras de subirrigación, obtuvo 0% de enraizamiento.

Estacas juveniles procedentes de los brotes de tocones de *Simarouba amara* en la estación experimental de Jenaro Herrera, Loreto, fueron aplicadas dosis hormonales de AIB y puestas a enraizar en cámara de subirrigación, lograron obtener 33.3 % de enraizamiento en un periodo de dos meses, y el porcentaje de la sobrevivencia no superó el 64 % (PROVEFOR, 2008). Por lo tanto, ante estas investigaciones se puede decir que la Marupa es una especie con serias dificultades para su enraizamiento.

2.3 La propagación asexual o vegetativa

La propagación vegetativa comprende división celular mitótica, es decir, es aquella donde se produce una replicación del material genético (o del sistema cromosómico) y del citoplasma de la célula madre a las dos células hijas. Esta condición origina, posteriormente, crecimiento y diferenciación de tejidos somáticos (Hartmann y Kester, 1990). Quijada (1980), reporta que la propagación vegetativa es la obtención de nuevos individuos a partir de partes vegetativas bien diferenciadas, debido a la capacidad de regeneración que posean estas partes (rama, fuste, retoño, hijuelos, inclusive trocitos o tejidos celulares) cuando se colocan en condiciones favorables. Coincidiendo con Vekhov (1941), al estudiar varias especies de árboles y arbustos, llegó a la conclusión de que es posible propagar en cierto grado todas las especies difíciles, siempre que se determinen las condiciones óptimas que rigen la emisión de raíces que permiten sobrevivir al propagarlo.

La propagación vegetativa asexual de las plantas es el proceso, cuando una copia exacta del genoma (clon) de una planta madre (ortet) genera nuevos individuos. Está garantizado por las células meristemáticas, indiferenciadas que pueden diferenciar entre los distintos órganos necesarios para formar una planta nueva (Wiesman y Jaenicke, 2002).

Clon es un grupo de plantas derivadas de una única ortet por reproducción asexual. Todos los miembros (ramets) de un clon tienen un genotipo idéntico al de una planta única y tienden a ser uniformes. Propágulo es una planta que deriva de la propagación vegetativa como cultivo de tejidos y esquejes enraizados, capaz de convertirse en un adulto (Burley *et al.*, 2004).

Las plantas propagadas vegetativamente se reproducen, por medio de la replicación del ADN, toda la información genética de la planta madre, por lo que las características de la planta individual se mantienen a través del tiempo en la propagación asexual o vegetativa (Cabello, 2000). Esto es posible porque cada célula que compone la planta contiene la información genética necesaria para generar otro individuo de similares características al del original, denominado clon (Kains y Mcquesten *et al.*, 1938). Toda la progenie de una planta reproducida asexualmente es genéticamente igual y constituye un clon, al igual que aquellas plantas que forman un clon son genéticamente iguales entre sí y con la planta madre, esto es posible porque cada célula que compone la planta contiene la información genética necesaria para generar otro individuo de similares características al del original denominado clon (Sevilla y Holle, 2004). Sin embargo, que en algunos casos no se aprecian las características fenotípicas del individuo original, debido a que el nuevo individuo puede ser influenciado por la variación ambiental (Zobel y Talbert, 1988), pero si es claro que el nuevo individuo es genéticamente idéntico al original.

Una de las características más significativas de la clonación se refiere a como todos los descendientes del clon tienen el mismo genotipo básico, la

población tiende a ser fenotípicamente muy uniforme. Por lo general, toda la progenie de un clon tiene el mismo aspecto, tamaño, época de floración, época de maduración, haciendo con ello posible la estandarización de la producción y otros usos del cultivar (Hartmann y Kester, 1990).

Posiblemente la ventaja más reconocida de la propagación vegetativa es la capacidad de duplicar exactamente el genotipo seleccionado, permitiendo así capturar tanto los componentes aditivos como los no aditivos de la varianza genética total. De esta manera, es posible lograr ganancias genéticas muy grandes en períodos relativamente muy cortos (Zobel y Talbert, 1984).

2.4 Importancia de la propagación vegetativa

La importancia de la propagación vegetativa es fundamental para el establecimiento de huertos semilleros clonales, en donde se creará bancos de germoplasma a gran escala para la producción de plantas con mejoramiento genético (Quijada 1980). Este tipo de reproducción en el campo forestal se usa para multiplicar árboles seleccionados con base a características deseables que se quieren perpetuar como: velocidad de crecimiento, rectitud del fuste, resistencia a plagas y enfermedades, es decir, permite conservar genotipos valiosos (Carrera 1977).

Flores (1986), menciona que la propagación de árboles forestales por estaca permite el fomento de clones o grupos de plantas que se obtuvieron de una planta de origen seminal; así mismo, elimina diferencias de constitución entre los árboles.

2.5 Métodos de propagación vegetativa

El método clásico es la propagación por estacas, lo que alienta a las raíces para formar en un trozo de tallo o ramas separadas de la planta

donante. En algunas especies, secciones del tallo, las secciones de la raíz, y los brotes también pueden servir como estacas (Libby, 2004).

Gispert (1984), describe cuatro métodos de propagación vegetativa, la primera es por estacas que consiste en secciones de tallos o ramas que puestos en condiciones permite el enraizamiento. La segunda es por injerto, consiste en propagar las plantas por medio de soldaduras de una yema con otro llamado patrón. La tercera es por acodo, que son secciones de una planta que son sometidos a un proceso provocado de enraizamiento, responde positivamente al tratamiento. Luego de lograr la nueva plántula se le separa de la planta madre. Finalmente se tiene el tejido de cultivo, cuando se logra nuevos vástagos en función a la utilización de tejidos, células o protoplastos del vegetal.

Hartmann y Kester (1983) dicen que las técnicas de propagación son: Embriones Apomícticos, Estolones, Hijuelos, Acodado, Separación, División, Estaca, Injerto, micro propagación. Sin embargo Hartmann y Kester (1983) menciona que en el campo forestal la estaca del tallo es el más importante, se obtiene de segmentos de ramas que contienen yemas terminales o laterales con la mira que al colocarlos en forma adecuada, produzcan raíces adventicias y originan una planta independiente.

2.6 Propagación vegetativa a través de estacas

Se entiende por estaca como cualquier porción vegetativa que es extraída de una planta (Dirr y Heuser, 1987). Estaca es cualquier porción de una planta (raíz, tallo y hoja) que es separada de ésta y que es inducida para que forme raíces (Wells, 1979). La propagación por estacas consiste en cortar brotes, ramas o raíces de una planta lo cual se colocan en una cámara enraizadora, con el fin de lograr la emisión de raíces y brotación en la parte aérea, hasta obtener una nueva planta (Ramos 2004). Según Zanoni- Mendiburu (1975), se define a la estaca como una porción de la planta susceptible de adquirir una autonomía fisiológica, si ésta se instala

en un medio favorable, condiciones ambientales convenientes y protegida de la desecación

En la propagación vegetativa a través de estacas, se corta de la planta madre una porción de tallo, raíz u hoja, después de lo cual esa porción se coloca en condiciones ambientales favorables y se induce a que forme raíces y tallos, obteniéndose con ello una planta nueva que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta madre (Hartmann y Kester, 1988). Las estacas se dividen en tres grandes grupos, atendiendo a su origen: estacas de raíz, de tallo y de hojas. El método de propagación a través de estacas de tallo es el más importante (Cuculiza, 1956; Hartmann y Kester, 1980).

La propagación vegetativa a través de estacas de tallo es el medio más importante y más utilizado en el mundo, en la propagación de árboles de interés forestal y arbustos ornamentales, tanto de especies caducas como de hoja ancha y siempre verdes de hoja angosta (coníferas). Las estacas se usan, también, extensamente en la propagación comercial en invernadero de muchos cultivos florales y su empleo es común en la propagación de diversas especies frutales (Hartmann y Kester, 1980). Según Wells (1979), este método de propagación es uno de los más utilizados a nivel práctico y posee una gran importancia económica.

Algunos factores pueden influenciar la propagación por estacas, entre ellas la posición de la estaca en la rama, por el grado de lignificación, cantidad de reservas y diferenciación de los tejidos, el tipo de sustrato, por sus características químicas y físicas, el genotipo, las condiciones fisiológicas de la planta madre y las condiciones ambientales, además que los resultados pueden ser mejorados con un tratamiento previo de las estacas con productos químicos, como los reguladores de crecimiento (Hartmann *et al.*, 2002 citados por Bastos, 2006).

En la propagación vegetativa el porcentaje de enraizamiento es la variable respuesta de mayor interés, por lo cual se hace énfasis en este aspecto para seleccionar los mejores tratamientos obtenidos con cualquier especie de interés. En orden de importancia le sigue el número de raíces por estaca enraizada y la velocidad a la cual las raíces emergen y se desarrollan. Es deseable que las estacas tengan muchas raíces, pero tres raíces bien ramificadas y distribuidas alrededor de las estacas son suficientes (Leakey, 1985 citado por Gutiérrez, 2003).

2.7 Formación de raíces adventicias

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

Los tejidos de los tallos más susceptibles a formar primordios radicales son: epidermis, parénquima cortical, parénquima radial, cambium vascular y parénquima floemático (Botti, 1999). Según Zanoni (1975) asegura que en la superficie del corte se forma un tejido cicatricial originado en la zona generatriz llamado callo, a través del cual emergen las raíces. Los brotes originados en las yemas se alimentan de las reservas almacenadas en los tejidos, mientras que las raíces nuevas les facilitan nutrientes y agua tomados del suelo.

Las raíces adventicias suelen originarse a partir de células que se dividen en la proximidad del floema de los vasos conductores, los cuales forman

un callo del que se diferencian luego las raíces. Si se produce una herida en una planta herbácea, las células parenquimáticas próximas a la herida se desdiferencian y vuelven a dividirse para formar un callo cicatricial, el cual corresponde a un conjunto de células parenquimáticas en varios estados de lignificación. En los vegetales leñosos, el callo suele proceder del cambium, aunque también de la corteza y médula. Más tarde empiezan a aparecer en algunas células del callo diferenciaciones que conducen a un nuevo tejido, se forman por ejemplo, puntos vegetativos caulinares o radicales y se establece la unión con los elementos conductores (Strasburger, 1994).

2.8 Bases fisiológicas de la iniciación de la raíz en las estacas

Una buena iniciación del desarrollo radical adventicio, depende de la presencia en las estacas de cierto número de cofactores, que en combinación con las auxinas permiten que las estacas formen raíces (Weaver, 1976). Un cofactor se puede definir como una sustancia natural con acción catalítica y reguladora del metabolismo, pero cuya acción no es suficiente por sí misma para determinar fenómenos de desarrollo, sino que actúan a manera de coenzimas (Rojas, 1972 citado por Mansilla, 2004).

Rodrigues & Ono (1996), relatan que la formación de callos se efectúa generalmente antes de la iniciación y del desenvolvimiento de las raíces y raramente la formación de raíces es directamente del callo. También Carrera (1977), dice que el callo es una formación regenerativa que ocurre principalmente por el estímulo de la actividad cambial y por eso no siempre está relacionado con la formación de raíces.

Para explicar el proceso de inducción de raíces, existe la teoría de la rizocalina de Bouillene, la cual establece que un compuesto fenólico no específico (posiblemente dihidroxifenol) actúa como cofactor del

enraizamiento. Este cofactor es producido en las hojas y yemas de la estaca y posteriormente translocado a la región del enraizamiento, donde en presencia de un factor no específico; que es translocado y que se encuentra en concentraciones bajas en los tejidos y de una enzima específica, localizada en las células de ciertos tejidos (polifenol-oxidasas), completan el complejo rizocalina, el cual actúa como estimulante de la rizogénesis (Hartmann y Kester *et al.* 1990; Gutiérrez, 1995).

Es sabido que la presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte acción estimulante sobre la iniciación de raíces. Es probable que el fuerte efecto promotor de inducción de raíces que ejercen las hojas y yemas, se deba a otros factores más directos, dado que las yemas y hojas son poderosos productores de auxinas y los efectos se observan directamente debajo de ellas, ya que existe un transporte polar, del ápice a la base (Hartmann y Kester, 1997).

Estas auxinas se sintetizan en las hojas y meristemos apicales, a partir del aminoácido triptófano. La auxina ácido indolacético (IAA) es una hormona natural que promueve la formación de raíces adventicias. También se ha demostrado que las formas sintéticas, como los ácidos indolbutírico (AIB) y naftalenacético (NAA), son más efectivos que el IAA para estimular la formación de raíces en estacas, debido a que no son tóxicos para las plantas en una amplia gama de concentraciones y estimulan el enraizamiento en un gran número de especies, además presentan una mayor fotoestabilidad (Hartmann y Kester, 1988).

Las auxinas se mueven a través de células parenquimáticas, desde su lugar de formación hacia los haces vasculares del tallo y; a diferencia de lo que ocurre con los azúcares, iones y otros solutos, que se transportan a través de los tubos cribosos del floema; este transporte, célula a célula, se caracteriza por ser más lento; además, es un transporte polar, es decir,

siempre basipétalo; en las raíces también es un transporte polar, pero en sentido acropétalo, hacia los ápices (Strasburger, 1994).

2.9 Reguladores de crecimiento

Hartmann y Kester (1983) mencionado por Mesén (1998) indican que el propósito de tratar las estacas con reguladores de crecimiento es aumentar el porcentaje de enraizamiento, reducir el tiempo de iniciación de raíces y mejorar la calidad del sistema radical formado.

Los reguladores vegetales son compuestos orgánicos distintos de los nutrientes que en pequeñas cantidades estimulan, inhiben o modifican de cualquier otro modo cualquier proceso fisiológico de las plantas y la más importante es la auxina. Además, refiere que las máximas concentraciones de auxinas se encuentran en los ápices de crecimiento, es decir, en las yemas y en los ápices en crecimiento de las hojas y raíces, también distribuidos ampliamente por la planta en las regiones meristemáticas, (Delvin 1980).

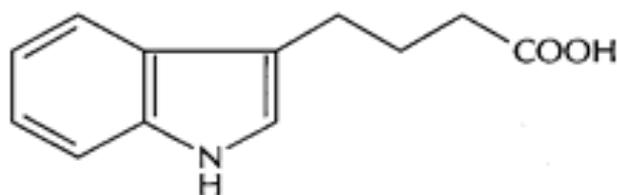
El desarrollo vegetal está influenciado, entre otros factores, por diversas sustancias de síntesis natural, conocidas como hormonas, y otras sintéticas denominadas reguladores de crecimiento. Para distinguir entre hormonas vegetales y reguladoras del crecimiento, se puede decir que, todas las hormonas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

2.10 Ácido Indolbutírico (AIB)

El AIB es una auxina sintética químicamente similar al AIA que en la mayoría de las especies ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso como sustancia promotora de enraizamiento. Tiene la ventaja de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradada fácilmente por la luz o microorganismos y al ser insoluble en agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto (Mesén, 1998).

2.10.1 Propiedades químicas de AIB

- **Nombre común:** Acido Indolbutírico
- **Nombre químico:** Indole-3-butyric acid (AIB)
- **Fórmula empírica:** $C_{12}H_{13}NO_2$
- **Fórmula estructural**



Ácido-3-indolbutírico

- **Peso molecular:** Acido Indolbutírico (Auxinas): 203.2

2.11 Factores que condicionan el enraizamiento de estacas

2.11.1 Edad de la planta madre (factor de juvenilidad)

Las estacas obtenidas de plantas jóvenes o de sectores más juveniles tienen mayor capacidad para formar raíces (Dirr y Heuser, 1987; Botti, 1999). Cualquier tratamiento previo que logre rejuvenecer a la planta o mantener la fase juvenil (podas drásticas, aplicaciones de giberilinas, injertos) será efectivo para favorecer el enraizamiento de las estacas. Es posible que con la edad se acumulen inhibidores del enraizamiento, como por ejemplo algunos tipos de fenoles, o bien disminuyan otros fenoles que favorecen el proceso (Botti, 1999).

2.11.2 Sección de la planta madre para la obtención de estacas

Este efecto es de suma importancia, las diferencias de enraizado según la posición de la estaca en el árbol, puede deberse a una distribución desigual de hormonas vegetales y de reservas nutritivas en las diferentes partes de la planta (Santelices, 1998). El mejor enraizamiento de los extremos de las ramas y tallos (yema terminal) puede ser explicado por la posibilidad de contengan mayores concentraciones de sustancias endógenas promotoras del enraizamiento. También en las estacas terminales existe menos diferenciación, habiendo más células que pueden volverse meristemáticas (Hartmann y Kester, 1983).

Es necesario destacar que pueden existir diferencias en el enraizamiento y crecimiento entre las estacas obtenidas de los tallos y otras obtenidas de ramas, en la misma planta madre (McDonald, 1986; Dirr Y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1988). En ciertas especies las estacas tomadas de ramas laterales con frecuencia

tienen un porcentaje de enraizamiento mayor que aquellas tomadas de ramas terminales fuertes y vigorosas (Hartmann y Kester, 1988). Sin embargo, en ciertas especies las plantas propagadas por estacas tomadas de ramas laterales pueden tener un hábito de crecimiento indeseable, denominado topófisis (McDonald, 1986; Dirr Y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1988).

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

2.11.3 Factor de juvenilidad de la estaca

El uso de material juvenil para la propagación vegetativa ha demostrado ser el más eficiente en numerosos estudios realizados por el CATIE (Leakey 1990; Díaz 1991; Mesen 1998). Según Wells (1979), este método de propagación es el más utilizado a nivel práctico y posee una gran importancia económica.

Hartmann y Kester (1988), dicen que casi siempre las estacas tomadas de plántulas jóvenes (crecimiento juvenil), enraízan con mayor facilidad que aquellas tomadas de plántulas adultas. Esto se explica por el incremento en la producción de inhibidores de las raíces a medida que la planta aumenta de edad. Un ejemplo lo muestra Pinedo (1993) en la investigación que realizó, utilizando estacas leñosas de *Amburana cearensis* "ishpingo" de 8 años de

edad encontrándose un porcentaje de enraizamiento que no supero el 5%. En cambio, Manta y Schwizer (1985) que en estacas leñosas de 2 años de edad encontró hasta un 60% de enraizamiento.

Paton citado por Pinedo (1993), afirma que se demostraron que existía una asociación directa y cuantitativa en la disminución del enraizamiento y la producción de un inhibidor de las raíces que se encontraba en los tejidos de las estacas. En los tallos de plántulas jóvenes no se encontraba el inhibidor e igualmente estaba ausente en el tejido adulto del tallo de *Eucalyptus deglupta*, especie que enraíza con facilidad.

2.11.4 Superficie foliar de la estaca

El efecto que tiene el área foliar sobre la capacidad de enraizamiento, se encuentra relacionado con la producción de carbohidratos derivados de la fotosíntesis (Kamaluddin 1996 citados por Núñez, 1997), producción de promotores auxínicos, auxinas sinergistas (co-factores) o de nutrientes. Los promotores pueden, ser transportados a la zona de enraizamiento en la base de la estaca, puesto que las hojas maduras exportan principalmente en una dirección basipétala (Wilson, 1994 citado por Núñez, 1997).

Es importante mantener un potencial hídrico relativamente alto en las hojas y así, disminuir la actividad oxidasa en la fotosíntesis (producción de peróxido de hidrógeno, que es tóxico para las plantas) e incrementar la actividad de las auxinas producidas naturalmente (Loach, 1977 citado por Gutiérrez, 2003). Si se retiene la hoja en una estaca, la fotosíntesis puede continuar, pero el costo de fotosintetizar es transpirar. La respuesta de la planta es

el cierre de estomas, limitando la adquisición de CO₂, para realizar la fotosíntesis (Leakey, 1985 citado por Gutiérrez, 2003).

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

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

2.11.5 Efecto de la luz

La irradiancia, el fotoperíodo y la calidad de luz, cuyas necesidades son variables según la especie, deben ser adecuadas para mantener una tasa fotosintética que garantice suficiente producción de carbohidratos para la sobrevivencia de las estacas y la iniciación radicular sin comprometer el vigor vegetativo de las estacas, las cuales son variables con las especies (Xavier; 2002 citado por Torres, 2003). Entretanto se debe evitar que las estacas sean expuestas a incidencia directa de los rayos solares, a fin de evitar la quema de los tejidos más tiernos (Ikemori, 1975; citados por Torres, 2003).

Un incremento en la irradiación ha sido asociado con una reducción en el potencial osmótico producto de una alta acumulación de solutos y la consecuente pérdida de agua, causando la reducción en el enraizamiento de las estacas. A su vez, un aumento en la irradiación eleva la presión de vapor en la hoja, reduce la presión de vapor en el aire y causa un incremento en la pérdida de agua por las estacas (Loach, 1988 citado por Nuñez, 1997). El enraizamiento de las estacas con radiación solar por debajo del nivel óptimo está limitado por la carencia de carbohidratos y suministro de auxinas a la base de la estaca. Por encima del óptimo, es posible que exista demasiada concentración de carbohidratos, fotodestrucción de las auxinas, cambios en las relaciones de agua y concentración de sustancias promotoras o inhibidoras del crecimiento (Hartmann y Kester, 1987).

En todos los tipos de crecimiento y desarrollo de las plantas, la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis. En el enraizamiento de estacas, los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces. Los efectos pueden deberse a la intensidad (radiancia), al fotoperíodo (longitud del día) y a la calidad de luz. Estos efectos pueden ser ejercidos en las estacas mismas durante el proceso de enraizamiento (Dirr y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1988). La duración y la intensidad de la luz son factores que deben ser considerados, ya que son fundamentales en la producción de hormonas o auxinas y en la fotosíntesis, básicamente en la formación de carbohidratos, y por lo tanto necesaria para la iniciación, formación de raíces y yemas en las estacas (Hartmann y Kester, 1980; Macdonald, 1986).

Broudeau (1981), menciona que en la práctica, se cumplen las condiciones óptimas cuando las camas de enraizado están

colocados bajo una sombra que deje pasar 75% de luz (malla rasell). Para el buen éxito es necesario que el grado de fotosíntesis exceda ligeramente al grado de respiración, pues de lo contrario sobreviene la muerte de las estacas por carencia de carbohidratos.

2.11.6 Efecto de la temperatura ambiental y temperatura del sustrato

Las temperaturas del aire en excesivo elevadas tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y aumentar la pérdida de agua por las hojas (Hartmann y Kester, 1987). Un hecho indeseable para la propagación, ocurre también con el aumento de la transpiración, provocando necrosamiento (Fachinelo, 1986 citado por Torres, 2003). El aumento de la respiración en los tejidos, provoca un agotamiento de las reservas nutricionales, con bajas temperaturas reducen el proceso fotosintético (Carrera, 1977 citado por Torres, 2003). La disminución en el metabolismo de las estacas, conlleva a un mayor tiempo para el enraizamiento o, incluso aun, no proporcionando condiciones adecuadas para que ocurra, desarrollo y crecimiento radicular (Xavier, 2002 citado por Torres, 2003). Debido a que las temperaturas dependen del nivel de irradiación, el uso de sombra es una medida efectiva para prevenir un aumento en la temperatura del sustrato de enraizamiento y del aire que rodea las estacas (Leakey y Mesen, 1991 citados por Nuñez, 1997).

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie (Hartmann y Kester, 1988). Botti (1999), señala que la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 °C. En cambio, (Hartmann y Kester en 1980) restringen el rango de 21 a 27 °C. La temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15 °C (Hartmann y Kester, 1980; Botti, 1999).

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

2.11.7 Humedad relativa

En la atmósfera seca, hay un aumento en la evapotranspiración y las estacas pueden desecarse. Se precisa entonces una humedad relativa del aire alta en los comienzos del enraizado para reducir la evapotranspiración y evitar el marchitamiento de los propágulos (Díaz, 1991 citado por Nuñez, 1997). Las hojas son en extremo sensible a cualquier pérdida de agua por evaporación, pérdida que no puede ser compensada con una absorción de agua por la parte baja de la estaca aunque esta este sumergida en el agua: los vasos conductores están, en efecto, parcialmente bloqueados por los mucílagos y los productos de oxidación que se forman en la superficie de corte (Broudeau, 1981). La pérdida de agua es una de las principales causas de muerte de estacas antes de la formación de raíces, pues para que haya división celular, es necesario que las células del tejido de la estaca deban estar turgentes. Por tanto, el potencial de pérdida de agua en una estaca es muy grande, sea a través de las hojas o de las brotaciones en desarrollo, considerando que las raíces aun no están formadas. Eso se ve agravado cuando se trabajaron especies que exigen largo tiempo para formar raíces y que son utilizadas estacas con hojas y/o consistencia herbácea (Torres, 2003).

La humedad alrededor de las estacas tienen influencia en el estatus hídrico; la mayoría de los sistemas de propagación tienden a

mantener un alto grado de saturación en la atmósfera a través del uso de coberturas de polietileno o a través del suministro de agua en minúsculas gotas, o aún, a través de la combinación de ambos métodos (Torres, 2003). El efecto más inmediato que se atribuye al déficit hídrico sobre la capacidad para enraizar, es el cierre estomático. Esto afecta la ganancia de carbohidratos por medio de la fotosíntesis, al reducir la difusión de dióxido de carbono a los cloroplastos. A su vez, relaciona el cierre estomático causado por deficiencia de agua, con el aumento en el contenido del ABA (ácido abscísico), el cual ha sido considerado un inhibidor del enraizamiento (Loach, 1988 citado por Nuñez, 1997).

Es de gran importancia que las condiciones ambientales de temperatura y humedad en el sector de propagación puedan ser controladas, manteniéndolas dentro de los rangos adecuados, la humedad debe mantenerse alta; entre 70 y 80% aproximadamente para evitar la deshidratación del material vegetal (Botti, 1999). Para ello es indispensable el empleo de boquillas con riego fino o incluso un equipo que entregue niebla fina (nebulizado) cada vez que la humedad ambiental disminuya en el invernadero, de esta forma se mantiene la humedad adecuada del sustrato y se humedecen las hojas de las estacas, reduciendo a la vez la temperatura del medio y la transpiración de las estacas, la humedad relativa debe ser muy alta cercana al 100% para reducir la transpiración y asegurar el máximo turgor de las células de la hoja. (Dirr y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1988; Botti, 1999).

2.11.8 Medio de enraizamiento (Sustrato).

El factor más importante asociado con el medio de enraizamiento es la aireación (Gutiérrez, 2003). Según (Haissig, 1986 citado por Nuñez, 1997), la relación entre aire y agua en el medio de

enraizamiento juega un papel importante en el éxito de la macropropagación, al influir en la disponibilidad de oxígeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas. Una atmósfera de suelo saturada, particularmente cuando carece de oxígeno, permite mucha pudriciones; un riego deficiente, y una concentración de oxígeno en el suelo muy alta conduce a la formación de callo en la base de la estaca y, en general, el crecimiento radical lento.

Avanzato y Cherubini (1993) citados por Pereira (2003), mencionan que el tamaño de las partículas también interfiere en el enraizamiento de las estacas; trabajando con sustratos de perlitas de diferentes granulometrías obtuvieron resultados significativamente superiores con mayor granulometría. Tal hecho está asociado con la mayor capacidad de retención de agua por la perlita de granulometría fina en detrimento de la aeración. En un estudio realizado en *Cryptomeria japonica*, el número de raíces por estacas estuvo inversamente relacionado con el contenido volumétrico de agua en el medio, sugiriendo que el exceso de agua actúa como barrera para la difusión del oxígeno (Loach, 1986 citado por Nuñez, 1997).

El sustrato de propagación debe cumplir tres funciones muy importante para el éxito del proceso: sujetar las estacas, mantener la humedad y permitir el intercambio de gases (Hartmann y Kester, 1988; Botti, 1999). Por lo tanto, cualquier material o mezcla de materiales que se utilice debe permitir una buena retención de agua (sin acumularla excesivamente) y una aireación que permita un contenido de oxígeno adecuado para la respiración de los tejidos sometidos a la producción de nuevas raíces (Botti, 1999). También debe poseer un buen drenaje y estar libre de microorganismos (Peate, 1989). Además, debe contener un escaso contenido de

materia orgánica (Sandoval, 1997), con una densidad aparente baja, para facilitar su mezcla, manipulación, traslado y trasplante (James, 1986). El sustrato tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento y debe ser considerado como parte integral de cualquier sistema de propagación. Un buen sustrato combina una buena aireación con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agentes contaminantes.

Mesén (1998), menciona que estudios realizados en el CATIE, han empleado sustratos fáciles de conseguir, generalmente grava fina, arena, aserrín descompuesto y mezclas de estos materiales. La arena fina en general ha dado buenos resultados con la mayoría de las especies.

Longman (1993) citado por Mesén (1998), indica que no se debe aplicar fertilizantes al sustrato ya que la iniciación de las raíces es un proceso interno, controlado hormonalmente, que no es afectado por el nivel nutricional del sustrato; además el uso de fertilizantes puede estimular el crecimiento de algas y musgos en la superficie del medio.

Un sustrato de enraizamiento ideal, proporciona suficiente porosidad para permitir buena aireación, una alta capacidad de retención de agua y además un buen drenaje (Hartmann y Kester 1983).

La perlita agrícola es el sustrato de enraizamiento más usado, ya que posee excelentes características como capacidad de retener agua, buena aireación y esterilidad. Otros sustratos probados son turba, vermiculita o mezcla de los mismos y pueden utilizarse si cumplen de manera satisfactoria el enraizamiento (Caballero y del Río 1998).

El sustrato de enraizamiento se selecciona por sus cualidades físicas y sanitarias, corrigiendo el pH si es necesario. La perlita se utiliza ampliamente para estacas foliosas, en especial bajo niebla debido a sus buenas propiedades de drenaje, está se puede utilizar sola y también como mezcla con otros sustratos (Hartmann y Kester 1995).

Los mejores resultados obtenidos en la propagación de olivos, se presentaron utilizando solamente perlita y la mezcla entre vermiculita y perlita, como medios de enraizamiento (Caballero, 1981). Según Loach (1985), la mezcla ideal de sustratos no existe, ya que este va a estar determinado por el tipo de estaca, época del año, condiciones climáticas, características del sistema de propagación, entre otros aspectos.

2.11.9 Tratamiento de las estacas con reguladores de crecimiento

La aplicación de reguladores de crecimiento para el enraizamiento se torna necesaria cuando el balance citocinina/auxina se encuentra muy alto. Por lo tanto es necesario que haya un balance adecuado, especialmente auxinas, giberilinas y citocininas, o sea, un equilibrio entre promotores e inhibidores del proceso de iniciación radicular. La manera más común de promover ese equilibrio es a través de la aplicación exógeno de reguladores de crecimiento sintéticos, como AIA (ácido indolacético), AIB (ácido indolbutírico), o ANA (ácido naftalenacético), que pueden elevar el contenido de auxina en el tejido y proporcionar mayor porcentaje, velocidad, calidad y uniformidad de enraizamiento (Wendling, *et al.*, 2001 citados por Torres, 2004).

Con respecto a las auxinas, ha sido bien documentado el efecto que tienen las mismas en promover el desarrollo de raíces

adventicias en la base de la estaca, por medio de la capacidad de promover la iniciación de primordios radicales y de transportar carbohidratos y co-factores a la base de la estaca (Leakey *et al.*, 1982 citados por Nuñez, 1997).

La acción auxínica parece ser muy particular y se ejercería fundamentalmente en dos etapas: en la primera, el efecto es de estimulación del crecimiento, pero la duración del efecto estimulante se acorta progresivamente con el aumento de la concentración. Ello termina por provocar una inhibición que es la que caracteriza la segunda etapa. El agente responsable sería el etileno, cuya síntesis es estimulada cuando la concentración de la auxina aumenta (Sivori, 1980 citado por Mansilla, 2004).

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

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

La técnica de inmersión rápida consiste en introducir la base de la estaca en una solución concentrada de la auxina por pocos segundos e insertar inmediatamente la estaca en el medio de

propagación (Mesén, 1998). El método de tratamiento con solución concentrada tiene varias ventajas respecto a otros; elimina la necesidad de disponer de equipos para remojar las estacas y después volverlas a manejar para insertarlas en el medio de enraizamiento. Además, es muy probable que se obtengan resultados más uniformes debido a que las condiciones circundantes no influyen tanto en la absorción de la sustancia por las estacas como en los otros dos métodos (Hartmann y Kester 1988).

2.11.10 Sistemas de propagación

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

El uso de sombra en los sistemas de propagación tiende a reducir la temperatura en las hojas así como la presión de vapor dentro de estas. Con la llegada de los sistemas de propagación mediante nebulización por aspersión, el efecto del enfriamiento del vapor permitió una reducción en el uso de la sombra; además, redujo el gradiente de presión de vapor foliar al incrementar la humedad (Loach, 1977).

En muchos países tropicales, el elevado capital y los costos en el mantenimiento de los sistemas de nebulización y de otros sistemas de propagación, los hacen inapropiados excepto para proyectos a gran escala comercial, es por ello que surgió la idea de crear un sistema más simple y económico capaz de funcionar en condiciones de ausencia de electricidad y de agua de cañería, el

cual es el propagador de polietileno (Leakey, 1990). También llamado el propagador de subirrigación (Mesén, 1998). La efectividad del propagador de subirrigación parece radicar en su capacidad de minimizar el estrés hídrico, protegiendo las estacas de las fuertes variaciones ambientales externas, capaz de mantener humedades relativas arriba del 90%, al igual que lo hace el propagador de nebulización por aspersión (Newton y Jones, 1993). Bajo condiciones tropicales, el propagador de subirrigación también mantiene las temperaturas del aire y del sustrato dentro de los rangos normales para el enraizamiento de especies forestales (20-25 °C y 18-30 °C, respectivamente) (Mesén *et al.*, 1992).

2.11.11 Granulometría de los sustratos

La clasificación granulométrica según Kopecky viene es una de las más extensas y se presenta en el siguiente cuadro:

Cuadro 1. Clasificación granulométrica del suelo.

MATERIAL	CARACTERISTICAS	TAMAÑO
Piedra	-----	mayor de 70 mm
Grava	Gruesa	30 a 70
	Media	5 a 30
	Fina	2 a 5
Arena	Gruesa	1 a 2
	Media	0,2 a 1
	Fina	0,1 a 0,2
Polvo	Grueso	0,05 a 0,1
	Fino	0,02 a 0,05
Limo	Grueso	0,006 a 0,05
	Fino	0,002 a 0,006
Arcilla	Gruesa	0,0006 a 0,002
	Fina	0,0002 a 0,0006
Ultra-Arcilla	-----	0,00002 a 0,0002

Fuente: Juárez y Rodríguez, 2005.

2.11.12 Características principales del sustrato perlita agrícola

✓ Información sobre el principal componente del producto:

- Forma : Granos irregulares
- Color : Blanco
- Peso específico : Aprox. : 2.2g/cm³
- Densidad a granel : 90 kg/m³ – 20 % Vol.

✓ Composición química

SiO₂ 74 - 78 %
Al₂O₃ 11 - 13 %
Na₂O 3 - 4 %
K₂O 2 - 4 %
CaO 1 - 1,5 %
MgO 0 - 0,5 %
Fe₂O₃ 1 - 1,5 %
H₂O combinada < 2 %

✓ Granulometría

> 4 mm	2-15 %
3,0 - 4,0 mm	10-30 %
1,0 - 3,0 mm	40-70 % (principalmente)
< 1,0 mm	10-30 %

Pérdida en la ignición	< 2 %
Equilibrio higroscópico de humedad	< 1.5 %
Valor – Ph	Aprox. 7
Volumen total de poros	95 % Vol.
Absorción de agua	min. 26% vol.
Capacidad de aire	71 % vol

Fuente: Maruplast Internacional EIRL (2007)

2.12 Definición de términos básicos

- **Auxina.-** Cualquiera de las hormonas o sustancias activadoras de crecimiento del tallo, raíz, la inhibición de yemas laterales, abscisión de hojas y frutos, desarrollo de frutos y la activación de las células del cambiúm entre otros procesos (Hartmann y Kester, 1998).
- **Asexual.** Modalidad de reproducción en la que no tiene lugar la unión de dos células (fecundación) para formar un cigoto con el doble de dotación cromosómica.
- **Células parenquimáticas.-** Células fundamentales de la planta, sus principales ocupaciones son la fotosíntesis y el almacenamiento de sustancias de reserva.
- **Caulinar.-** Concerniente o relativo al tallo. Celda, Cavidad, lóculo. Celulosa. Polisacárido que forma la membrana de las células vegetales y que constituye la principal materia estructural de los vegetales.
- **Clon.-** El conjunto de ramets genéticamente idénticos, es decir que se originaron de un mismo ortet. Es una colección de células u organismos genéticamente que se han obtenido de forma asexual de un antepasado común; todos los miembros de un clon tienen una composición genética idéntica.
- **Fenotipo,** es la manifestación física de un rasgo genético, resultante de un genotipo específico por su interacción con el ambiente en el cual se desarrolla.
- **Estaca,** es todo fragmento del árbol que, enterrado parcialmente es capaz de producir una planta perfectamente igual a aquella de cual procede.

- **Estaquilla**, Estaca suculenta, con hojas o parte de ellas, originada de rebrotes fisiológicamente juveniles, que dará origen a un árbol de crecimiento normal.
- **Ortotropismo**, es la calidad de crecer en forma vertical.
- **Triptófano**.- Aminoácido que interviene en distintos procesos metabólicos en la secuencia de las proteínas y en la producción de las auxinas, hormonas del crecimiento de las plantas superiores.
- **Turgencia**.- Es el fenómeno por el cual las células al absorber agua, se hinchan, ejerciendo presión contra las membranas celulares, las cuales se ponen tensas. De esto depende que una planta este marchita o firme.
- **Propágulos**.- Órgano o porción de órgano de un ser pluricelular que sirve para la reproducción asexual de dicho ser.
- **Meristemas**.- Tejido vegetal formado por células embrionarias, que se localizan en las partes de crecimiento de las plantas.
- **Tropófisis**.- Alteración del desarrollo normal en un individuo propagado vegetativamente.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación del área experimental

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en el vivero forestal de la Estación Experimental del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) con sede en Ucayali, ubicado en el km 12,400 Carretera Federico Basadre, en el distrito de Yarinacocha, Provincia de Coronel Portillo, Departamento de Ucayali.

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

3.2 Materiales y equipos

En la instalación del experimento se usaron los siguientes materiales y equipos: tijera de podar, envase de tecnopor (para transporte de material vegetativo), malla rashell (sombra), cámara de subirrigación, plumón indeleble, regla de 30 cm, atomizador (aspersión de agua), ventilador, alcohol 96°, cupravit, bandeja (10 L) hormona AIB (2 g), sustratos (arena fina, arena gruesa y gravilla fina), placa de identificación, cinta adhesiva, lápiz, termohigrómetro, luxímetro y cámara digital. Las estacas juveniles proceden de rebrotes producidos en el huerto yemero¹.

¹ El huerto yemero o jardín de multiplicación tiene como propósito proveer *rebrotes* o brotes juveniles de forma sostenible en la calidad y cantidad necesaria para iniciar el proceso de propagación vegetativa mediante estacas juveniles (estaquillas). En el huerto cada planta esta distanciada a 20 x 40 cm, y luego de 30 días de su instalación son cortados a 25 cm desde la base (altura del tocón); posteriormente, se maneja como un seto vivo, requiriendo normalmente de riegos interdiarios, abonamiento luego de cada cosecha, fertilización foliar semanal, así como control de maleza y “deschuponeo” de brotes inferiores. Finalmente, los brotes juveniles que emergen de cada tocón son cosechados, según la especie, cada 4 a 8 semanas, se estima por un periodo de vida de cinco años; es conveniente que el huerto yemero se ubique cerca de la zona donde se realizará la propagación (Soudre 2010).

3.3 Población y muestra

La población total del experimento está conformado por 888 estacas que se obtuvieron de los brotes juveniles de Marupa, del huerto yemero. La muestra para el primer ensayo consistió en 360 estacas juveniles, para el segundo ensayo se requirió 288 estacas juveniles y para el tercer ensayo se utilizó 240 estacas juveniles.

3.4 Ejecución del experimento

3.4.1 Instalación y manejo del huerto yemero

El huerto yemero se estableció con el fin de proporcionar de forma sostenible rebrotes o brotes juveniles de diferentes especies forestales, en la cantidad suficiente y de la mejor calidad, este huerto está constituido por 10 camas de brotamiento, con entre calles o caminos. Cada cama de brotes presenta dimensiones de 1 x 10 m, en los que se trasplantaron plantones de 1 año con un distanciamiento de 0.20 x 0.40 m; el suelo está debidamente encalado y fertilizado, a cada planta se le aplicó 30 g de la mezcla de ceniza y cal en proporción 1:1, para corregir el pH del suelo, luego se mezcló en el sustrato con 2 Kg de gallinaza madura por hoyo.

El manejo consistió en riegos diarios, para mantener el suelo húmedo; control manual de malezas; fertilización y abonamiento de cada cama después de cada cosecha aplicando 6 gr de N-P-K por planta y aplicación semanal de fertilizante foliar de Bayfolan al 2% (200 ml de Bayfolan + 15 ml Aderal en mochila de 15 L de agua).

El huerto yemero del IIAP - Ucayali cuenta con las siguientes especies: Caoba, Cedro, Tahuari amarillo, Pumaquiro, Shihuahuaco, Ishpingo, Teca, Bolaina blanca, Palo rosa y Marupa.

3.4.2 Construcción y preparación de la cámara de subirrigación.

La cámara de subirrigación está construida con madera predimensionada de quinilla, de comprobada resistencia y durabilidad a la alta humedad, las dimensiones de la cámara son longitud 2.5 m, ancho 1.0 m, altura 0.7 m de la parte anterior y 1.0 m de la parte posterior; luego fue forrada herméticamente con mica transparente de polietileno, la cual evita la pérdida de humedad y facilita la entrada de luz hacia las estacas juveniles, esta cámara sigue el diseño de Leakey y Mesen (1991), para la preparación dentro de la cámara se colocó una primera capa (20 cm altura) de piedras grandes (6 -10 cm) y luego piedras pequeñas (3 - 6 cm) debidamente lavadas y desinfectadas, finalmente se añadió los sustratos para el enraizamiento (arena fina, arena gruesa y gravilla fina), se vertió aproximadamente 80 L de agua por medio de un tubo de 20 cm de largo y 4" de diámetro colocado verticalmente en la arista anterior derecha de la cámara, esto sirvió para observar el nivel de agua al interior del lecho de piedra, evidenciando así, la continuidad del efecto de capilaridad en los sustratos.

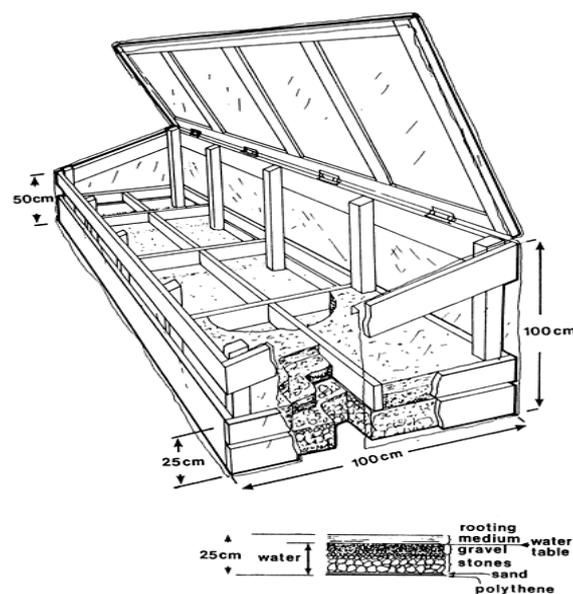


Figura 1. Diseño de la cámara de sub-irrigación (Tomado de Leakey, 1990)

3.4.3 Preparación de los sustratos

Los sustratos tienen un efecto importante en el enraizamiento de estacas juveniles y son considerados parte esencial del sistema de propagación, los sustratos se obtuvieron por clasificación granulométrica usando tamices de diferentes medidas para tal fin, se uso el tamiz N° 12 para obtener gravilla fina de granulometría de 2 - 3 mm, el tamiz N° 20 para obtener arena gruesa de granulometría de 1 - 2 mm, el tamiz N° 40 para obtener arena fina de granulometría de 0.1 - 0.2 mm, y el sustrato perlita agrícola que viene listo para su utilización. Los sustratos fueron lavados y desinfectados con agua caliente antes de ser puestos en la cámara de subirrigación evitando la proliferación de microorganismos durante el experimento.

3.5 Procedimiento para la instalación del primer ensayo

3.5.1 Cosecha de los brotes de Marupa

La cosecha de los brotes de Marupa se inicia en el huerto yemero a muy tempranas horas de la mañana (5:00 – 9:00 am), evitando las horas más calurosas y posible estrés fisiológico que puedan sufrir desde el momento de la corta hasta su instalación en la cámara de subirrigación, luego son transportados en cajas de tecnopor a la zona de instalación. Los brotes pasan por un control de calidad, eliminando las menos vigorosas, atacados por insectos y los de hojas marchitas.

3.5.2 Descripción de los factores y tratamientos empleados

a) Factores y niveles en estudio.

Sustrato (A): A 1: Arena fina
 A 2: Arena gruesa
 A 3: Gravilla fina

Dosis de AIB (B): B₁: 0 ppm
 B₂: 1000 ppm
 B₃: 3000 ppm
 B₄: 5000 ppm
 B₅: 8000 ppm

b) Tratamientos en estudio.

Cuadro 2. Descripción de los tratamientos del primer ensayo

Nº	Código	Tratamientos	Descripción
01	T ₁	A ₁ B ₁	Arena fina con 0 ppm de AIB
02	T ₂	A ₁ B ₂	Arena fina con 1000 ppm de AIB
03	T ₃	A ₁ B ₃	Arena fina con 3000 ppm de AIB
04	T ₄	A ₁ B ₄	Arena fina con 5000 ppm de AIB
05	T ₅	A ₁ B ₅	Arena fina con 8000 ppm de AIB
06	T ₆	A ₂ B ₁	Arena gruesa con 0 ppm de AIB
07	T ₇	A ₂ B ₂	Arena gruesa con 1000 ppm de AIB
08	T ₈	A ₂ B ₃	Arena gruesa con 3000 ppm de AIB
09	T ₉	A ₂ B ₄	Arena gruesa con 5000 ppm de AIB
10	T ₁₀	A ₂ B ₅	Arena gruesa con 8000 ppm de AIB
11	T ₁₁	A ₃ B ₁	Gravilla fina con 0 ppm de AIB
12	T ₁₂	A ₃ B ₂	Gravilla fina con 1000 ppm de AIB
13	T ₁₃	A ₃ B ₃	Gravilla fina con 3000 ppm de AIB
14	T ₁₄	A ₃ B ₄	Gravilla fina con 5000 ppm de AIB
15	T ₁₅	A ₃ B ₅	Gravilla fina con 8000 ppm de AIB

3.5.3. Diseño experimental del primer ensayo.

En el primer ensayo se aplicó un diseño estadístico de bloques con parcelas divididas en un arreglo factorial de 3 x 5, utilizando tres sustratos y cinco concentraciones de hormona AIB, requiriendo un total de 360 estacas juveniles.

3.5.4. Modelo aditivo lineal

$$Y_{ijk} = \mu + S_i + E_{ij} + D_k + (SD)_{ik} + E_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} = observación individual obtenida en el i-ésimo, la j-ésima repetición y k-ésima dosis de AIB.

μ = promedio general

i = sustrato

j = bloques

k = dosis

S_i = efecto del nivel i del factor A (sustrato)

E_{ij} = variación al azar de la parcela principal (error A)

D_k = efecto del nivel K del factor B (dosis)

$(SD)_{ik}$ = interacción entre el factor A (sustrato) y el factor B (dosis)

E_{ijk} = variación al azar entre las subparcelas (error B)

Para:

i = 1,2,3, niveles del factor A

j = 1,2,3, Bloques

k = 1,2,3,4,5 dosis B

3.5.5 Análisis de varianza

El análisis de varianza está conformado por las siguientes fuentes de variabilidad, bloques, tratamientos, dos factores en prueba: A) Sustratos y B) dosis hormonal, las interacciones entre ambos factores (A*B) y el error experimental, como se muestra en el (Cuadro 3).

Cuadro 3. Descripción del análisis de varianza en el primer ensayo.

Fuente de variabilidad	Grados de libertad
Bloques	2
Factor A (sustratos)	2
Factor B (dosis)	4
Factor AB	8
Error	24
TOTAL	44

3.5.6 Preparación de las estacas juveniles

Para la preparación de las estacas, se contó con un área amplia, acondicionada, bajo sombra y cercana a la cámara de subirrigación. Las estacas juveniles fueron obtenidas a partir de los brotes juveniles de tocones de Marupa, se cortó justo arriba de cada nudo para obtener la longitud neta de la estaca. Las estacas juveniles fueron acondicionadas en longitudes de 4 y 6 cm y área foliar de 60 cm, luego estas fueron puestas en bandejas codificadas con solución fúngica de 0.3% (30g cupravit /10L de agua) por un tiempo de 15 minutos, y finalmente colocados en malla para su oreado por un tiempo de 10 minutos, quedando así listas para la aplicación hormonal.

3.5.7 Aplicación de la hormona AIB

Se probó cinco dosis de ácido indol-3-butírico (0, 1000, 3000, 5000 y 8000 ppm), estas dosis se aplicaron en la base de cada estaca juvenil, la forma de aplicación fue por inmersión rápida que consistió en introducir la base de la estaca en una solución concentrada de ácido indol-3-butírico por cinco segundos, luego las estacas pasaron por un sistema de ventilación por 15 a 30 segundos, hasta que el alcohol se volatilice y pueda adherirse solamente la hormona,

finalmente se realizó la instalación en los sustratos previamente incluidos en la cámara de propagación.

Se utilizó la hormona AIB por ser una auxina sintética que en la mayoría de los casos ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso como sustancia promotora del enraizamiento. Tiene las ventajas que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradada fácilmente por la luz o microorganismo y al ser insolubles en agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación (Mesen, 1998).

3.5.8 Instalación de las estacas juveniles dentro de la cámara

Siguió una distribución, según el croquis experimental propuesto (anexo 2). La instalación se realizó con mucho cuidado, previamente se hicieron hoyos de 2.5 cm de profundidad, colocando las estacas con poca presión dentro del sustrato para no dañar los tejidos de la base y luego se presionó levemente con el propio sustrato.

3.5.9 Manejo durante el periodo de propagación

Al término de la instalación de estacas de Marupa en la cámara de subirrigación se colocó termohigrómetros para las mediciones ambientales dentro y fuera de la cámara. Esta cámara crea un ambiente interno de alta humedad que favorece al enraizamiento, de manera que no se requiere de cuidados adicionales. En días muy calurosos se asperjó las hojas de las estacas juveniles, favoreciendo un incremento de la humedad relativa en el interior de la cámara, esto ayuda a mantener en estado de turgencia a las estacas y favorecer el proceso de enraizamiento. Se realizó inspección diaria, para corregir posibles problemas patológicos que pudieran presentarse y se eliminaron hojas caídas y estacas con síntomas de necrosis que podrían haber sido foco de infección.

3.5.10 Valores promedios de las variables bioclimáticas.

En el Cuadro 4, se observa que la temperatura y humedad relativa promedio en el interior de la cámara de subirrigación, alcanzaron sus valores más altos al medio día (30.9 °C) y por la mañana (77.7%), resultando los valores más bajos en la mañana (27.9 °C) y al medio día (70.5 %), entre una intensidad lumínica promedio de 3698.4 luxes de valor más alto al medio día y 1872.8 luxes como valor más bajo en la mañana. Por lo tanto, se comprobó que el comportamiento de la temperatura (creciente de mañana a medio día y decreciente de medio día a tarde), demuestra la existencia de una relación positiva significativa con la intensidad lumínica, por mostrar ambos un comportamiento similar durante el día. Otro factor importante es la humedad relativa que decrece a medida que avanzan las horas hasta medio día y luego va disminuyendo mínimamente al caer la tarde, demostrando la existencia de una relación negativa con la intensidad lumínica durante el día.

El valor promedio de temperatura (29.7 °C) obtenido de las evaluaciones bioclimáticas fue favorable para el proceso de propagación de estacas juveniles de Marupa. Esto es confirmado por Botti, (1999) quien menciona que la temperatura no debe sobrepasar los 30 °C y debe oscilar entre 27 y 29 °C. Una humedad relativa promedio de 73.7 % logrado dentro de la cámara de subirrigación mantuvo la hidratación del material vegetativo y evitar la marchites por efecto de transpiración. Esto es corroborado por Botti, (1999) quien menciona que los rangos adecuados de humedad relativa debe mantenerse entre 70 y 80 %, aproximadamente. Por lo tanto, las estacas juveniles de Marupa estuvieron bajo condiciones de temperatura, humedad y luminosidad adecuadas para favorecer el éxito del experimento.

Cuadro 4. Valores promedios de temperatura, humedad relativa e intensidad lumínica del primer ensayo, al interior de la cámara de subirrigación, después de 55 días.

VARIABLES BIOCLIMÁTICAS	TEMPERATURA MEDIA INTERIOR CÁMARA (°C)	HUMEDAD RELATIVA MEDIA INTERIOR CÁMARA (%)	INTENSIDAD LUMÍNICA (Luxes)
Mañana (8:00 am)	27.9	77.7	1872.8
Medio día (12:00 m)	30.9	70.5	3698.4
Tarde (3:00 pm)	30.3	72.9	1887.2
Promedio	29.7	73.7	2486.1

En la figura 2, la temperatura ambiente tuvo un promedio de 35.7 °C, variando entre 28.7 – 46 °C; la temperatura promedio al exterior de la cámara fue 30.9 °C, variando entre 35.2 – 26 °C. Esta disminución de temperatura 4.8 °C en el exterior del propagador se debe a la protección con malla rashell donde permite que las radiaciones solares no incidan plenamente en la cámara de propagación.

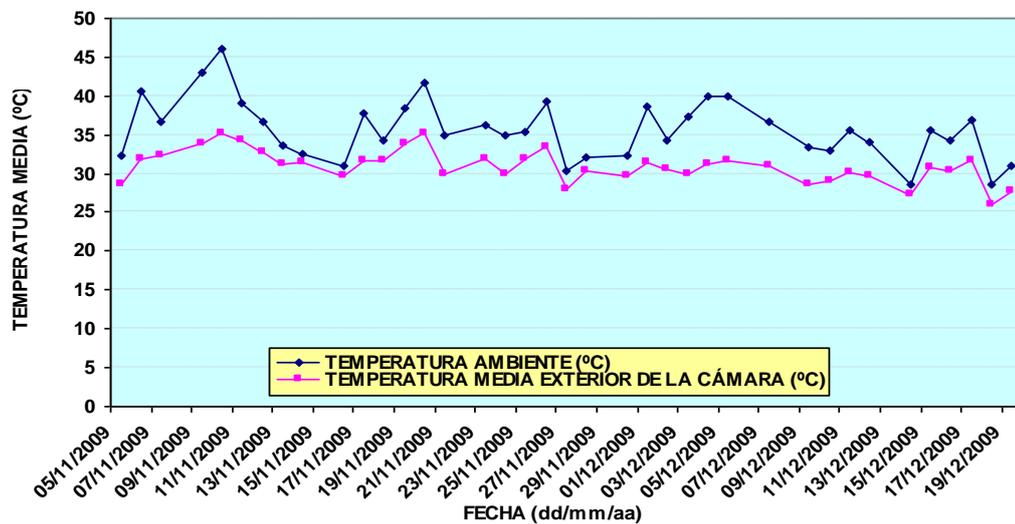


Figura 2. Registro de la temperatura ambiente, temperatura media exterior de la cámara de subirrigación, durante 55 días en cámara de subirrigación.

En la figura 3, se muestra las variaciones de la humedad relativa tanto en el exterior como en el interior del propagador de

subirrigación, se tiene una humedad relativa media exterior de 68.9% y una humedad relativa media interior de 73.7%. Esto indica que la humedad en el interior de la cámara siempre fue mayor a la humedad relativa exterior. El comportamiento de la humedad relativa media hasta la fecha 27/11/09 presenta variaciones amplias, luego se aprecia una pequeña estabilidad, en la cual se mantiene constante la humedad relativa debido al manejo de regulación que se dio y en promedio fue superior al 70 %, lo cual es favorable según (Dirr y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1988; Botti, 1999).

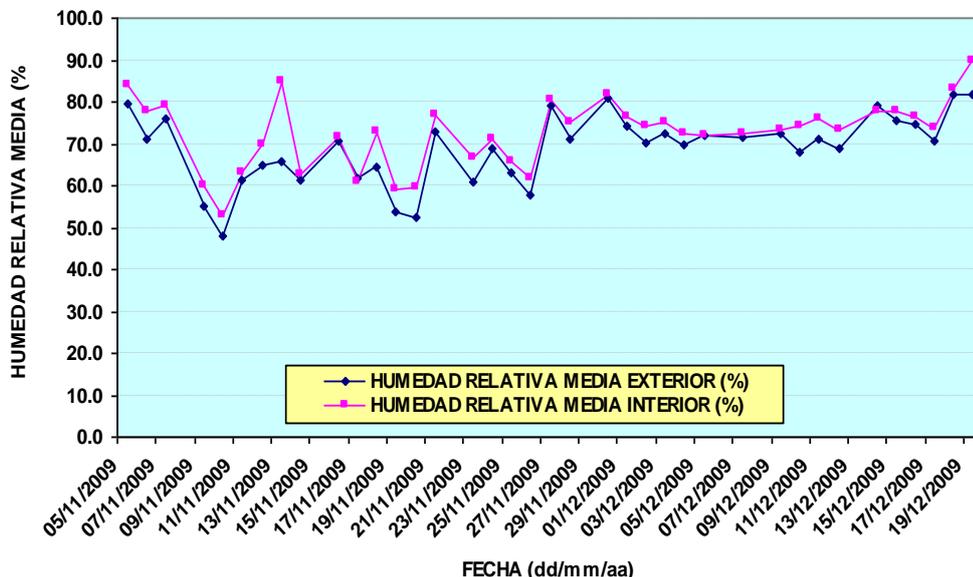


Figura 3. Registro de la humedad relativa media tanto exterior como interior de la cámara de subirrigación, durante 55 días en cámara de subirrigación.

En la figura 4, se tiene las variaciones de temperatura de los tres sustratos, los valores más altos registrados durante la duración del ensayo fueron para los sustratos arena fina y gravilla fina (30.7 °C) y los valores mas bajos lo obtuvieron los tres sustratos (26.5 °C). El promedio de temperatura para el sustrato arena fina y arena gruesa fue de 28.7°C, gravilla fina alcanzó un valor similar 28.9 °C. El control de la temperatura en el sustrato es muy importante, mantener un

promedio menor de 29 °C es necesario para evitar la pudrición en la base de las estacas juveniles de Marupa por saturación de agua.

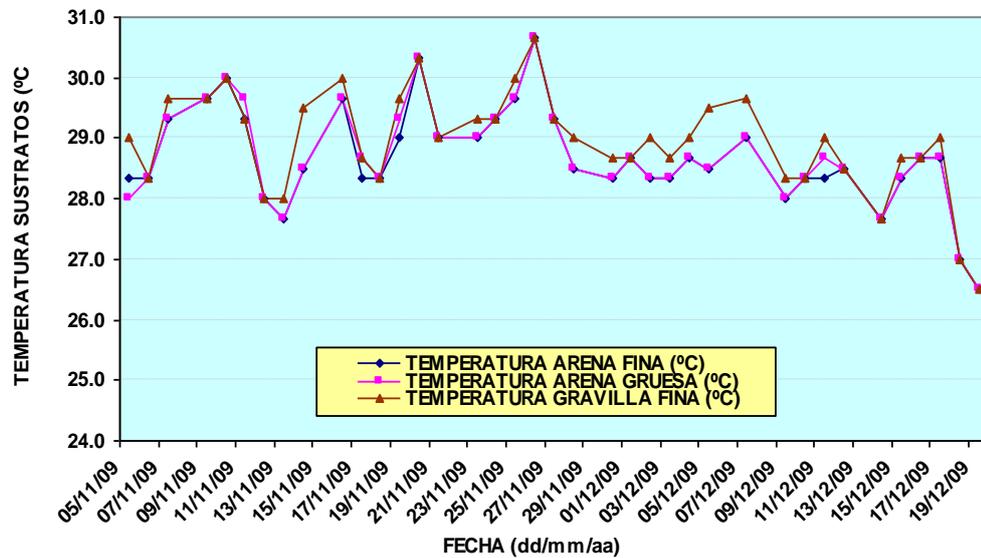


Figura 4. Registro de la temperatura de los sustratos de la cámara de subirrigación, durante 55 días en cámara de subirrigación.

Por otro lado, en la figura 5, se muestra el promedio de la intensidad lumínica durante los tres horarios del día, donde la mayor intensidad incide principalmente al medio día (12:00 m) con 3698.4 luxes, los periodos mas bajos de luminosidad solar fueron registrados en horas de la mañana (8:00 am) y horas de la tarde (3.00 pm) donde los promedios obtenidos fueron similares 1872.8 y 1887 luxes, respectivamente. La intensidad lumínica es un factor muy importante para el éxito de la propagación vegetativa de Marupa, lo cual favoreció en la sobrevivencia de las estacas garantizando su enraizamiento. Esto lo afirma Hartmann y Kester, (1988), quienes mencionan que las estacas con radiación lumínica muy bajas limitan la producción de carbohidratos y el suministro de auxinas, y radiaciones muy elevadas podrían causar demasiada concentración de carbohidratos y por ende muerte del material vegetal. En consecuencia, los datos obtenidos de luminosidad para la propagación de estacas de Marupa estuvieron dentro de un rango favorable.

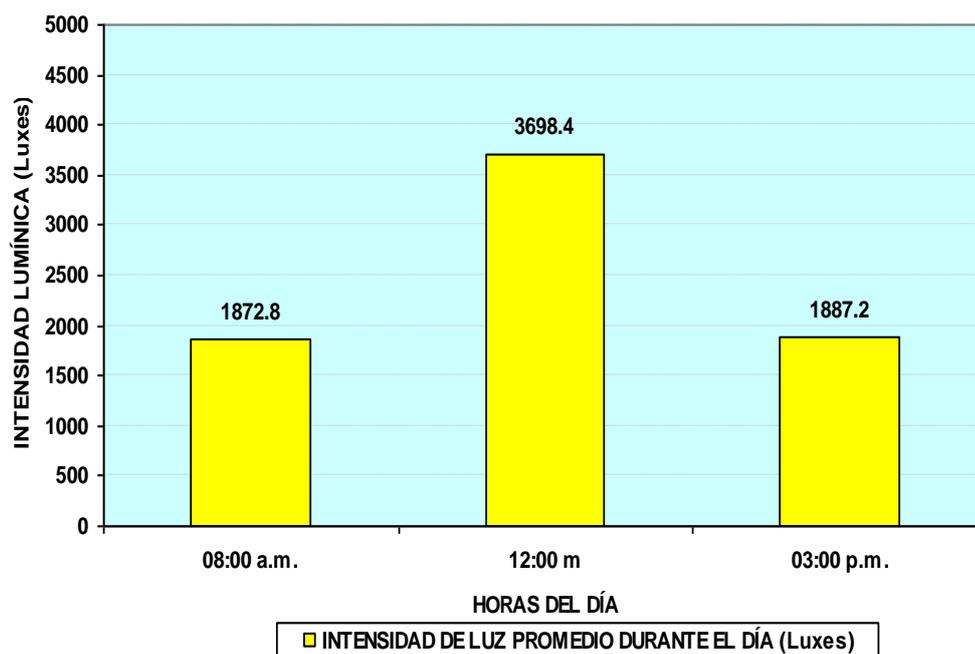


Figura 5. Registro de intensidad de luz promedio al interior de la cámara de subirrigación, durante 55 días.

3.6 Procedimiento para la instalación del segundo ensayo

Para la instalación del segundo ensayo se mantuvo la misma metodología del primer ensayo, respecto a la cosecha de los brotes juveniles de Marupa.

3.6.1. Descripción de los factores y tratamientos en estudio.

a) Factores y niveles en estudio

Área foliar (A) = A 1: 20 cm²

A 2: 60 cm²

Longitud de estaca (B) = B 1: 4 cm

B 2: 6 cm

Tipo de estaca (C) = C1: Apical

C2: Media

C3: Basal

b) Tratamientos en estudio

Cuadro 5. Descripción de los tratamientos del segundo ensayo

Nº	Código	Tratamiento	Descripción
01	T ₁	A ₁ B ₁ C ₁	20cm ² , 4 cm, apical
02	T ₂	A ₁ B ₁ C ₂	20cm ² , 4 cm, media
03	T ₃	A ₁ B ₁ C ₃	20cm ² , 4 cm, basal
04	T ₄	A ₁ B ₂ C ₁	20cm ² , 6 cm, apical
05	T ₅	A ₁ B ₂ C ₂	20cm ² , 6 cm, media
06	T ₆	A ₁ B ₂ C ₃	20cm ² , 6 cm, basal
07	T ₇	A ₂ B ₁ C ₁	60 cm ² , 4 cm, apical
08	T ₈	A ₂ B ₁ C ₂	60 cm ² , 4 cm, media
09	T ₉	A ₂ B ₁ C ₃	60 cm ² , 4 cm, basal
10	T ₁₀	A ₂ B ₂ C ₁	60 cm ² , 6 cm, apical
11	T ₁₁	A ₂ B ₂ C ₂	60 cm ² , 6 cm, media
12	T ₁₂	A ₂ B ₂ C ₃	60 cm ² , 6 cm, basal

3.6.2. Diseño experimental del segundo ensayo.

Se aplicó un diseño de bloques completos al azar con arreglo factorial 2x2x3, utilizando la concentración de AIB y el sustrato que dio los mejores resultados en el primer ensayo; adicionalmente para el segundo ensayo se probaron dos longitudes de estaca (4 y 6 cm), con dos áreas foliares (20 y 60cm²) y tres tipos de estacas (apical, media y basal) en doce tratamientos con tres repeticiones y ocho estacas por unidad experimental, requiriéndose un total de 288 estacas individuales para el segundo ensayo.

3.6.3. Modelo aditivo lineal

$$Y_{ij} = \mu + T_i (a_j + b_k + c_l + a_j b_k + a_j c_l + b_k c_k + a_j b_k c_l) + \epsilon_{ij}$$

Donde:

μ = promedio general

T_i = efecto del i-ésimo tratamiento

a_j = efecto del j-ésimo factor en estudio

b_k = efecto del k-ésimo factor en estudio

c_l = efecto del l-ésimo factor en estudio

$a_j b_k$ = efecto de la interacción del factor AxB

$a_j c_l$ = efecto de la interacción del factor AxC

$b_k c_l$ = efecto de la interacción del factor BxC

$a_j b_k c_l$ = efecto de la interacción del factor AxBxC

ϵ_{ij} = error experimental

3.6.4 Análisis de varianza

El análisis de varianza está conformado por las siguientes fuentes de variabilidad como son: repeticiones, tratamientos, tres factores en prueba: A) área foliar B) Longitud de estaca C) tipo de estaca; las interacciones producidas y el error experimental, como se muestra en el (Cuadro 6).

Cuadro 6. Descripción del análisis de varianza en el segundo ensayo

Fuente de variabilidad	Grados de libertad
Repeticiones	2
Factor A (área foliar)	1
Factor B (longitud de estaca)	1
Factor C (tipo de estaca)	2
Interacción AB	1
Interacción AC	2
Interacción CB	2
error	22
TOTAL	35

3.6.5 Preparación de las estacas juveniles y aplicación hormonal

Para la obtención de los tipos de estacas se consideró los tres tercios de cada brote, seleccionando los tipos de estacas tanto desde la base hasta el ápice, con la dimensión de la longitud neta entre nudo y nudo de cada estaquilla y finalmente el recorte del número de foliolos equivalente al área foliar requerida. Se aplicó 8000 ppm de AIB por cinco segundos, como la mejor dosis hormonal resultante del primer ensayo, luego pasó por un sistema de ventilación por 20 a 30 segundos, para seguidamente ser instalados en la cámara de subirrigación.

3.6.6 Establecimiento y manejo de las estacas juveniles dentro de la cámara

Para el establecimiento de las estacas en el sustrato gravilla fina, como el mejor sustrato del primer ensayo, se instaló en hoyos de 2.5 cm de profundidad, al término de la instalación también se instalaron los equipos de medición meteorológica y se dio el manejo correspondiente durante el periodo de evaluación, similar al primer ensayo.

3.7 Procedimiento para la instalación del tercer ensayo

En la instalación de este tercer ensayo, se aplicó los mismos procedimientos establecidos en los ensayos anteriores.

3.7.1. Descripción de los factores y tratamientos en estudio.

a) Factores y niveles en estudio

Sustratos (A) = A₁: Arena gruesa

A₂: Perlita agrícola

Tipo de estaca (B) = B1: Apical
B2: Media

b) Tratamiento en estudio

Cuadro 7. Descripción de los tratamientos del tercer ensayo

Nº	Código	Tratamiento	Descripción
01	T ₁	A ₁ B ₁	Arena gruesa, y estaca apical
02	T ₂	A ₁ B ₂	Arena gruesa, y estaca media
03	T ₃	A ₂ B ₁	Perlita, y estaca apical
04	T ₄	A ₂ B ₂	Perlita, y estaca media

3.7.2. Diseño experimental del tercer ensayo.

Se aplicó un diseño de bloques completos al azar con parcelas divididas, se utilizó la mejor concentración de AIB (8000 ppm) y los factores morfológicos que obtuvieron los mejores resultados en el segundo ensayo, como las estacas juveniles (apicales y medias), la longitud de estaca (6 cm), la mejor área foliar (60cm²). Se empleó sustratos con características similares al de la gravilla fina (arena gruesa y perlita), en cuatro tratamientos con cinco repeticiones y 12 estacas juveniles por unidad experimental, requiriéndose un total de 240 estacas individuales para el tercer ensayo.

3.7.3. Modelo aditivo lineal

$$Y_{ijk} = \mu + S_i + C_{ij} + D_k (SD)_{ik} + \epsilon_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} = observación individual obtenida en el i-ésimo, la j-ésima repetición y k-ésima dosis de AIB.

μ = promedio general

i = sustrato

j = bloques

k = tipo

S_i = efecto del nivel i del factor A (sustrato)

ϵ_{ij} = variación al azar de la parcela principal (error A)

D_k = efecto del nivel K del factor B (tipo)

$(SD)_{ik}$ = interacción entre el factor A (sustrato) y el factor B (tipo)

ϵ_{ijk} = variación al azar entre las subparcelas (error B)

Para:

$i = 1,2$ niveles del factor A

$j = 1,2$ bloques

$k = 1,2$ tipo B

3.7.4 Análisis de varianza

El análisis de varianza está conformado por las siguientes fuentes de variabilidad como son: repeticiones, tratamientos y dos factores en prueba: A) Tipo de sustrato B) tipo de estaca; las interacciones producidas y el error experimental, como se muestra en el (Cuadro 8), donde la parcela grande son los sustratos y las parcelas pequeñas el tipo de estaca.

Cuadro 8. Descripción del análisis de varianza en el tercer ensayo

Fuente de variabilidad	Grados de libertad
Repeticiones	4
Factor A (tipo de sustrato)	1
Factor B (tipo de estaca)	1
Interacción AB	1
error	4
TOTAL	11

3.8 Instalación de equipos para evaluaciones meteorológicas

Se realizaron mediciones meteorológicas durante el periodo de experimentación de los tres ensayos. En el interior de la cámara de subirrigación se colocaron los siguientes equipos digitales de medición ambiental: termo-higrómetros (control de temperatura media y humedad relativa), un termómetro de mercurio (control de la temperatura del sustrato); también se registraron datos climáticos fuera de la cámara. Todas las evaluaciones se realizaron durante el período total de duración de los ensayos, y en tres momentos del día; 8:00 am, 12:00 m y 3:00 pm.

3.9 Valores promedios de las variables bioclimáticas.

En el Cuadro 7, se observa que la temperatura ambiental registro su valor mas bajo durante la mañana (8:00 am) de 27.6 °C, al medio día (12:00 m) la temperatura llegó hasta 31.7 °C y en la tarde (3:00 pm) alcanzó el valor mas alto de 32.4 °C. El promedio de temperatura en el interior de la cámara a las 8:00 am es de 24.7 °C, al medio día fue de 28.2 y en la tarde llegó hasta 28.5. El mayor valor de humedad relativa promedio en el interior de la cámara de subirrigación fue obtenida en horas de la mañana 82.1%, seguido de valores similares que se obtuvieron desde el medio día hasta la tarde 76.0 y 77.2 %, respectivamente.

Los valores bioclimáticos promedios obtenidos en el segundo ensayo 2 fueron similares a los obtenido en el primer ensayo, es decir, que estos

valores están dentro de los estándares de propagación por estacas (Botti, 1999).

Cuadro 9. Valores promedios de temperatura, humedad relativa del segundo ensayo, al interior de la cámara de subirrigación, durante de 48 días.

VARIABLES BIOCLIMÁTICAS	TEMPERATURA AMBIENTAL (°C)	TEMPERATURA MEDIA INTERIOR CÁMARA (°C)	HUMEDAD RELATIVA MEDIA INTERIOR CÁMARA (%)
Mañana (8:00 am)	27.6	24.7	82.1
Medio día(12:00 m)	31.7	28.2	76.0
Tarde (3:00 pm)	32.4	28.5	77.2
Promedio	30.5	27.1	78.4

En la figura 6, se observa que tanto la temperatura ambiental como la temperatura al interior de la cámara tienen una tendencia creciente según incremento de las horas del día, es decir, que en horas de la mañana la temperatura es relativamente baja y en horas de la tarde al aumentar la radiación solar hace que también la temperatura muestra valores elevados. La humedad relativa a inicios de la mañana obtuvo valores promedios mas altos 82.1% y progresivamente fue descendiendo y manteniéndose casi constante por efecto de las temperaturas elevadas.

Estas variaciones de temperaturas y humedad relativa se deben principalmente al estado del tiempo que se suscita diariamente en la zona de Pucallpa según época del año. Por lo tanto, estas condiciones son favorables para la propagación de las estacas de Marupa.

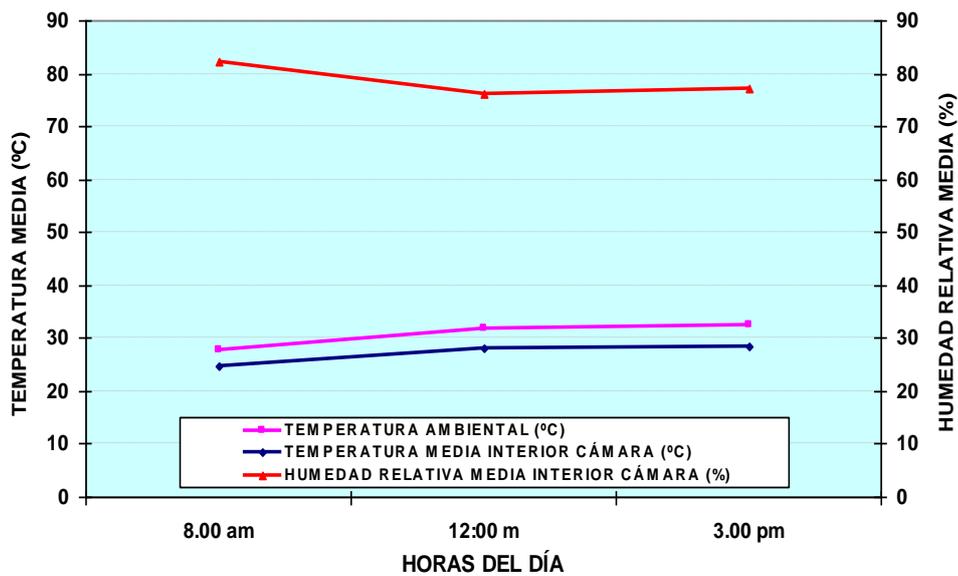


Figura 6. Registro de la temperatura ambiente, temperatura media y humedad relativa media al interior de la cámara de propagación en tres horarios diferentes del día, durante 48 días.

En la figura 7, se aprecia las variaciones de la temperatura para el sustrato gravilla fina, el valor más alto registrado alcanzó 30.7 °C y el valor mínimo fue de 24 °C, la temperatura promedio es de 27.1 °C, estos datos obtenidos son favorables para investigaciones en propagación vegetativa. Esta variabilidad de la temperatura podría haberse dado porque el sustrato gravilla fina pierde rápidamente su humedad, no manteniéndola constante. En consecuencia, habría influenciado en el bajo porcentaje de arraigamiento de las estacas juveniles de Marupa.

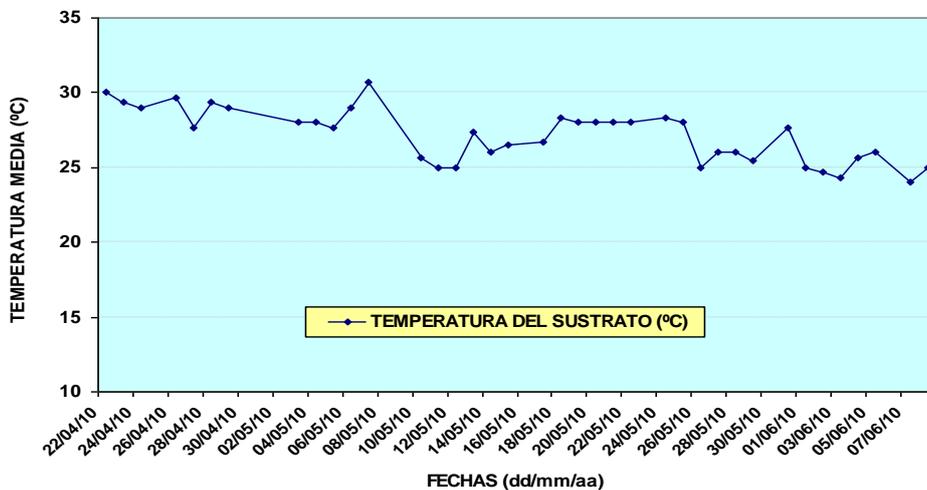


Figura 7. Registro de la temperatura del sustrato gravilla fina al interior de la cámara de propagación, durante 48 días.

3.10 Procesamiento y análisis de datos

El primer, segundo y tercero ensayo tuvieron un tiempo de duración de 55, 48 y 47 días, respectivamente. Las evaluaciones tanto biométricas, como meteorológicas fueron llenados en formatos pre elaborados e insertados en hoja de cálculo (Microsoft Excel), creando una base de datos ordenada indicando todas las variables y factores de estudio.

Las variables evaluadas en ambos ensayos fueron el número de raíces (N°), longitud de raíz promedio (mm), porcentaje de enraizamiento de raíces (%), número de callos (N°), porcentaje de callos (%), número de brotes (N°), longitud de brotes (mm), porcentaje de brotes (%) y porcentaje de sobrevivencia (%).

El análisis de los datos de los tres ensayos experimentales se realizó con análisis de varianza y las pruebas de comparaciones de medias ($P < 0.05$), estos procedimientos se lograron con ayuda del software INFOSTAT 2008.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1 Primer ensayo

4.1.1 Porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa

Se realizaron los análisis de varianza ($p < 0.05$) para conocer la influencia de los factores tipo de sustrato y dosis de hormona ácido indol-3-butírico (AIB) en el enraizamiento de estacas juveniles de Marupa, posteriormente se hicieron pruebas de comparación de medias (Tukey $\alpha = 0.05$).

El análisis de varianza para el porcentaje enraizamiento de estacas juveniles de Marupa indica que el factor dosis de hormona AIB presenta influencia altamente significativa ($p < 0.001$), es decir, que los niveles de dosis de ácido indol-3-butírico (AIB) usados influyeron en el enraizamiento (cuadro 10). En la mayoría de las especies el uso de la auxina sintética AIB demostró su efectividad frente a otras auxinas como ácido indol acético (AIA) y ácido naftalenacético (ANA) (Mesén 1998). Del mismo modo (Festa *et. al.*, 1978), determinaron que aplicando AIB se mejoró notablemente el enraizamiento en estacas de *Sequoia sempervirens*, obteniendo hasta 78% frente a un 12% en las estacas que no fueron tratadas con AIB (testigo).

En el cuadro 10, también se aprecia que el tipo de sustrato no influyó estadísticamente ($p < 0.05$) en el porcentaje de enraizamiento, pero cuantitativamente la gravilla fina presentó el mayor enraizamiento. En cambio Mesen (1996), al trabajar con sustratos como grava, arena y aserrín si encontró influencia del tipo de sustrato en el porcentaje de enraizamiento obteniendo 89, 88 y 76% de estacas enraizadas de *Cordia alliodora*. Asimismo, Hartmann y Kester (1977), mencionan, que un sustrato ideal influye en el enraizamiento y debe ser considerado en cualquier sistema de propagación, estos deben poseer características principales como porosidad, una buena aireación, buen drenaje, fácil de

de esterilizar y además proporciona un soporte adecuado a la estaca. Asimismo, un medio adecuado de enraizamiento debe garantizar una humedad sin excesos y esto se logra con una textura media y una humedad relativa adecuada (Quijada, 1980). Aunque la gravilla fina resultó ser el sustrato más adecuado, al parecer, el enraizamiento final estaría mayormente ligado a otros factores que se verán en los siguientes ensayos de esta investigación.

Cuadro 10. Análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO	
	CM	P- Valor
SUSTRATOS	0.04	0.3184
DOSIS	0.26	0.0002**

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

La capacidad de las auxinas para promover el desarrollo de las raíces adventicias en estacas es bien conocida, y se ha atribuido a una mejora en el transporte de carbohidratos a la base del corte (Hartmann *et al.*, 1990). Leakey (1990) afirma que uno de los efectos directos de la hormona enraizadora AIB, es el incremento de la actividad cambial subsecuente aumento del tejido parenquimático de mayor actividad metabólica en las estacas. Esta circunstancia que puede incidir favorablemente en la disponibilidad de carbohidratos solubles durante el proceso de enraizamiento y es un efecto conocido para las auxinas (Vieitez *et al.*, 1980). Además, un efecto directo de las auxinas se produce en la división celular aumentando la tasa de transportes de carbohidratos y cofactores foliares a la base de las estacas promoviendo la iniciación y desarrollo de las raíces, en la actualidad está establecido que los metabolitos y otros cofactores de crecimiento se trasladan hacia las

regiones tratadas con auxinas (Leakey 1982 *et al.*, citado por Núñez 1997).

En la figura 8 y cuadro 11, se confirma la diferencia altamente significativa ($p < 0.001$) en el porcentaje de enraizamiento debido a la dosis AIB, donde la dosis hormonal de 8000 ppm tuvo la máxima influencia en el enraizamiento de estacas juveniles de Marupa (19.4 %), seguido de 5000 ppm (13.9 %) y 3000 ppm (8.3 %) que aportaron en menor porcentaje, y finalmente las dosis 0 y 1000 ppm, cuya influencia en ambos casos fue mínima (1.4%). La influencia favorable en el enraizamiento, debido a las dosis altas de AIB, fue corroborado por Mesén (1996), quien al realizar propagación vegetativa de *Cordia alliodora* en cámara de sub irrigación, utilizando estacas juveniles (5 cm de longitud), área foliar de 60 cm² y aplicación de cinco concentraciones de ácido indol-3-butírico AIB (0, 2000, 4000, 8000 y 16000 ppm), encontrando después de 67 días, un porcentaje de enraizamiento de 70% para estacas tratadas con la máxima dosis 16000 ppm de AIB, en comparación con sólo el 10% con dosis testigo (0 ppm). Esto también es confirmado por Baul *et al.*, (2008), que al trabajar con estacas juveniles de *Stereospermum suaveolen* y aplicación de dosis de AIB (0, 1000, 2000, y 4000 ppm), en sustratos de arena gruesa y grava fina, logrando después de 60 días, el mayor porcentaje de enraizamiento con dosis de 4000 ppm (33.3 %); seguido de 23.3 y 16.6 %, para 0 ppm y 2000 ppm y finalmente un 10 % de enraizamiento con la dosis de 1000 ppm. Del mismo modo para *Bursera fagaroides* se obtuvo un porcentaje de 77 % de enraizamiento al usar la dosis más alta (10000 ppm) de AIB. En *Khaya anthotheca* con 8000 ppm de AIB, también se logró un porcentaje de enraizamiento elevado de 83 % (Opuni-Frimpong *et al.*, 2008). En *Acacia auriculiformis*, también obtuvieron el máximo enraizamiento de 60 % en estacas generadas de brotes epicórmicos al utilizar 5000 ppm de AIB (Chaturvedi *et al.* 1996).

Cuadro 11. Prueba de comparación de medias de las dosis con respecto al porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha= 0.05$)

DOSIS AIB (ppm)	PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO (%)	
	Medias	Significancia
8000	19.4	A
5000	13.9	B
3000	8.3	C
1000	1.4	D
0	1.4	D

Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)

Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$).

Los efectos de contraste de adición de AIB han sido grabados con diferentes especies de árboles; por ejemplo, la concentración óptima de AIB para el enraizamiento de *Triplochiton scleroxylon* es de 4000 ppm (Leakey *et al.*, 1982), para *Bursera fagaroides* 1500 ppm (Bonfil; *et.al.*, 2007), considerablemente inferior a la registrada en la presente investigación con *Simarouba amara* (Marupa), donde la adición de la dosis crecientes favorece significativamente el enraizamiento frente a dosis bajas (figura 8). El éxito del enraizamiento sin auxina aplicada sólo fue reportado en un número limitado de especies de árboles tropicales, como *Shorea macrophyllu* (Lo, 1985), *Milicia excelsa* (Ofori *et al.*, 1996) y *Nauclea diderrichii* (Leakey, 1990). Por lo que estos resultados contrastantes podrían reflejar la variación en el contenido de auxina endógena de cada especie en el momento del corte (Hartmann *et al.*, 1990). En consecuencia, Marupa sería una especie con bajo contenido de auxina endógena y requeriría de ser ayudada con fitohormona exógena.

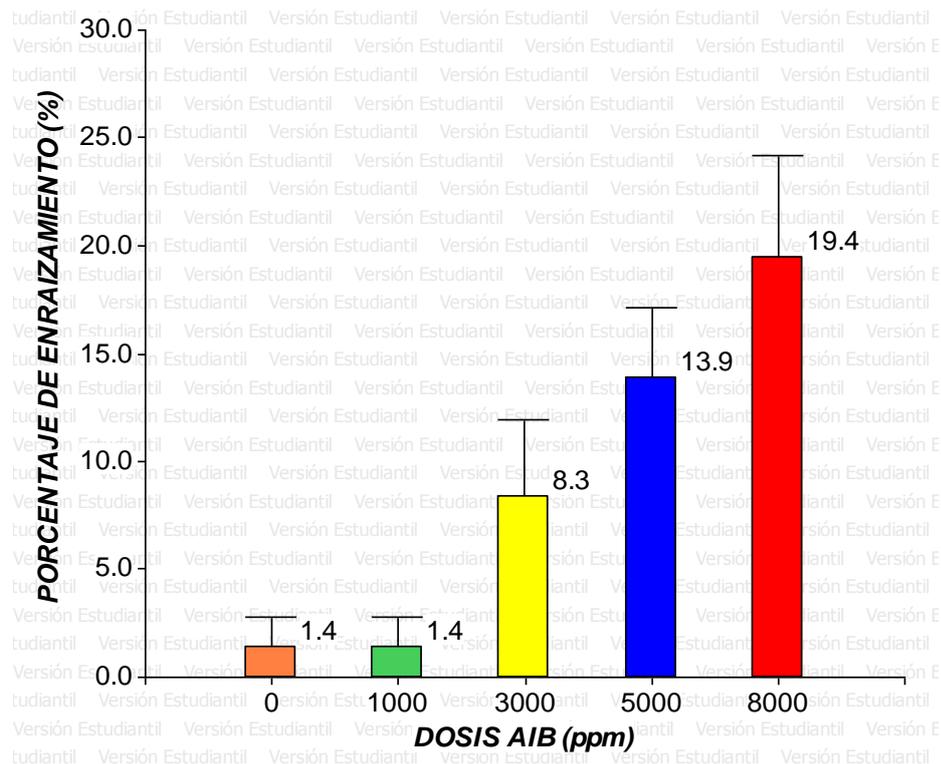


Figura 8. Porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa con respecto al nivel de dosis hormonal de AIB, después de 55 días de instalación en cámara de subirrigación.

El ácido indol-3-butírico (AIB) se ha utilizado para el enraizamiento de estacas procedentes de una gran cantidad de especies arbóreas (Leakey 1987, 1990; Leakey *et al.* 1990, 1992, 1994; Leakey y Storento-West 1992; Ofori *et al.* 1996; Mesén *et al.* 1997). Sin embargo, el nivel de aplicación de AIB difieren de especie a especie, que van desde 2000 ppm de AIB (óptimo reportado para la *Milicia excelsa*, Ofori *et al.* (1996) hasta 32000 ppm de AIB (óptimo reportado para *Khaya ivorensis*, Tchoundjeu y Leakey, (1996). Por lo tanto, no se descarta que una dosis superior a 8000 ppm en Marupa hubiera tenido una respuesta importante en el enraizamiento ya que aún no se probó que dosis mayores tengan un efecto tóxico.

4.1.2 Porcentaje de callosidad en estacas juveniles de Marupa

El análisis de varianza (ANVA) para el porcentaje de callosidad de las estacas juveniles de Marupa (Cuadro 12), determinó que el factor sustrato influye de manera altamente significativa ($p < 0.001$). En cambio, la producción de callos en estacas juveniles de Marupa no depende significativamente de dosis hormonales de AIB. En esta investigación se observó que la producción de callos está vinculada a la iniciación de las raíces, aunque la formación de callos es una etapa previa a la formación de raíces, no asegura en su totalidad la iniciación de la misma; posiblemente debido a que en la mayoría de las plantas son sucesos independientes, aunque ocurran simultáneamente, dado que estos dependen también de condiciones ambientales e internas semejantes (Hartmann y Kester, 1988; Cabello, 2000). Esto también fue afirmado por Rodrigues y Ono (1996), quienes relatan que la formación de callos se efectúa generalmente antes de la iniciación y del desenvolvimiento de las raíces.

La formación de callo no es esencial para el enraizamiento, sin embargo, en algunas especies las raíces adventicias son originadas a partir del callo, como en el caso de *Pinus radiata*, en este caso la formación de callo es precursora de la iniciación de raíces adventicias (Kains y McQuesten, 1938; Cameron, 1968 y Cabello, 2000). Al parecer, sería el mismo caso de Marupa, donde quedó demostrado que la emergencia de las raíces fue a partir del callo; en consecuencia no se descarta que un tiempo prudentemente mayor a 55 días hubiera podido expresar en plenitud la conversión de esta alta proporción de callosidad hasta raíces.

Cuadro 12. Análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de callos de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	PORCENTAJE DE CALLOS	
	CM	P- Valor
SUSTRATOS	2.49	0.0001**
DOSIS	0.04	0.3511

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

En el cuadro 13 y figura 9, se observa que con el sustrato gravilla fina se presentó casi un cien porciento más producción de callos (60%) frente a los otros dos sustratos arena gruesa (29%) y arena fina (3.3%). El sustrato gravilla fina presenta características granulométricas favorables para una buena oxigenación, por ende la producción de callosidad es elevada en las estacas juveniles de Marupa y no precisamente por efecto de dosis empleada. Esto es confirmado por Haissig, (1986) citado por Nuñez, (1997), quien menciona que una concentración muy elevada de oxígeno en el sustrato conduce a la formación de callosidades en el material vegetativo y, en general, el crecimiento radical lento.

Por lo tanto, el máximo valor encontrado para el porcentaje de callosidades estaría motivado por efecto de la aireación de la gravilla fina y en consecuencia como se comprobó que en el caso de Marupa la formación de raíces si estaría vinculada anatómicamente a la presencia de callos en la parte de la base de las estacas juveniles, se puede afirmar que el sustrato gravilla es preponderante para el origen de callos y evidentemente más tarde las raíces.

Cuadro 13. Prueba de comparación de medias de los sustratos con respecto al porcentaje de callos de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$)

SUSTRATOS (TIPO)	PORCENTAJE DE CALLOS (%)		
	Medias	Significancia	
GRAVILLA FINA	60.0	A	
ARENA GRUESA	29.2	B	
ARENA FINA	3.3		C

Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)

Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$).

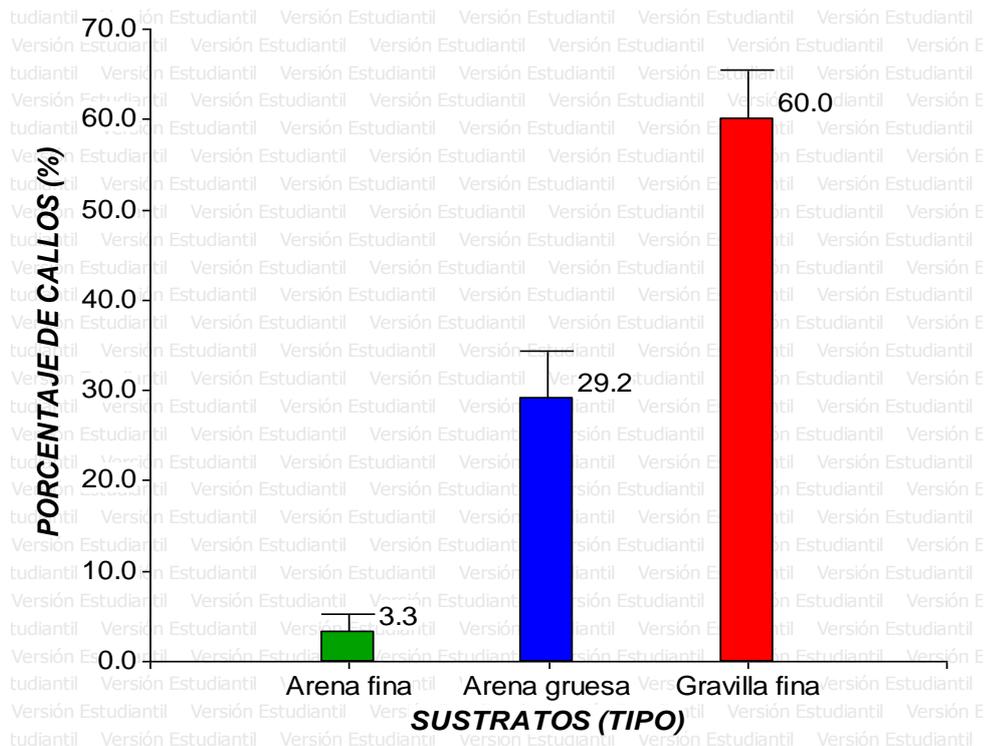


Figura 9. Porcentaje de callos de estacas juveniles de Marupa con respecto al tipo de sustrato, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

4.1.3 Porcentaje de brotes de estacas juveniles de Marupa

El análisis de varianza (cuadro 14) realizada para la producción de brotes mostró que entre los sustratos arena fina, arena gruesa, y gravilla fina existe diferencia altamente significativa ($p < 0.001$).

Cuadro 14. Análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de brotes de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	PORCENTAJE DE BROTES (%)	
	CM	P- Valor
SUSTRATOS	0.94	0.0009**
DOSIS	0.10	0.4395

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

En el cuadro 15, se aprecia claramente que el tipo de sustrato arena gruesa obtuvo un 62.6 % de brotes, arena fina 51.0 % y gravilla fina no mostró buena respuesta para la obtención de brotes porque sólo se obtuvo un 25 % de brotamiento del total de estacas establecidas en la cámara de subirrigación (figura 10). Habiendo superado los resultados obtenidos en otras especies leñosas tropicales, como en el caso de *Gmelina arborea*, que presentó una brotación máxima de 35% con 4000 ppm de AIB (Díaz 1991).

Cuadro 15. Prueba de comparación de medias de los sustratos con respecto al porcentaje de callos de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

SUSTRATOS (TIPO)	PORCENTAJE DE BROTES (%)	
	Medias	Significancia
ARENA GRUESA	62.6	A
ARENA FINA	51.0	B
GRAVILLA FINA	25.0	C

Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)

Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$).

Para el porcentaje de brotes de estacas juveniles de Marupa el factor sustrato definitivamente favoreció su producción, en cambio, para el porcentaje de enraizamiento los sustratos no mostraron significancia (cuadro 10). Esta relación negativa entre el porcentaje de enraizamiento y el desarrollo de brotes influenciados por el tipo de sustrato es confirmada por Davis (1988). Pudiendo reflejar la competencia por asimilados entre la raíz en desarrollo y el brote durante la propagación, también reportado para *Populus tremulu* (Eliasson, 1971). Por lo tanto, es posible que el retardo o demora en el enraizamiento de Marupa se deba a la rápida emergencia de brotes, en perjuicio incluso de la escasas de raíces.

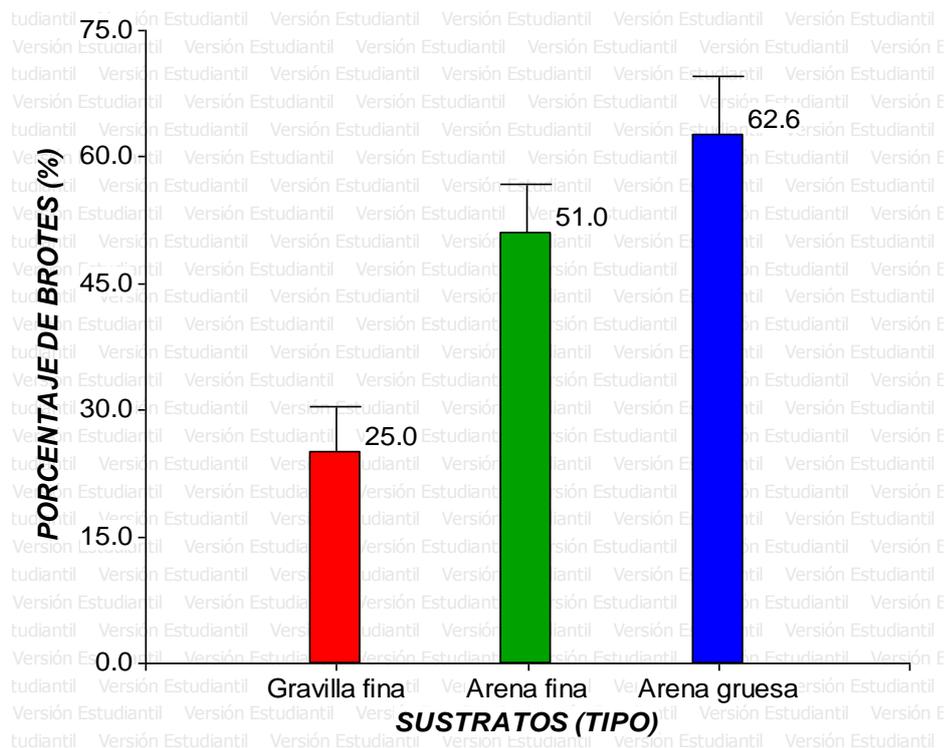


Figura 10. Porcentaje de brotes de estacas juveniles de Marupa con respecto al tipo de sustrato, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

La inhibición de la brotación aumenta la concentración de AIB en la base de la estaca, esto se reportó con los resultados de *Milicia excelsa* y puede ser atribuido a la hormona de transporte basipetal de asimilados (Ofori *et al.*, 1996). Una hipótesis alternativa es que las auxinas aplicadas pueden inhibir el crecimiento del brote, como sucedió con la inyección con auxina a *Nauclea diderrichii*, la que retrasó la brotación de las estacas tomadas de ellas (Leakey, 1990). En esta investigación con Marupa se obtuvo un porcentaje alto de brotes en arena gruesa, por lo cual podemos afirmar que la dosis aplicada a las estacas juveniles no habría inhibido la gran proporción el brotamiento.

4.1.4 Porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa

Tras el análisis de varianza (ANVA) se determinó la existencia de diferencias altamente significativas ($p < 0.001$) en el porcentaje de sobrevivencia debido al tipo de sustratos (cuadro 16). En cuanto a la prueba de comparación de medias (Tukey) realizada, el porcentaje de sobrevivencia que se muestra en el cuadro 17 y figura 11 es destacable ya que en general todos los sustratos utilizados ayudan a mantener vivas una alta población de estacas, pero el sustrato de tipo arena gruesa obtuvo significativamente el valor más alto de sobrevivencia 99.2%, frente a los otros dos sustratos, arena fina y gravilla fina, con sobrevivencia similar (90%). La sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa se debió principalmente a la característica de la especie y del medio de enraizamiento ya que la pérdida de suministro de agua de las estacas es lenta evitando el estrés fisiológico y por ende el marchitamiento; posiblemente a que se mantuvo una adecuada retención de la humedad al interior de la cámara y buena aireación en el sustrato lo que favoreció la sobrevivencia general de la especie.

Cuadro 16. Análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA	
	CM	P- Valor
SUSTRATOS	0.23	0.0052**
DOSIS	0.04	0.3939

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

En una atmósfera de suelo saturado, particularmente cuando carece de oxígeno, permite las pudriciones y muerte del material vegetativo y por el contrario un riego deficiente permite la marchites de las hojas por pérdida de agua Según (Haissing, 1986 citado por Núñez 1997). Esto confirma lo investigado por Mesén (1998), quien menciona que estudios

realizados en el CATIE, han empleado sustratos como grava fina, arena, aserrín descompuesto y mezclas de estos materiales, que por sus características principales de retención de agua y buena aireación dieron buenos resultados de sobrevivencia con la mayoría de las especies trabajadas.

Cuadro 17. Prueba de comparación de medias de los sustratos con respecto al porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha= 0.05$)

SUSTRATOS (TIPO)	PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA (%)	
	Medias	Significancia
ARENA GRUESA	99.2	A
ARENA FINA	90.0	B
GRAVILLA FINA	90.0	B

Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)

Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$).

En general, los sustratos con contenidos de agua relativamente altos, tales como aserrín, arenas finas están asociados con mayores tasas de absorción de agua en la estaca (Loach, 1986), y en consecuencia mayor enraizamiento. Sin embargo, el agua puede representar una barrera importante para la difusión de oxígeno lo que puede dar lugar a la anoxia en la base de corte (Loach, 1986). En esta investigación no existió mortandad significativa, pero el 5 % de estacas juveniles de Marupa que no sobrevivieron presentó necrosis basal, caídas del peciolo y foliolos, esto posiblemente se debe a un leve exceso de humedad, la cual habría dificultado la difusión de oxígeno produciendo la muerte del tejido de la estaca desde la base (Loach, 1986). El manejo de la humedad relativa dentro de la cámara es importante para la sobrevivencia, pues tanto un exceso, como una falta de humedad relativa traerían serios limitantes para la sobrevivencia (Kramer, 1979). Por lo tanto, la especie Marupa se adapta favorablemente a los tres tipos de sustratos ya que poseen una relación positiva agua-oxígeno para sus necesidades; además debemos

destacar que la esterilización de los sustratos fue una condición esencial para la supervivencia final de estacas de Marupa.

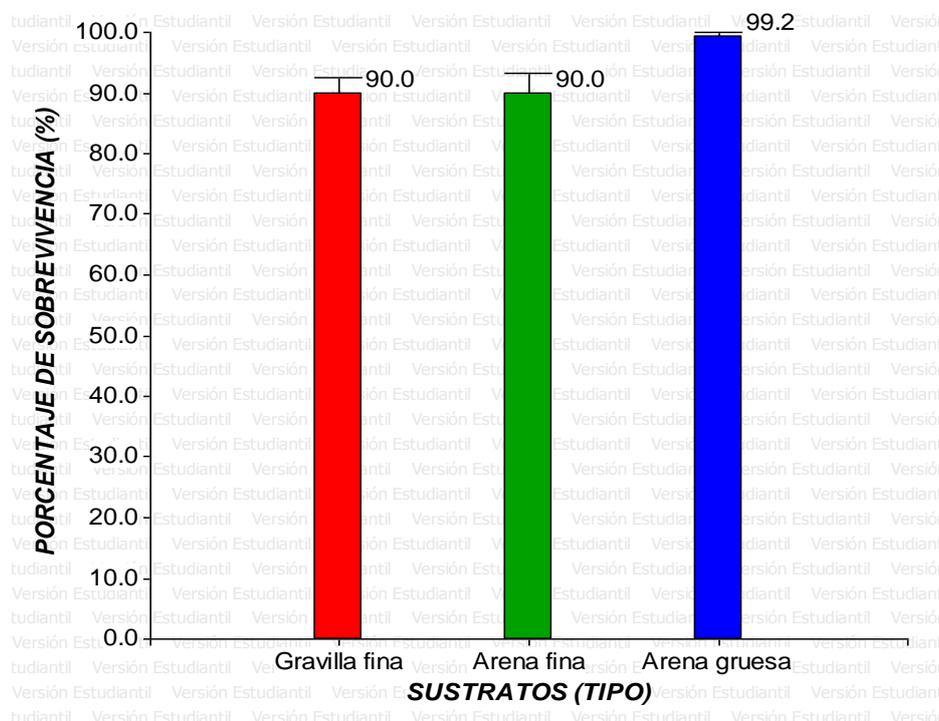


Figura 11. Porcentaje de supervivencia de estacas juveniles de Marupa con respecto al tipo de sustrato, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

4.1.5 Número de raíces por estaca juvenil de Marupa

En el cuadro 18 se observa los resultados del análisis de varianza la cual muestra que existe diferencia significativa ($p < 0.05$) en la variable número de raíces por estaca, debido al factor sustrato y también debido a la dosis, es decir, que tanto el sustrato como la dosis influyen en la iniciación y desarrollo de número de raíces.

Cuadro 18. Análisis de varianza (ANVA) del número de raíces por estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	NÚMERO DE RAICES	
	CM	P- Valor
SUSTRATOS	0.17	0.0201*
DOSIS	0.67	0.0064**

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

En el cuadro 19, se aprecia que el tipo de sustrato gravilla fina obtuvo en promedio 0.27 raíces por estaca, es decir, tres veces más raíces que el resto de sustratos, la cual favorece en la iniciación de las raíces y por ende la cantidad final. La figura 12, muestra que los sustratos con características granulométricas mayores (arena gruesa y gravilla fina) dieron los mejores resultados en el número de raíces, esto se debe a que generaron mejores condiciones para la formación de muchas raíces entre ellos aireación y retención de agua (Hartman y Kester, 1977), del mismo modo el menor número de raíces obtenido para las estacas juveniles de Marupa en la arena fina se debe posiblemente al excesivo contenido de humedad y poca aireación. Esto fue observado en *Cordia alliodora*, donde el contenido excesivo de agua del medio de enraizamiento (aserrín), fue identificado como el factor responsable en la reducción del número de raíces (7.5 en arena, 6.8 en grava, 3.3 en aserrín) (Mesen, 1996).

Cuadro 19. Prueba de comparación de medias de los sustratos con respecto al número de raíces por estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de sub irrigación (Tukey $\alpha= 0.05$).

SUSTRATOS (TIPO)	NÚMERO DE RAICES (Nº)	
	Medias	Significancia
GRAVILLA FINA	0.27	A
ARENA GRUESA	0.09	B
ARENA FINA	0.08	B

Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)

Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$)

Leakey (1985), citado por Gutiérrez (2003), menciona que en la propagación vegetativa de especies forestales el porcentaje de enraizamiento es la variable respuesta de mayor interés y en orden de importancia le sigue el número de raíces por estaca enraizada, finalmente la velocidad a la cual las raíces emergen y se desarrollan, es deseable que las estacas tengan muchas raíces, pero tres raíces bien ramificadas y distribuidas alrededor de las estacas son suficientes. Por lo tanto, al haber obtenido, en el mejor de los casos un relativamente bajo número de raíces promedio por estaca (0.27), frente a otras especies tropicales permite entender que un adecuado control de humedad, incluso en gravilla fina es esencial en el manejo de la cámara.

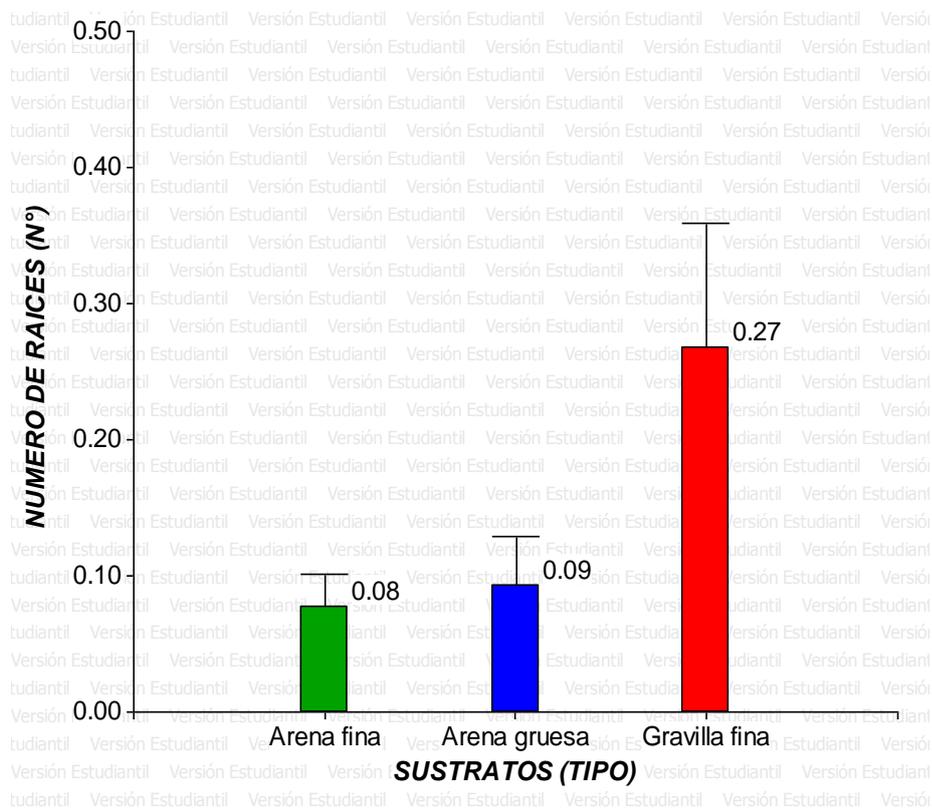


Figura 12. Número de raíces por estacas juveniles de Marupa con respecto a los tipos de sustratos, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

En el cuadro 20 y figura 13, muestran que tras el análisis de comparación de medias (Tukey $\alpha= 0.05$), el número de raíces por estaca también estuvo influenciada significativamente por el nivel de dosis empleado, en el se puede apreciar que entre las dosis de 8000 ppm (0.32) y 5000 ppm (0.25) existe una variación numérica, pero no expresan una diferencia estadísticamente significativa; la dosis de 3000 ppm alcanzó 0.11 raíces por estaca y en las dosis de 0 ppm y 1000 ppm las medias del número de raíces por estaca son muy bajas (0.03 y 0.01 raíces por estaca) la cual no expresan una diferencia entre ellas, mostrando una gradiente positiva atribuida al mayor estímulo en la formación de raíces, en cuanto mayor sea la concentración de hormona AIB aplicada a las estacas juveniles de Marupa. Lo mismo fue observado con *Cordia alliodora*, después de 67 días de evaluación, al encontrar un

efecto positivo en el número de raíces por estaca debido a mayores concentraciones de AIB (Mesen 1997). Similares tendencias también fueron observados en otras especies tropicales, tales como, *Vochisia guatemalensis* (Mesen, 1996); y *Khaya ivorensis* (Leakey 1990).

Cuadro 20. Prueba de comparación de medias en el número de raíces por estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de sub irrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

DOSIS (AIB) (ppm)	NÚMERO DE RAICES (Nº)	
	Medias	Significancia
8000	0.32	A
5000	0.25	A
3000	0.11	B
1000	0.03	C
0	0.01	C

*Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)
Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$).*

Los beneficios del uso de hormonas AIB son conocidos, no solo por ayudar a mejorar la calidad del sistema radical si no que acelera la formación de raíces (Hartman y Kester, 1977). El número de raíces producido por las estacas es altamente influenciado por la habilidad de la estaca a suplir carbohidratos, ya sea de reserva o producido mediante fotosíntesis al área donde surgen las raíces (Veierskov y Andersen 1982). El mayor número de raíces obtenidas en estacas juveniles de Marupa con dosis elevadas de AIB, incluso más con el factor tipo de sustrato, también pudo estar influenciado por contenido de carbohidratos disponibles de las estacas utilizadas en el momento de la cosecha.

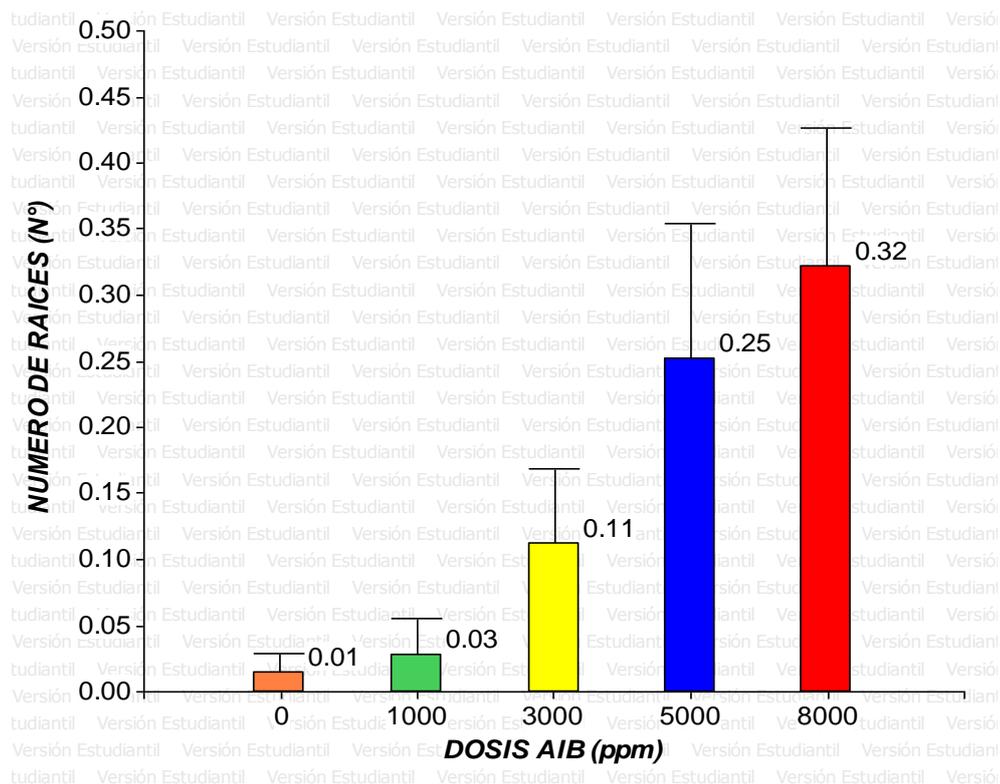


Figura 13. Número de raíces por estaca juvenil de Marupa con respecto al nivel de dosis empleado, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

Haissig (1986) indica que el estado fisiológico de la planta donante influye en el metabolismo de los carbohidratos de las estacas, por causa de variaciones en la cantidad y tipos de sustratos disponibles para su metabolismo. Una reducción en las concentraciones de carbohidratos en las estacas, así como de nitrógeno en las plantas donantes por variaciones ambientales, reduce el desarrollo y número de raíces producidas por las estacas (Veierskov, 1988). Además, el aumento del número de raíces se puede relacionar con la función de la hormona AIB de promover la movilización de carbohidratos de las hojas y tallos a la base de las estacas ya que una de las funciones de los carbohidratos en algunas especies es la de producir aumento en el número de raíces (Haisig, 1986).

Por otra parte Baul *et.al.*, (2008), no logró obtener diferencias significativas en el número de raíces promedio en estacas juveniles de *Stereospermum suaveolens*, debido a diferentes concentraciones de AIB. Este resultado se ajusta a la de otras especies de árboles tropicales como, *Prunus africana*. (Tchoundjeu *et al.* 2002) y *Pausinystalia johimbe* (Tchoundjeu *et al.* 2004). Pero los estudios sobre *Nauclea diderrichii* (Leakey 1990), *Milicia excelsa* (Ofori *et al.* 1996), *Khaya ivorensis* (Tchoundjeu y Leakey 1996) y *Cordia alliodora* (Mesén *et al.* 1997) revelaron una tendencia inversa, ya que demuestran diferencias significativas en el número de la raíz por estaca debido a las variaciones en la concentración de AIB. En consecuencia, no se pudo probar que el uso de mayores dosis de AIB habría influido marcadamente en el mayor número de raíces y evidentemente en diferencias significativas mayores.

4.1.6 Longitud de raíz promedio por estaca juvenil de Marupa

El cuadro 21 muestra el análisis de varianza (ANVA) con diferencias altamente significativa ($p < 0.001$) en la longitud de raíz promedio por estaca juvenil de Marupa debido a la dosis de AIB. Respecto las comparaciones de medias (cuadro 22 y figura 14) realizadas para la misma variable la dosis que influyó significativamente más ($p < 0.05$) fue de 8000 ppm, produciendo hasta 14.5 mm de longitud de raíz promedio por estaca, esta dosis que representa la longitud más larga de raíz, indicaría que a mayores concentraciones de hormona AIB se satisface el elongamiento o crecimiento en longitud; la dosis de 5000 ppm también obtuvo una longitud de raíz promedio estadísticamente similar de 8.9 mm, seguido de 3000 ppm (4.7 mm) y finalmente, 0 y 1000 ppm, con los que se logró medias muy bajas (0.8 y 0.4 mm).

Cuadro 21. Análisis de varianza (ANVA) para la longitud de raíz promedio de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	LONGITUD DE RAÍZ PROMEDIO	
	CM	P- Valor
SUSTRATOS	152.53	0.0916
DOSIS	313.77	0.0029**

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

Con *Platymiscium pinnatum* las dosis de 0.2% (2000 ppm) y 0.4% (4000 ppm) de AIB obtuvieron las raíces más largas cuando se utilizó grava o arena como sustrato. Esto también lo afirma Baul *et.al.*, (2008), quien encontró una relación positiva entre la dosis y la longitud de raíz de *Stereospermum suaveolens*, reportando que para 2000 ppm obtuvo (5.88 ± 0.29 cm de longitud) y 4000 ppm (5.32 ± 0.27 cm de longitud), con respecto a las dosis bajas 1000 ppm y 0 ppm (4.57 ± 0.23 cm) y (3.74 ± 0.19 cm), respectivamente. También en una reciente investigación realizada con estacas juveniles de *calycophyllum spruceanum* se obtuvo 3.01 ± 0.47 cm de longitud de raíces con dosis de 2000 ppm (Lipenský 2010)

Cuadro 22. Prueba de comparación de medias de las dosis con respecto a la longitud promedio de raíces de estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha = 0.05$).

DOSIS (AIB) (ppm)	LONGITUD PROMEDIO DE RAICES (mm)	
	Medias	Significancia
8000	14.5	A
5000	8.9	A
3000	4.7	B
0	0.8	C
1000	0.4	C

Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)

Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$).

En la aplicación exógena de auxinas en la base de estacas tuvo un impacto positivo en el porcentaje de enraizamiento, número de raíces por estaca y longitud de raíces promedio en estacas de Marupa; asimismo, otras investigaciones en propagación vegetativa de árboles tropicales como *Prunus africana* (Tchoundjeu *et al.* 2002), *Milicia excelsa* (Ofori *et al.* 1996), y *Tectona grandis* (Husen y Pal 2006) también tuvieron similar respuesta.

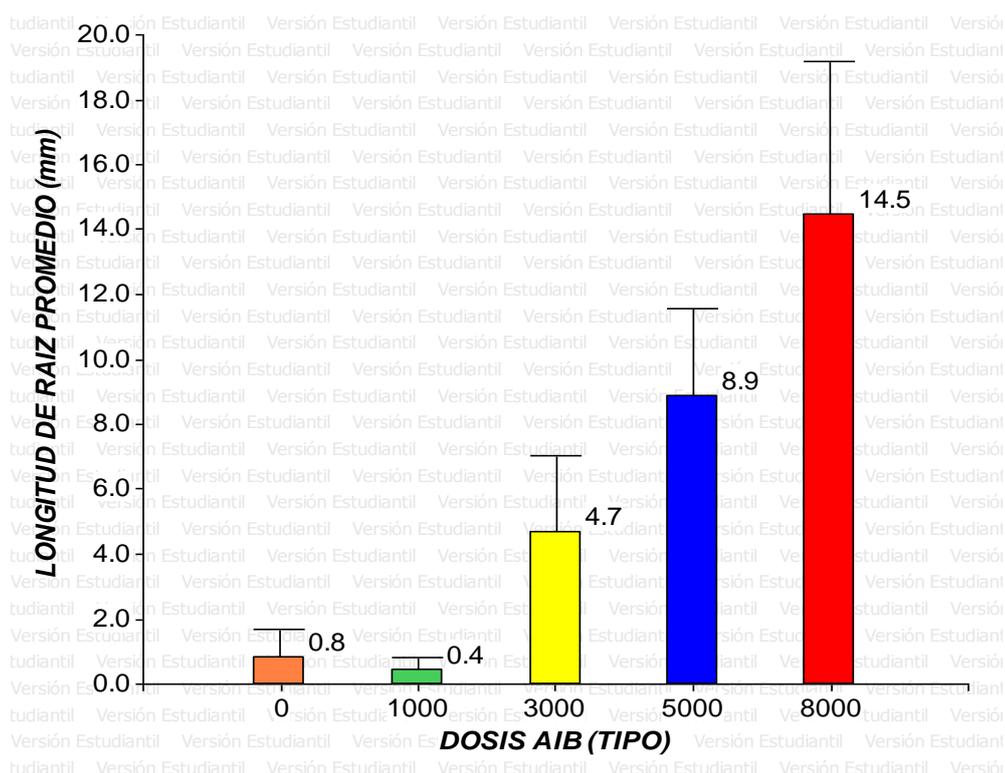


Figura 14. Longitud de raíz promedio de estacas juveniles de Marupa con respecto al nivel de dosis empleado, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

4.1.7 Número de brotes por estacas juveniles de Marupa

El cuadro 23, muestra el análisis de varianza con diferencias altamente significativas ($p < 0.001$) en el número de brotes por estaca juvenil de Marupa debido a los sustratos. En el cuadro 24 y figura 15 se observa que la arena gruesa fue la que obtuvo significativos valores en el número de brotes, frente a los otros dos sustratos. La arena gruesa obtuvo una media de 0.63 brotes por estaca juvenil, en cambio la arena fina logró

0.51 brotes/estaca y finalmente la gravilla fina el menor valor (0.25 brotes/estaca).

Cuadro 23. Análisis de varianza (ANVA) para el número de brotes por estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	NÚMERO DE BROTES	
	CM	P- Valor
SUSTRATOS	0.56	0.0005**
DOSIS	0.05	0.4659

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

Esto se debe posiblemente a que las estacas no contaron con un adecuado sistema radicular, razón por el cual presentaron abundantes brotes; es decir, que las estacas utilizaron sus sustancias de reserva de carbohidratos para generar brotes y no raíces. Ruiz (2009), sustenta que en algunas especies el sistema radicular no es abundante para suministrar las necesidades nutricionales como efectuar los procesos fisiológicos de la fotosíntesis y respiración, debido a ello se podría provocar que las sustancias de reserva de la estaca sean utilizadas para la formación de nuevos brotes y no de raíces.

Cuadro 24. Prueba de comparación de medias de los sustratos con respecto al número de brotes por estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha = 0.05$)

SUSTRATOS	NÚMERO DE BROTES (Nº)	
	Medias	Significancia
ARENA GRUESA	0.63	A
ARENA FINA	0.51	B
GRAVILLA FINA	0.25	C

Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)

Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$)

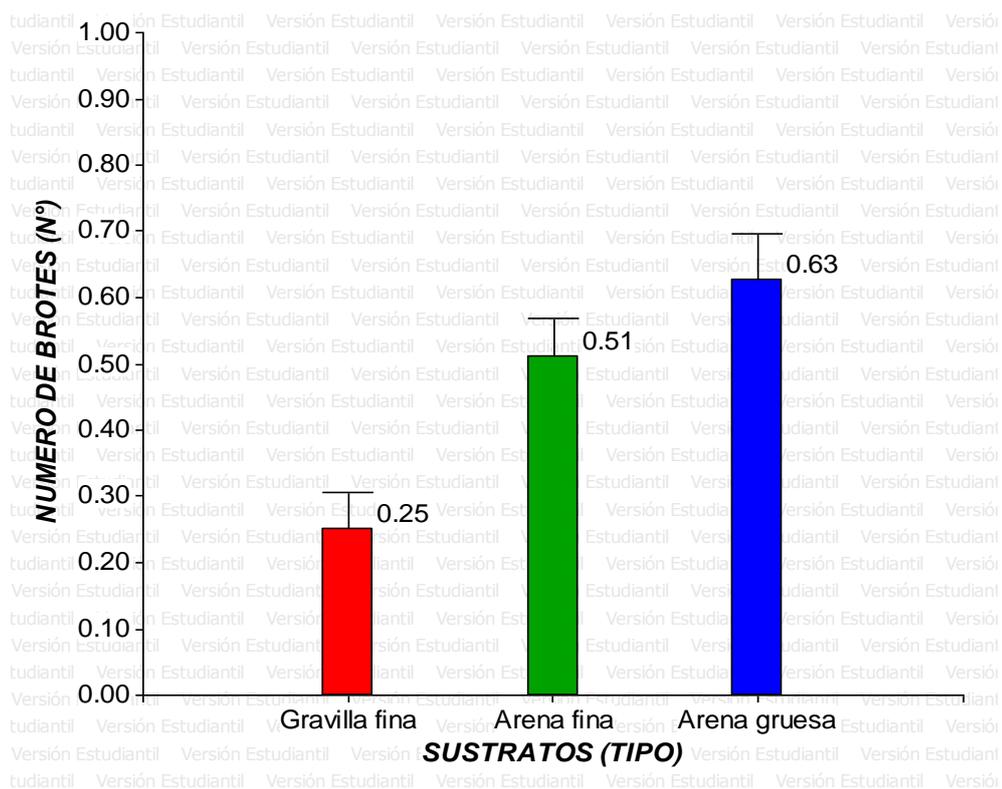


Figura 15. Número de brotes por estacas juveniles de Marupa con respecto al tipo de sustratos, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

4.1.8 Longitud de brotes en estacas juveniles de Marupa

También se presentaron diferencias significativas ($p < 0.05$) en longitud de los brotes de estacas con respecto a los tipos de sustrato (cuadro 25).

Cuadro 25. Análisis de varianza (ANVA) para longitud de brotes por estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	LONGITUD DE BROTES	
	CM	P- Valor
SUSTRATOS	44.21	0.0001**
DOSIS	1.85	0.5536

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

La arena gruesa obtuvo significativamente los mayores valores para la longitud de brotes (4.5 mm), la arena fina alcanzó una longitud menor (3.0 mm), esto refleja que los dos sustratos favorecen en el crecimiento en longitud de los brotes de Marupa en comparación del sustrato gravilla fina (cuadro 26 y figura 16). Esto asevera Ruiz (2009), quien menciona que las sustancias de reserva de las estacas son utilizadas para la formación de los brotes y no de raíces. Por lo tanto, queda demostrado que el sustrato arena gruesa favorece todas las variables de brotamiento de la especie, tanto en el porcentaje, número y longitud de brotes.

Cuadro 26. Prueba de comparación de medias de los sustratos con respecto a la longitud de brotes por estacas juveniles de Marupa, después de 55 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

SUSTRATOS	LONGITUD DE BROTES (mm)		
	Medias	Significancia	
ARENA GRUESA	4.48	A	
ARENA FINA	3.02		B
GRAVILLA FINA	1.06		C

Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)

Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$)

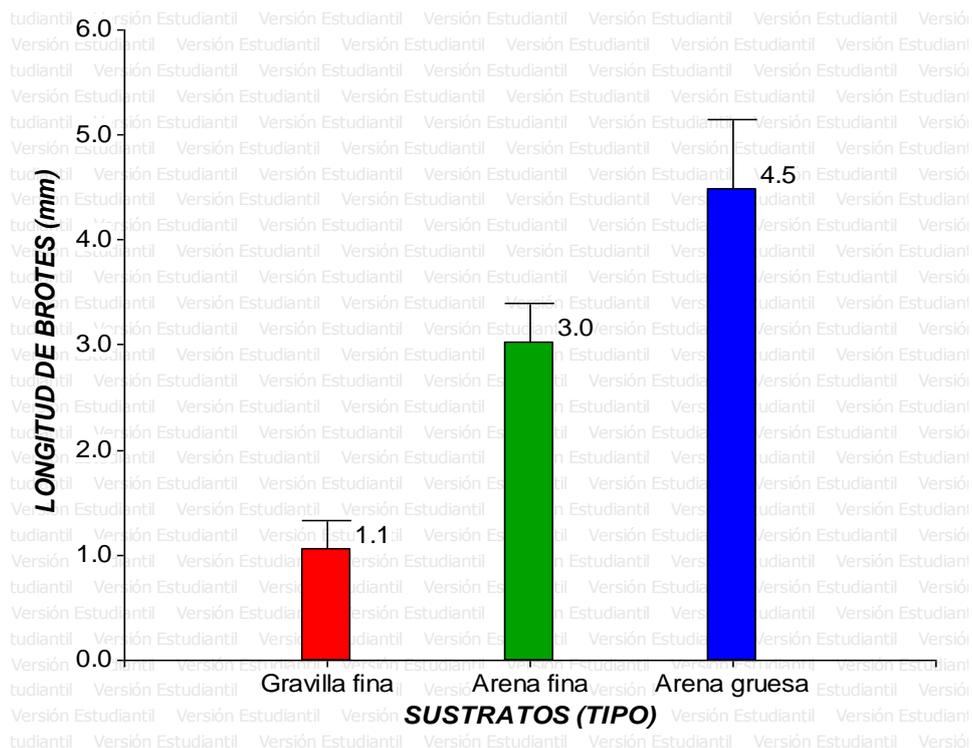


Figura 16. Longitud de los brotes por estaca juvenil de Marupa con respecto al tipo de sustrato, después de 55 días de instalación en cámara de subirrigación.

4.2 Segundo ensayo

Para la instalación de este segundo ensayo se emplearon las mejor dosis (8000 ppm) y el mejor tipo de sustrato (gravilla fina) reportados en el primer ensayo. Su duración fue de 48 días.

4.2.1 Porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa

En el cuadro 27, se confirma la existencia de diferencias altamente significativas ($p < 0.05$) en el porcentaje de enraizamiento con respecto al factor área foliar.

Cuadro 27. Análisis de varianza (ANVA) para el porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO	
	CM	P- Valor
A_ FOLIAR	0.52	0.0006**
L_ ESTACA	0.14	0.0453
T_ ESTACA	0.07	0.1407

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

Para los tipos de estaca (apical, media y basal) no se observó diferencias significativas en el enraizamiento de estacas juveniles de Marupa ($p < 0.05$) (cuadro 27). Esto es corroborado por Reuveni *et.al.*, (1990); quien al trabajar con estacas apicales de *Eucalytus camaldulensis* no tuvieron enraizamiento alguno. García (1974), luego de 75 días, al usar estacas leñosas de un metro de longitud, de la sección media de ramas de árboles de Marupa, tampoco hubo enraizamiento con la aplicación de tres niveles de AIB en polvo (0, 2000 y 4000 ppm) bajo manejo controlado. De igual manera Lipenský (2010), obtuvo 0 % de enraizamiento al trabajar con estacas leñosas de la parte apical de árbol de Marupa. Es posible que este bajo resultado se habría debido a la poca juvenilidad del material vegetativo, como lo demuestran una gran cantidad de autores; es decir, las estacas apicales son más jóvenes y en consecuencia hay más células capaces de volverse meristemáticas (Hartmann *et al*, 1992). Estas variaciones para el enraizamiento para los tipos de estacas se puede deber a los factores como la juvenilidad, lignificación del tejido, el nivel endógeno de fitohormonas o el contenido de reservas. William y Michael (1991) e Iglesia (1992) coinciden en que las estacas juveniles producen raíces más fácilmente que las estacas mas lignificadas. De igual manera, Chatuveri *et.al.*, (1996) considera que la disminución en la capacidad de enraizado de las estacas maduras de *Acacia auriculiformis* puede deberse al aumento de células del esclerénquima, las que forman una

barrera para la iniciación de las raíces. La iniciación de primordios de raíz requiere de energía y los carbohidratos son la fuente principal en el caso de estacas (Veierskov 1988; Puri y khara 1992). Por lo tanto, la condición de juvenilidad anatómica y fisiológica, parece ser la misma en los tres tipos de estaca juvenil de Marupa.

En la propagación vegetativa realizadas para otras especies arbóreas si se obtuvieron resultados en cuanto al porcentaje de enraizamiento según posición de la estaca, logrando para *Gmelina arbórea* un 70% de enraizamiento con estacas de la parte apical de los brotes (Ruiz *et.al.*, 2005). Del mismo modo, se obtuvo enraizamiento exitoso en las especies coníferas como, *Juniperus horizontalis*, *Cupressus serpenvirens*, *Cupressus macrocarpa*, *Thuja orientalis*, y *Chamaecyparis lawsoniana*, que se propagan con fines ornamentales (Mateo *et.al.*, 2000). Similar resultado se obtuvo en un ensayo con la especie *Heliocarpus, appendiculatus*, donde se obtuvo 80 % de enraizamiento en estacas apicales y medias, utilizando 3000 ppm de AIB. Asimismo, en *Cordia alliodora* el enraizamiento de estacas apicales fue mejor que el enraizamiento de estacas basales (Mesén 1997).

Con estacas juveniles de *Gmelina arbórea* encontró diferencia en la capacidad de enraizado de diferentes posiciones en un mismo rebrote, las estacas obtenidas del ápice tuvieron mayor capacidad de enraizado que las estacas basales (Rosales *et.al.* 1992). Por otro lado, Blazková *et al.* (1997), propagaron clones de Secoya, tanto juveniles, como maduros, los juveniles enraizaron un 61 %, en tanto, que los clones adultos enraizaron un 30 %, los dos fueron tratados con AIB.

No obstante, si se comprobó la existencia de diferencias altamente significativas ($p < 0.001$) en el enraizamiento de estacas juveniles de Marupa debido al área foliar (cuadro 28). La influencia del área foliar en el enraizamiento de estacas ha sido reportado en un número importante de árboles tropicales (Tchoundjeu *et al.* 2002; Ofori *et al.* 1996 y Leakey

et al 1982). En la figura 19, se observa que el área de 60 cm² favoreció de manera significativa en el porcentaje de enraizamiento en un 12.7 %, en comparación al área de 20 cm² que solo produjo 1.4 %. Este evento es corroborado por Opuni-Frimpong *et al.*, (2008), quienes encontraron una relación positiva entre el porcentaje de enraizamiento y el área foliar de estacas juveniles de *Khaya ivorensis* y *Khaya anthotheca* logrando encontrar el mayor porcentaje promedio de enraizamiento (78 y 75 %) con las áreas foliares de 30 y 50 cm² respectivamente; un porcentaje de enraizamiento menor se obtuvo con áreas de 10 cm² (65%) y 0 cm² (0%). Hartmann y Kester (1997), mencionan que la presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte acción estimulante sobre la iniciación de raíces, esto es posible por el fuerte efecto promotor de inducción de raíces que ejercen las hojas y yemas, dado que las yemas y hojas son poderosos productores de auxinas y los efectos se observan directamente debajo de ellas, ya que existe un transporte polar, del ápice a la base.

Cuadro 28. Prueba de comparación de medias para las áreas foliares (20 cm² y 60 cm²) con respecto al porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO (%)		
		Medias	Significancia
A_ FOLIAR	60 cm ²	12.7	A
	20 cm ²	1.4	B

Letras distintas indican diferencias significativas (P < 0,05)

Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel (α = 0,05)

Los resultados indican que a mayor incremento de la superficie de la hoja se mejora notablemente el porcentaje de enraizamiento de Marupa. Leakey *et al.*, (1982) atribuye la incapacidad de enraizamiento de estacas sin hojas de *Triplochiton scleroxylon* (árbol tropical) por el rápido

agotamiento de los carbohidratos en el tallo, lo que sugiere que la hoja es la principal fuente de hidratos de carbono en las estacas, estacas juveniles sin hojas que sobrevivieron durante el período de estudio no enraizaron lo que sugiere que la presencia de una hoja puede tener una función fisiológica adicional para estimular el enraizamiento, además del suministro de hidratos de carbono. Por otro lado, existen evidencias para afirmar que la presencia de hojas de más de 60 cm² en estacas de Marupa estimula favorablemente el enraizamiento.

4.2.2 Porcentaje de callosidad en estacas juveniles de Marupa

El análisis de varianza (cuadro 29) del porcentaje de callosidad también mostró diferencias altamente significativas, también debido al factor área foliar. En el cuadro 30 y figura 19, el área foliar (60 cm²) muestra una media de 17.56 % en el porcentaje de callos, muy superior al 4.89 % de callosidad generado por el área foliar de 20 cm².

Cuadro 29. Análisis de varianza (ANVA) para el porcentaje de callosidad de estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	PORCENTAJE DE CALLOSIDAD	
	CM	P- Valor
T_ ESTACA	0.14	0.1011
L_ ESTACA	0.0032	0.8122
A_ FOLIAR	0.59	0.0035**

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

En este segundo ensayo se obtuvo un porcentaje de menor de callosidad con respecto al primer ensayo, donde se alcanzó 60% de callosidad con sustrato gravilla fina y utilizando también un área de 60 cm², esta baja en el porcentaje de callosidad puede deberse a factores ambientales dentro y fuera de la cámara de subirrigación, intensidad de entrada de luminosidad (Hartmann y Kester, 1988; Cabello, 2000) y por

falta de estímulo de la actividad cambial (Carrera 1977, citado por Silva 1985) durante el periodo de evaluación. Así como, una calidad diferente de los brotes juveniles, esto podría deberse a la duración en el periodo de crecimiento de los brotes de Marupa en el huerto yemero.

Cuadro 30. Prueba de comparación de medias para las áreas foliares (20 cm² y 60 cm²) con respecto al porcentaje de callosidad de estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

F.V.	PORCENTAJE DE CALLOSIDAD (%)		
		Medias	Significancia
A_ FOLIAR	60 cm ²	17.56	A
	20 cm ²	4.89	B

*Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)
 Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$)*

4.2.3 Porcentaje de brotes en estacas juveniles de Marupa

Se ejecutó el análisis de varianza para el porcentaje de brotes en estacas juveniles de Marupa, obteniendo como resultado diferencias significativas en cada uno de los tres factores en estudio, la cual muestra diferencias altamente significativas ($P < 0.001$) para el tipo de estaca y significativas tanto para la longitud de estaca ($P < 0.05$) y área foliar ($P < 0.05$), como se muestra en el cuadro 31.

Cuadro 31. Análisis de varianza (ANVA) para el porcentaje de brotes de estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	PORCENTAJE DE BROTES	
	CM	P- Valor
T_ ESTACA	2.66	0.0001**
L_ ESTACA	0.33	0.0347*
A_ FOLIAR	0.39	0.0229*

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

Además, se realizó la prueba de comparación de medias Tukey (cuadro 32 y figura 17), donde se muestra que el tipo de estaca apical obtuvo 85.67 %, el tipo de estaca media posee 64.83 % y el tipo de estaca basal 16.83 %, el menor porcentaje de brotación logrado por las estacas basales puede deberse a que existe una gradiente de citoquininas mayores que en la parte media y apical y estas sean responsables de la formación de yemas, teniendo un movimiento acopétalo hacia el ápice (Ruiz 2005). El máximo brotamiento logrado, fue con estacas juveniles apicales de Marupa (85.7 %), lo que concuerda con otras especies, como lo obtenido con *Gmelina arbórea* en la que las estacas apicales mostraron mayor porcentaje de brotación 54.9 % en comparación de las estacas basales que sólo obtuvieron 38.3 % (Ruiz *et al.*, 2005).

Cuadro 32. Prueba de comparación de medias para el tipo de estaca (apical, media y basal), longitud de estaca (4 y 6 cm) y áreas foliares (20 y 60 cm²) de estacas juveniles de Marupa con respecto al porcentaje de brotes, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	PORCENTAJE DE BROTES (%)		
		Medias	Significancia
T_ ESTACA	APICAL	85.67	A
	MEDIA	64.83	B
	BASAL	16.83	C
L_ ESTACA	6 cm	48.83	A
	4 cm	62.72	B
A_ FOLIAR	60 cm ²	63.40	A
	20 cm ²	48.20	B

Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)

Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$)

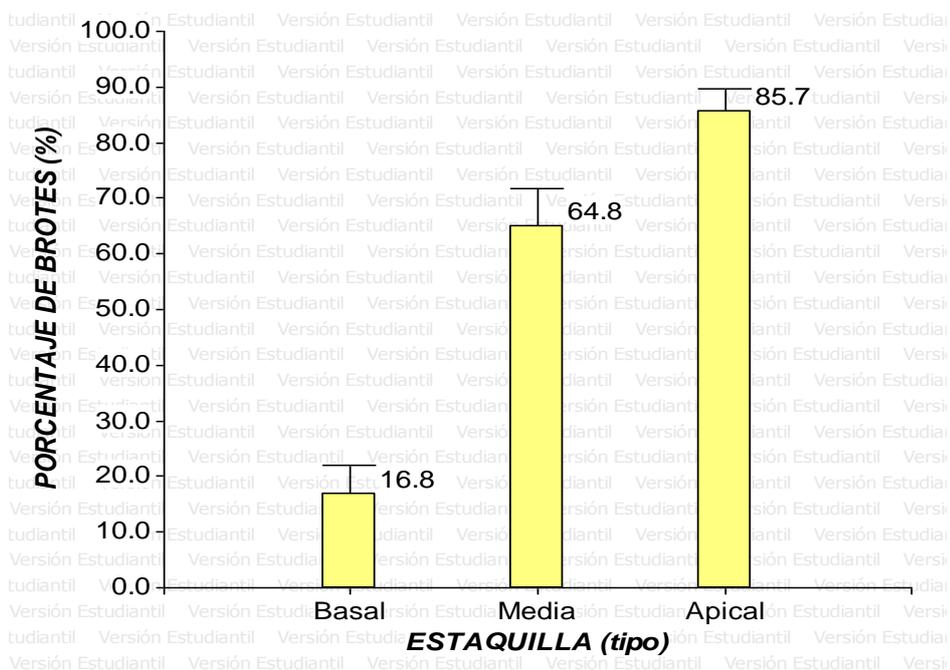


Figura 17. Porcentaje de brotes de estacas juveniles de Marupa en relación al tipo de estaca, después de 48 días de instalación en cámara de subirrigación.

En la figura 18, se observa que la longitud de estaca mayor (6 cm) logró un porcentaje de brotes significativamente superior (62.7%), en cambio la longitud de 4 cm sólo alcanzó 48.8 %, esto indicaría que la longitud de 6 cm favorece la producción de brotes en estacas juveniles de Marupa. Es posible que estos resultados se deban al mayor contenido de sustancias de reserva en las estacas de mayor longitud. Por esa razón, algunos autores afirman que para ciertas especies las estacas de mayor tamaño forman callos, brotes y enraízan mejor que las de menor tamaño, pero existen algunas excepciones ya que existe una longitud óptima que intervienen en el proceso de formación de raíces y brotes (Baggio 1982). No obstante, podemos afirmar que existe una mayor posibilidad de lograr mayor número de brotes al usar estacas de Marupa de longitud máxima.

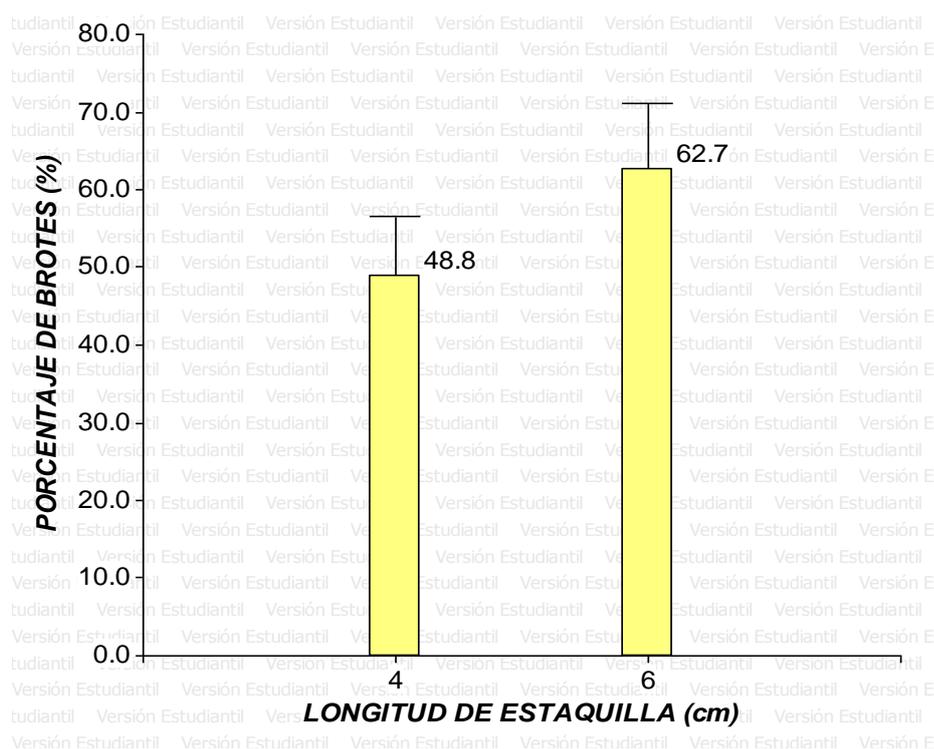


Figura 18. Porcentaje de brotes de estacas juveniles de Marupa en relación a la longitud de estaca, después de 48 días de instalación en cámara de subirrigación.

Con respecto al área foliar, las estacas con 60 cm², obtuvieron un porcentaje de 63.39 %, pero con el área foliar de 20 cm² sólo se logró 48.17%, esto refleja que a mayor incremento en el área foliar se obtendrá resultados significativamente favorables para el porcentaje de brote (figura 19). En consecuencia, el uso de las máximas áreas foliares y/o longitudes de estaca juvenil de Marupa permitirán obtener el máximo valor de brotamiento.

El alto porcentaje de brotes logrado en este ensayo con estacas medias y apicales supero en 23 % al resultado obtenido en el primer ensayo; esto refleja que la máxima capacidad de brotamiento de Marupa estaría influenciada por factores fisiológicos, pues comparando al bajo porcentaje en enraizamiento obtenido en el primer ensayo; podríamos afirmar que las estacas juveniles de Marupa utilizan la mayor parte de sus reservas en la producción de brotes y no precisamente de raíces. Similar patrón fue reportado en la propagación vegetativa de *Populus tremulu* (Eliasson, 1971).

4.2.4 Porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa

En el análisis de varianza (ANVA) realizado para el porcentaje de sobrevivencia (cuadro 33), presenta influencia altamente significativa debido al tipo de estaca ($P < 0.001$) y área foliar ($P < 0.001$); sin embargo, la interacción entre ambos factores, tipo de estaca * área foliar, también fue significativa ($P < 0.05$), esto indicaría que ambos factores, a su vez favorecen el éxito de sobrevivencia. Se realizó la prueba de comparación de medias (cuadro 34 y figura 20), donde se aprecia que el porcentaje de sobrevivencia tiene los más altos valores en comparación a los demás factores, esto refleja que el tipo de estaca y área foliar son factores esenciales para la sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa.

Cuadro 33. Análisis de varianza (ANVA) para el porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA	
	CM	P- Valor
T_ ESTACA	0.51	0.0046**
L_ ESTACA	0.09	0.2891
A_ FOLIAR	0.70	0.0052**
INTERACCIÓN T*A	0.30	0.0317*

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

Los altos porcentajes de sobrevivencia obtenidos con respecto al tipo de estacas juveniles (apicales y medias) podrían deberse principalmente a la presencia de reguladores de crecimientos endógenos, asimilados y grado de lignificación (Shiembo *et al.*, 1996). En tanto las estacas basales, las que presentan mayores diámetros son fisiológicamente diferentes a las apicales y medias, presentando tejidos menos hidratados (Leakey, 1983).

Cuadro 34. Prueba de comparación de medias para el tipo de estaca (apical, media y basal), y áreas foliares (20 y 60 cm²) con respecto al porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha = 0.05$).

F.V.	PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA (%)		
		Medias	Significancia
T_ ESTACA	APICAL	91.92	A
	MEDIA	86.58	B
	BASAL	64.83	C
A_ FOLIAR	60 cm ²	91.39	A
	20 cm ²	70.33	B

Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)
 Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$)

En lo que respecta al área foliar, que es un factor importante para la sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa, cumple la función fotosintética. Pero el costo de fotosintetizar es transpirar reduciendo su contenido de reservas hasta un nivel que pueda provocar la muerte de las estacas antes que estas enraícen (Pino, 2002). La respuesta de la planta es el cierre de estomas, limitando la adquisición de CO₂, para realizar la fotosíntesis (Leakey, 1985 citado por Gutiérrez, 2003). La pérdida de agua por transpiración puede causar problemas de desecación en las estacas, algunas veces a un grado tal que produce la muerte de las mismas; aunque en el caso de Marupa no se presentó.

La reducción del área foliar ayuda en parte a solucionar este problema, pero se debe tener en cuenta que la presencia de hojas estimula el desarrollo radicular, por la síntesis de carbohidratos, a través del proceso de fotosíntesis (Devlin, 1982). Según lo observado, el adecuado manejo de las condiciones ambientales de la cámara de subirrigación, no permitió la muerte por desecamiento, aún con las mayores áreas foliares (60 cm²), por el contrario en la especie Marupa el tamaño de hoja de 60 cm² es fundamental para su sobrevivencia máxima.

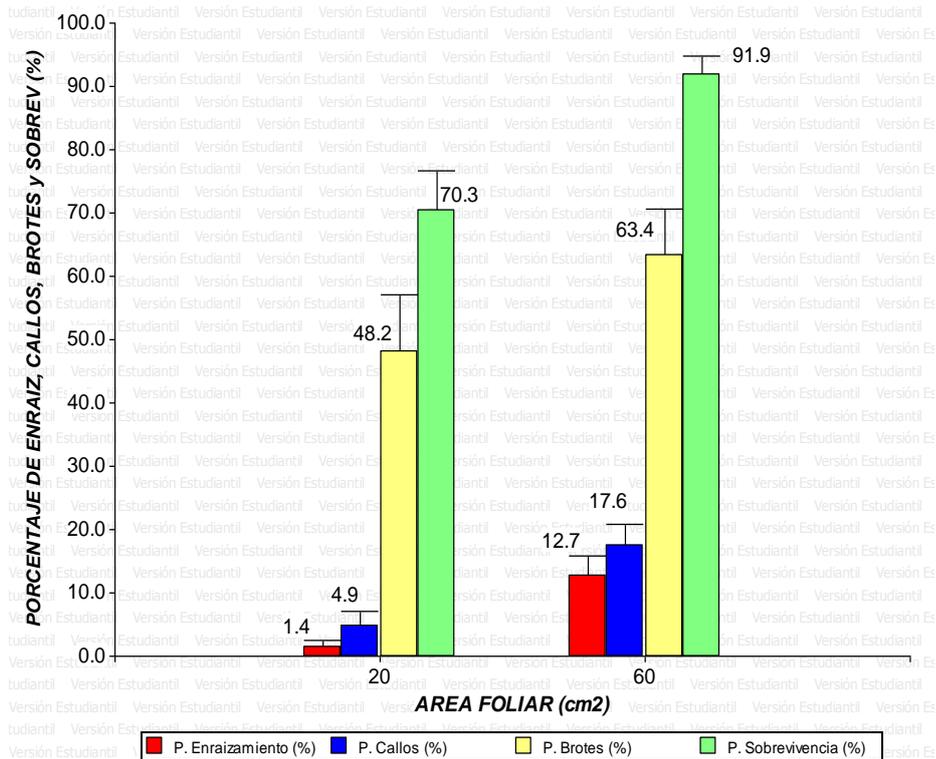


Figura 19. Porcentaje de enraizamiento, callos, brotes y supervivencia de estacas juveniles de Marupa en relación al área foliar, después de 48 días de instalación en cámara de subirrigación.

El análisis de comparación de medias realizado para el porcentaje de supervivencia expone la interacción entre los factores tipo de estaca*área foliar (cuadro 35), generando valores estadísticamente similares ($P < 0.05$) de supervivencia, para el tipo de estaca media*área foliar de 60 cm² con 98%; tipo apical*60 cm² con 92 % y tipo apical*20 cm² con 91.83 %, son las medias de mayor representatividad. Esto fue confirmado por Opuni-Frimpong *et.al.*, (2008) quienes obtuvieron 92 % de supervivencia de *Khaya anthotheca* con estacas juveniles del tipo media*50cm² y 98% de supervivencia de *Khaya ivorensis*, también con estacas medias*30 cm²; por lo cual se demuestra que, para obtener la máxima supervivencia de estacas de la especie de Marupa es conveniente utilizar estacas de las dos posiciones terminales con un área foliar de 60 cm². Con el uso de estacas medias de los brotes de

especies forestales, se obtuvo buenos resultados con áreas foliares de 10 a 50 cm², aunque algunas, como *Swietenia microphylla*, pueden requerir áreas mayores (Mesén 1993). En consecuencia, podemos afirmar que el uso de estacas medias de Marupa con máximas áreas foliares (60 cm²), permitirá obtener la máxima sobrevivencia (98%).

Cuadro 35. Prueba de comparación de medias para el porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa por efecto de la interacción de los factores tipo de estaca*área foliar, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

T_ ESTACA* A_ FOLIAR (cm²)	Medias	Significancia
MEDIA 60	98.0	A
APICAL 60	92.0	A
APICAL 20	91.8	A
BASAL 60	85.7	B
MEDIA 20	75.2	B
BASAL 20	44.0	C

Letras distintas indican diferencias significativas (P < 0,05)

Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$)

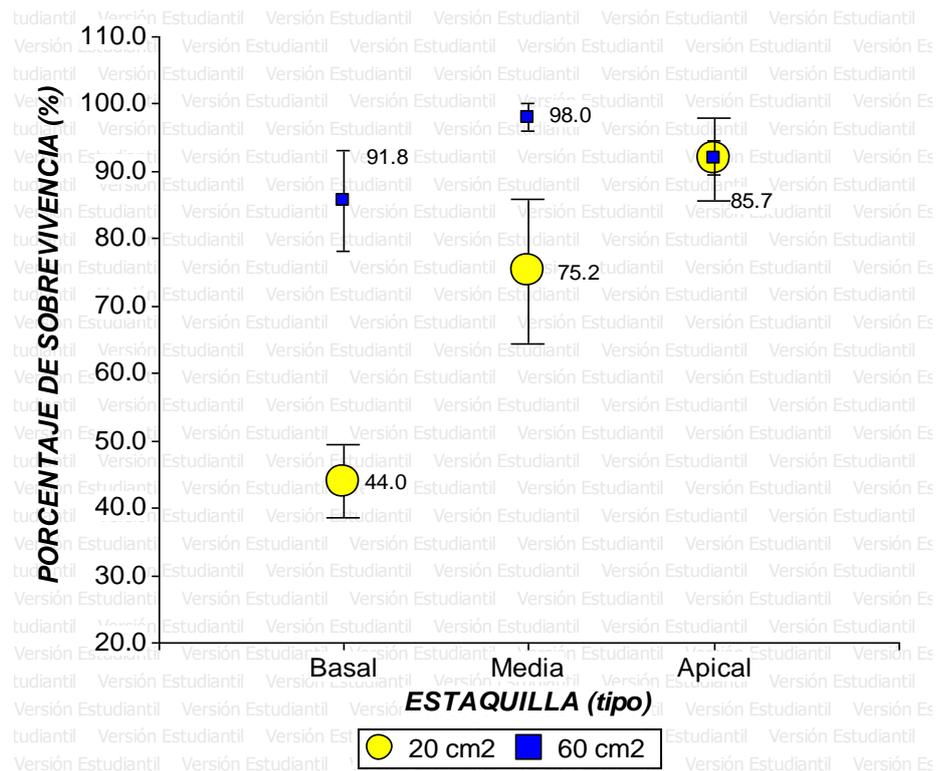


Figura 20. Porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa en relación a la interacción tipo de estaca* área foliar, después de 48 días de instalación en cámara de subirrigación.

4.2.5 Número de raíces por estacas juveniles de Marupa

En el cuadro 36, se observa los resultados del análisis de varianza ($p < 0.05$), para la variable número de raíces por estaca juvenil de Marupa, presentó diferencias significativas debido a la longitud de estaca ($P < 0.05$), y de forma altamente significativa ($P < 0.001$) para el área foliar, vale decir, que tanto la longitud de estaca, como el área foliar influyen en el número de raíces.

Cuadro 36. Análisis de varianza (ANVA) para el número de raíces por estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	NÚMERO DE RAÍCES	
	CM	P- Valor
T_ ESTACA	0.15	0.0866
L_ ESTACA	0.27	0.0332*
A_ FOLIAR	0.60	0.0027**

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

En el cuadro 37 y figura 21, se observa que la longitud de estaca de 4 cm obtuvo 0.25 raíces por estacas juveniles de Marupa, tres veces más raíces (0.08) que cuando se usan estacas de 6 cm, es decir, que la estaca de 4 cm de longitud favoreció en la obtención de más raíces. Sin embargo, en el primer ensayo se obtuvo un valor similar (0.27) con las mismas características del sustrato y dosis de AIB, lo cual indicaría que la longitud de estaca con un rasgo de morfotipo no es tan preponderante en la determinación de la cantidad de raíces, pero quizás una dosis mayor si podría favorecer esta variable de manera más efectiva, también es posible probar con otros sustratos alternativos a la gravilla fina como la perlita agrícola.

En el cuadro 35 y figura 25, se tiene que el área foliar de 60 cm² aportó con 0.29 raíces por estaca juvenil de Marupa, mostrando una diferencia altamente significativa, respecto al área foliar de 20 cm². Se recalca que en el primer ensayo se alcanzó un valor similar de 0.27 raíces por estaca con el mismo tamaño de área foliar (60 cm²), por lo que, tanto en el primer como en el segundo ensayo se obtuvieron resultados similares para el número de raíces, incluso con mayor área foliar, por lo cual se confirma que tanto el sustrato y la dosis hormonal serían los factores que podrán elevar esta variable. Esto lo confirma Opuni-Frimpong *et al.*, (2008) quienes lograron obtener también un mayor número de raíces

con área foliar de 50 cm² al trabajar con *Khaya anthotheca*. El área de 20 cm² sólo llegó a 0.04 raíces por estaca.

Cuadro 37. Prueba de comparación de medias para longitud de estaca (4 y 6 cm), y áreas foliares (20 y 60 cm²) con respecto al número de raíces en estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de sub irrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

F.V.	NÚMERO DE RAICES (Nº)		
		Medias	Significancia
L_ ESTACA	6 cm	0.08	A
	4 cm	0.25	B
A_ FOLIAR	60 cm ²	0.29	A
	20 cm ²	0.04	B

Letras distintas indican diferencias significativas (P < 0,05)

Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$)

Definitivamente, la estaca juvenil de Marupa deberá presentar área foliar, por ser esta fuente de asimilados, auxinas y otras sustancias vitales para la generación de raíces; incluso se observó que contar con superficies foliares tan grandes (60 cm²) en Marupa no es un riesgo elevado para su transpiración; en consecuencia sería conveniente probar con áreas foliares más grandes, con la posibilidad de incrementar el número de raíces.

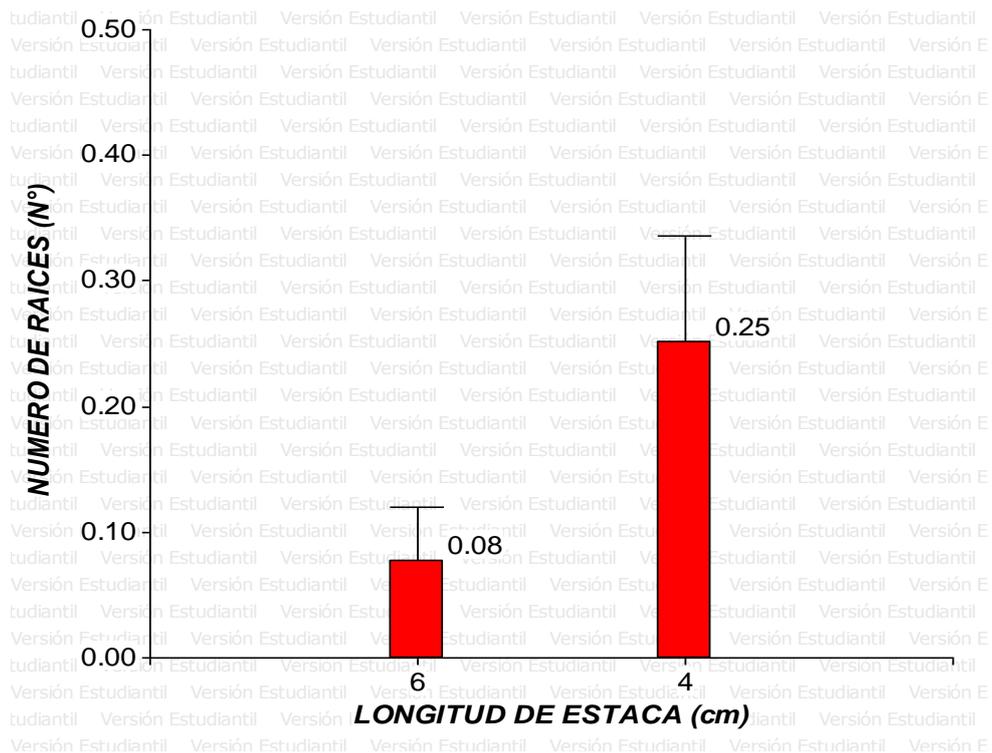


Figura 21. Número de raíces de estacas juveniles de Marupa en relación a la longitud de estaca, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

4.2.6 Longitud de raíz promedio en estacas juveniles de Marupa

El análisis de varianza realizado para la longitud de raíz promedio en estacas juveniles de Marupa mostró diferencias significativas ($P < 0.05$) para el área foliar (cuadro 38).

Cuadro 38. Análisis de varianza (ANVA) para la longitud de raíz promedio de raíces por estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	LONGITUD DE RAÍZ PROMEDIO	
	CM	P- Valor
A_FOLIAR	89.55	0.0176*

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

Por otro lado, en la prueba de comparación de medias (cuadro 39 y figura 22), muestra que, el área foliar de 60 cm² tuvo un crecimiento quince veces mayor (3.3 mm) en la longitud de raíz promedio respecto a los 0.2 mm de raíz obtenido con el área de 20 cm². Una tendencia similar también se presentó en la longitud de raíces de *Khaya ivorensis* al obtener 15 cm de raíz promedio con un área foliar de 50 cm², en comparación al de área foliar de 10 cm² que sólo obtuvo 7 cm; lo mismo sucedió para *Khaya anthotheca* que con 50 y 10 cm² de área foliar, se obtuvo 15.8 y 7.8 cm de longitud de raíz promedio, respectivamente; probando que a mayor área foliar el crecimiento en longitud de las raíces será mejor (Opuni-Frimpong *et al.*, 2008). Una estaca juvenil sin hojas no puede arraigar, cuando una estaca que pierde sus hojas en el transcurso del arraigue estará igualmente condenada a morir, pues aunque esté empezando a echar raíces, no podrá desarrollarse (Braudeau 1981). En consecuencia, es necesario una superficie foliar mínima para asegurar la fotosíntesis precisada y satisfacer las necesidades al crecimiento o elongación del sistema radical de las estacas de Marupa, también se comprobó que áreas foliares de 60 cm² garantizan mayor longitud radicular. Es conveniente probar mayores áreas foliares que garantizarían la longitud óptima.

Cuadro 39. Prueba de comparación de medias para las áreas foliares (20 y 60 cm²) con respecto a la longitud de raíz promedio en estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

F.V.	LONGITUD DE RAÍZ PROMEDIO (mm)		
		<i>Medias</i>	<i>Significancia</i>
A_ FOLIAR	60 cm ²	3.31	A
	20 cm ²	0.16	B

Letras distintas indican diferencias significativas (P < 0,05)

Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$)

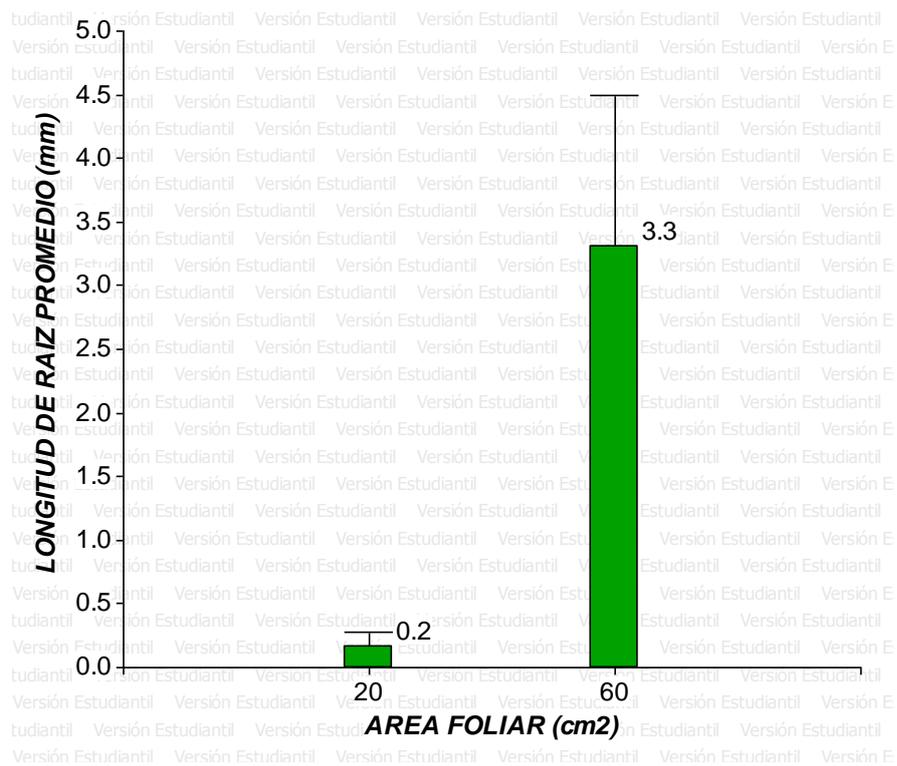


Figura 22. Longitud de raíz promedio de estacas juveniles de Marupa en relación al área foliar, después de 48 días de instalación en cámara de subirrigación.

4.2.7 Número de brotes por estacas juveniles de Marupa

Para el número de brotes el análisis de varianza prueba que los tres factores en estudio influyen de forma significativa (cuadro 40), el tipo de estaca ($P < 0.001$), longitud de estaca ($P < 0.05$) y área foliar ($P < 0.05$), respectivamente.

Cuadro 40. Análisis de varianza (ANVA) para el número de brotes por estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	NÚMERO DE BROTES	
	CM	P- Valor
T_ ESTACA	49.95	0.0001**
L_ ESTACA	0.21	0.0165*
A_ FOLIAR	0.17	0.0282*

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

En el cuadro 41 y figura 23, nos muestra el resultado de la prueba comparación de medias, donde el tipo de estaca apical tuvo significativamente casi un 20% más brotes (0.86) que las estacas medias y un 70 % más brotes que las estacas basales de estacas juveniles de Marupa, esto indicaría que las estacas apicales podrían tener mayor contenido de asimilados de carbohidratos y respondiendo mejor a la producción de brotes

Cuadro 41. Prueba de comparación de medias para el tipo de estaca (apical, media y basal), longitud de estaca (4 y 6 cm) y áreas foliares (20 y 60 cm²) con respecto al número de brotes de estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	NÚMERO DE BROTES (Nº)		
		Medias	Significancia
T_ ESTACA	APICAL	0.86	A
	MEDIA	0.66	B
	BASAL	0.16	C
L_ ESTACA	6 cm	0.63	A
	4 cm	0.48	B
A_ FOLIAR	60 cm ²	0.63	A
	20 cm ²	0.49	B

Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)
 Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$)

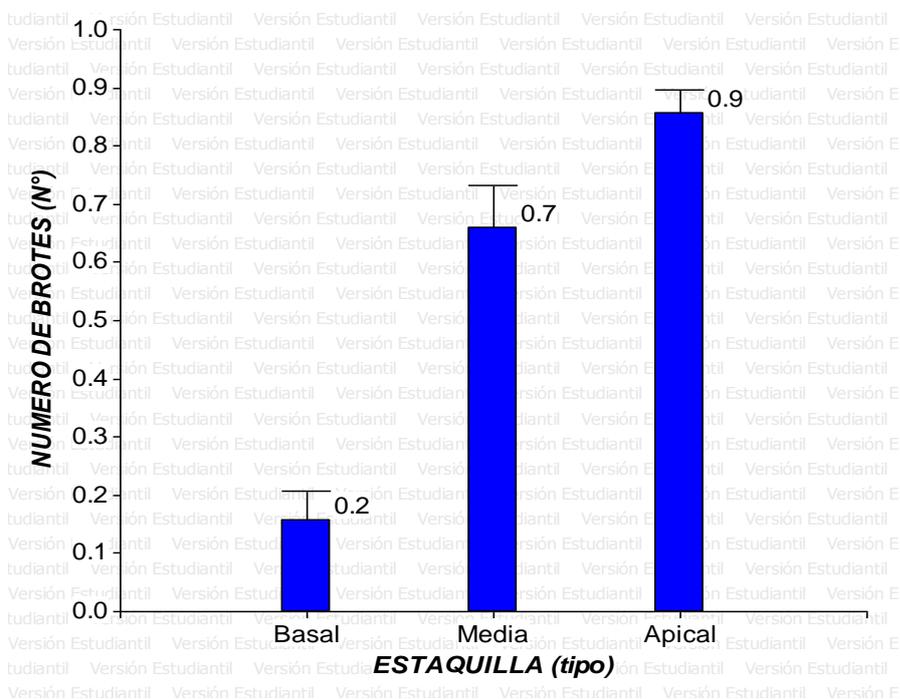


Figura 23. Número de brotes de estacas juveniles de Marupa en relación al tipo de estaca, después de 48 días de instalación en cámara de subirrigación.

El uso de estacas juveniles de Marupa de 6 cm de longitud promovió el máximo número de brotes (0.6 brotes/estaca), frente a las estacas de 4 cm con solo 0.48 brotes/estaca; la influencia de la longitud es un factor óptimo para la obtención de un mayor número de brotes en estacas juveniles de Marupa (cuadro 39 y figura 24).

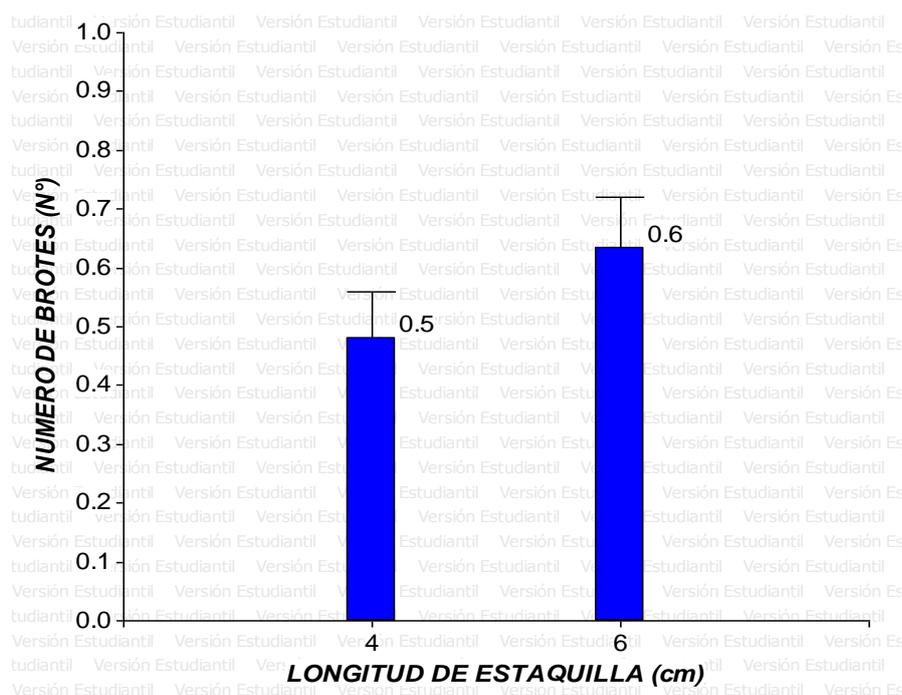


Figura 24. Número de brotes de estacas juveniles de Marupa en relación a la longitud de estaca, después de 48 días de instalación en cámara de subirrigación.

En la figura 25, se observa que el área foliar de 60 cm² alcanzó una producción de 0.63 brotes y 0.49 brotes con un área de 20 cm², demostrando que la mayor área empleada favoreció la producción de un mayor número de brotes. En consecuencia de los tres factores utilizados, el tipo de estaca apical fue el que influyó de forma más efectiva en el mayor número de brotes de Marupa. Al no obtener un porcentaje amplio de enraizamiento en el segundo ensayo, el sistema radicular no puede cumplir el proceso fisiológico de fotosíntesis y respiración, por ende lo anunciado por Ruiz (2009) confirma la aparición

de brotes, esto se debe a que las estacas más juveniles (apicales) contienen mayor cantidad de reserva de carbohidratos, factor por el cual favorecen la aparición de brotes.

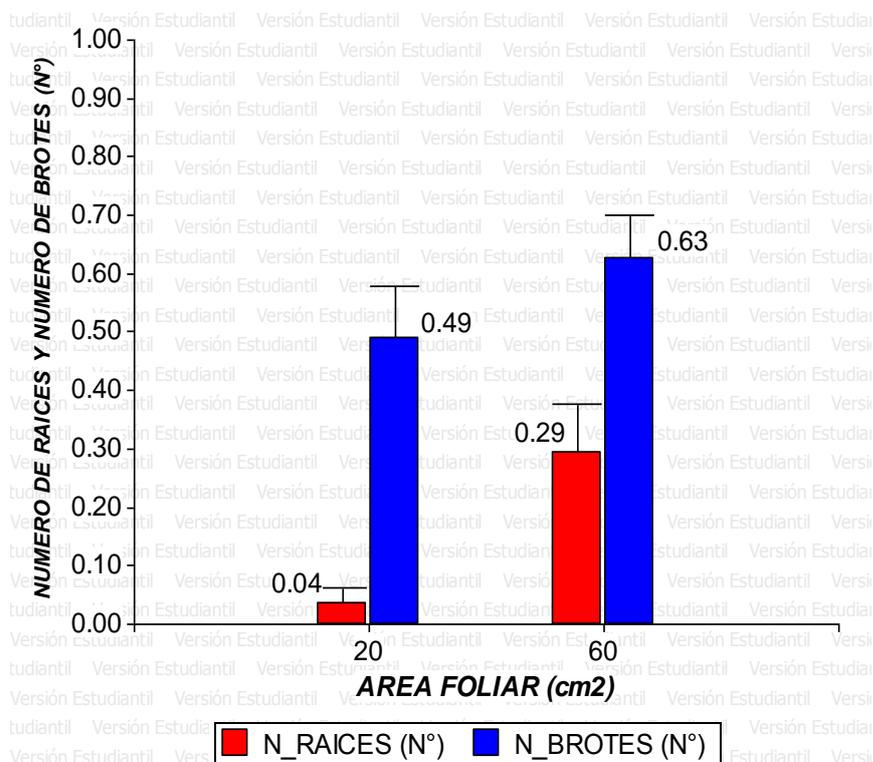


Figura 25. Número de raíces y número de brotes de estacas juveniles de Marupa en relación al área foliar, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

4.2.8 Longitud de brotes en estacas juveniles de Marupa

El análisis que se realizó para la longitud de brotes dio como resultado que la longitud y tipo de estaca tienen una influencia altamente significativa ($P < 0.001$) y también se aprecia la interacción entre el tipo de estaca y el área foliar ($P < 0.05$), esto da a conocer que ambos factores favorecen, a su vez, la mayor elongación de los brotes. (Cuadro 42).

Cuadro 42. Análisis de varianza (ANVA) para la longitud de brotes por estacas juveniles de Marupa, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	LONGITUD DE BROTES	
	CM	P- Valor
T_ ESTACA	72.36	0.0001**
L_ ESTACA	24.68	0.0046**
INTERACCION T*A	12.83	0.0143*

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

En la figura 26, se observa diferencias significativas entre las dos longitudes de estaca, donde la longitud de estacas de 6 cm alcanzó una longitud de brotes de 4.4 mm, es decir, un 50% más longitud que las estacas de 4 cm (2.8 mm).

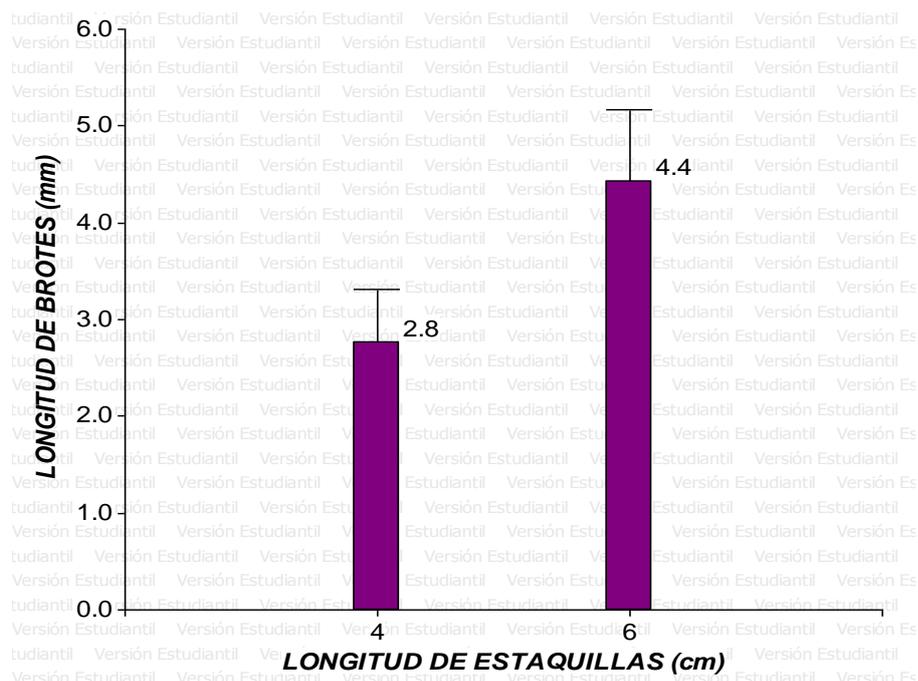


Figura 26. Longitud de brotes de estacas juveniles de Marupa en relación a la longitud de estaca, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

En el cuadro 43, se confirma la interacción de los factores tipo de estaca*área foliar, la mejor interacción esta representada por el tipo de estaca con 20 o 60cm², incluso, con casi un 50% más longitud de brote que las estacas de 6 cm de largo analizados en el caso anterior, este valor fue similar estadísticamente a lo obtenido con estaca media*área foliar de 60 cm², obteniendo 5.12 mm de longitud de brotes. Por lo tanto, estacas apicales y medias con 60 cm² de área foliar son determinantes en el crecimiento de la longitud de los brotes.

Cuadro 43. Prueba de comparación de medias para la longitud de brotes de estacas juveniles de Marupa por efecto de la interacción de los factores tipo de estaca*área foliar, después de 48 días de la instalación en cámara de sub irrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

T_ ESTACA* L_ FOLIAR (cm ²)		Medias	Significancia	
APICAL	20	6.69	A	
MEDIA	60	5.12	A	
APICAL	60	4.72	A	
MEDIA	20	3.24	B	
BASAL	60	1.54	B	
BASAL	20	0.26	C	

Letras distintas indican diferencias significativas (P < 0,05)

Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$)

En la figura 27, se aprecia los datos obtenidos por las interacciones de los factores tipos de estaca (apical, media y basal) con las áreas foliares (20 y 60 cm²), la menor longitud de brotes sin duda lo muestra el tipo de estaca basal con áreas de 20 y 60 cm² que lograron alcanzar sólo 0.3 y 1.5 mm de longitud de brotes, respectivamente; en cambio cuando se utilizó estacas apicales y medias la longitud del brote creció en casi 300% más, con 20 o 60 cm² de área foliar.

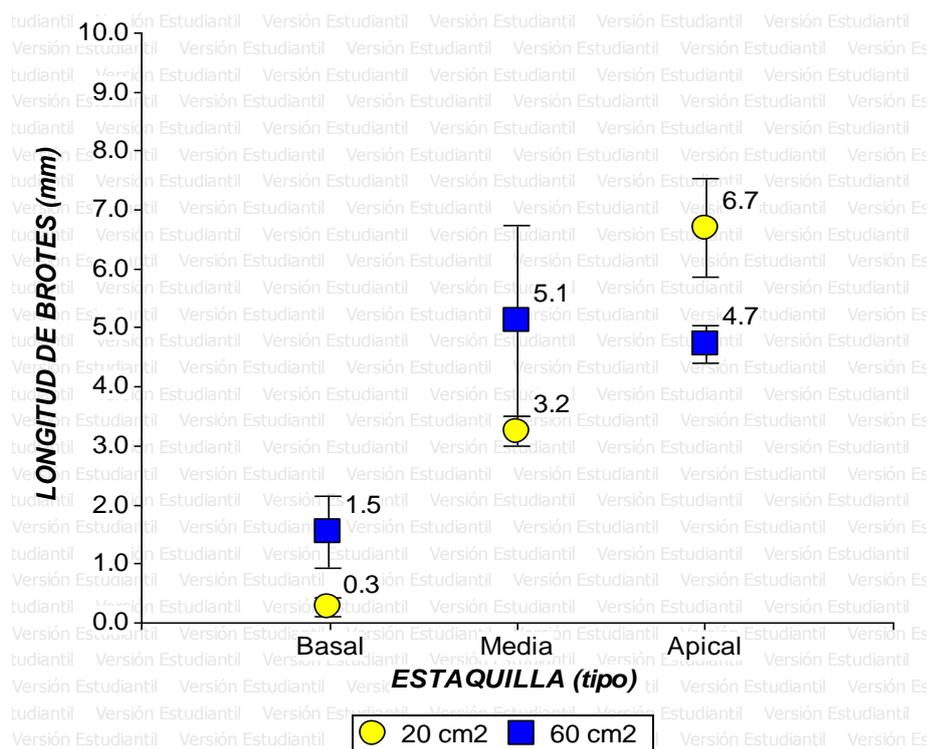


Figura 27. Longitud de brotes de estacas juveniles de Marupa en relación a la interacción del tipo de estacilla y el área foliar, después de 48 días de la instalación en cámara de subirrigación.

4.3 Tercer ensayo.

4.3.1 Porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa

Tras el análisis de varianza se confirma la existencia de diferencias altamente significativas ($p < 0.001$) el porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa con respecto al tipo de sustrato (cuadro 44). El sustrato tipo perlita agrícola posee características favorables para un buen enraizamiento como retención de la humedad, es estéril (no necesita desinfección), es liviano, adecuada aireación (Caballero y Del Río 1998). Esto refleja el mayor porcentaje de enraizamiento obtenido, frente al ensayo 1 y 2.

Avanzato y Cherubini (1993), citado por Pereira (2003), mencionan que el tamaño de las partículas también interfiere en el enraizamiento

de las estacas; trabajando con sustratos de perlitas de diferentes granulometrías obtuvieron resultados significativamente superiores; por lo tanto es posible que este sustrato posea características físicas de interés para la producción eficiente de raíces.

Cuadro 44. Análisis de varianza (ANVA) para el porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO	
	CM	P- Valor
T_SUSTRATO	0.45	0.0001**
T_ESTACA*T_SUSTRATO	0.02	0.0017**

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

En el cuadro 45 y figura 28, muestran las comparaciones de medias en el porcentaje de enraizamiento debido a la interacción entre tipo de estaca*tipo de sustrato, donde se obtuvo los valores más altos de enraizamiento, es decir, la estaca de tipo apical con sustrato de perlita generó 63.98 % de enraizamiento; y el tipo media y perlita un 58.3 %. Los valores más bajos en enraizamiento fueron para la estaca media con sustrato arena gruesa (28.3%) y estaca apical con arena gruesa (19.6%). Este enraizamiento supera ampliamente lo obtenido en el primer ensayo (19.4 %) y 12.7 % en el segundo ensayo.

Cuadro 45. Prueba de comparación de medias para el porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa por efecto de la interacción de los factores tipo de estaca*tipo de sustrato, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

T_ ESTACA* T_ SUSTRATO		Medias	Significancia
APICAL	PERLITA	63.88	A
MEDIA	PERLITA	58.33	A
MEDIA	ARENA GRUESA	28.33	B
APICAL	ARENA GRUESA	19.64	C

*Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)
 Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$)*

Frente a las claras evidencias que las estacas apicales o medias siempre tendrán el mejor enraizamiento cuando son insertados en el sustrato perlita, incluso superando no solo a la segunda mejor respuesta (interacción estaca media*arena gruesa), sino también a la propia gravilla fina, la cual fue la mejor en el enraizamiento en los ensayos anteriores. Frente a estas evidencias quedaría demostrado que la respuesta más exitosa no solo estaría ligada al mismo volumen de aire (aireación) proporcionada por la gravilla fina, de similar granulometría que perlita, sino que además es posible que el mayor grado de esterilidad de perlita, el color claro (color blanco brillante) y especialmente la mayor retención de humedad proporcionada por la higroscopia de las partículas de perlita, dieron la oportunidad que el sustrato siempre esté en la humedad adecuada sin que este llegue a saturación. En consecuencia, el balance oportuno entre la aireación y la capacidad de retención de agua del propio sustrato perlita habría sido la que otorgó las condiciones ideales para el enraizamiento de Marupa. Una tasa de difusión de oxígeno adecuado para las necesidades de respiración y una capacidad adecuada de retención de humedad, es lo más apropiado en un sustrato de enraizamiento (Andersen 1986).

Adicionalmente, un mayor control de otros factores (luz, concentración de AIB, tamaño de estacas y área foliar), mejoró el porcentaje de enraizamiento de *Cordia alliodora* desde 70 a 89 %, mientras que se redujo a 76 % cuando se utilizó aserrín. El contenido excesivo de agua en el aserrín (más de 50 % comparado con menos de 18 % en grava y arena) fue identificada como el factor responsable de la reducción en el enraizamiento en dichos sustratos (Mesén 1993).

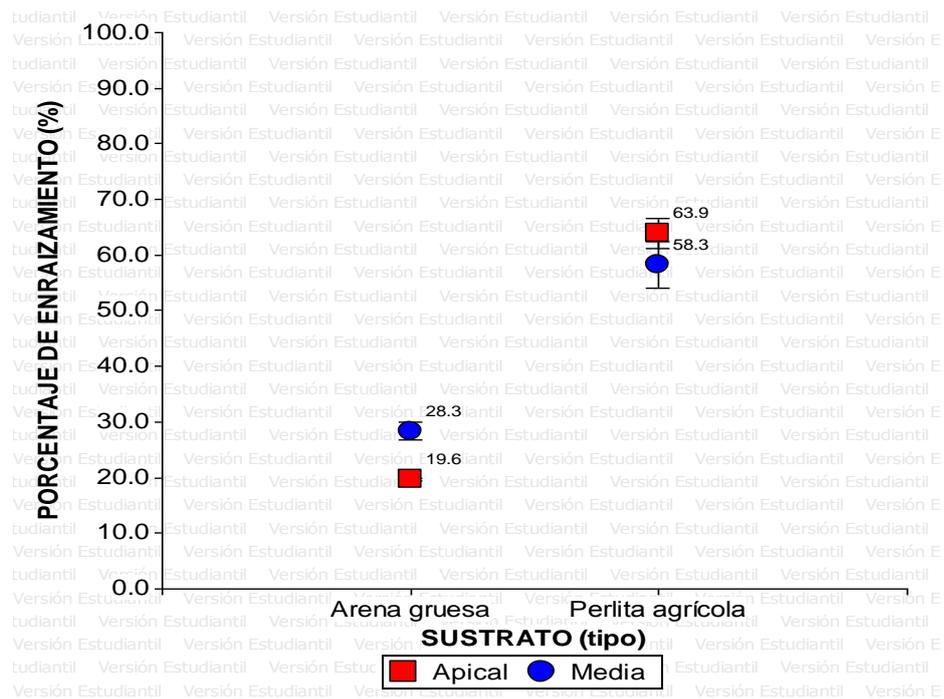


Figura 28. Porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de Marupa en relación a la interacción tipo de estaca* tipo de sustrato, después de 30 días de instalación en cámara de subirrigación.

4.3.2 Porcentaje de callosidad de estacas juveniles de Marupa

El análisis de varianza (ANVA) para el porcentaje de callosidad en estacas juveniles de Marupa, indica que el tipo de sustrato influye de manera altamente significativa ($p < 0.001$) (cuadro 46).

Cuadro 46. Análisis de varianza (ANVA) para el porcentaje de callosidad de estacas juveniles de Marupa, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	PORCENTAJE DE CALLOS	
	CM	P- Valor
T_SUSTRATO	0.35	0.0033**

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

En el cuadro 47 y figura 29, se observa que tras el análisis de comparaciones de medias realizado, el sustrato Perlita obtuvo el máximo porcentaje de callos (70.8%), superando al sustrato arena gruesa (48.7%) e incluso a los dos ensayos anteriores. De igual manera Portas *et al.*, (2002) al usar sustrato perlita obtuvo 100 y 80 % de callos en estacas de *Tabebuia impetiginosa*.

Cuadro 47. Prueba de comparación de medias para el porcentaje de callosidad con respecto al tipo de sustrato de estacas juveniles de Marupa, después de 30 días de la instalación en cámara de sub irrigación (Tukey $\alpha = 0.05$).

F.V.	PORCENTAJE DE CALLOSIDAD (%)	
	Medias	Significancia
PERLITA	70.83	A
ARENA GRUESA	48.68	B

Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)
 Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$)

Evidentemente, el tipo de sustrato perlita jugó un papel importante no solo en la alta proporción de callosidad de las estacas, sino que a la luz de las observaciones se confirmó que a partir de los callos que lograron desarrollar en la base de la estaca en forma de “Aro” y en todo el perímetro interno del cambium (foto 24a), se generaron las primeras

raíces (o raíces principales), es por ello, que en este tercer ensayo los porcentajes de callosidad y enraizamiento fueron muy cercanos (70.8 y 64 %, respectivamente); además, se observó que el tiempo de iniciación de callos se acortó de 30 días en el primer y segundo ensayo, a sólo 12 días en el tercer ensayo (perlita agrícola), luego emergieron las raíces desde el propio callo. Por lo tanto, quedaría demostrado que el sustrato perlita no solo tuvo importancia en el incremento del porcentaje de callosidad, sino que además influyó significativamente en que casi todos los callos se conviertan en raíces en un 150 % menos tiempo invertido, respecto al primer y segundo ensayo, desde 30 a 12 días.

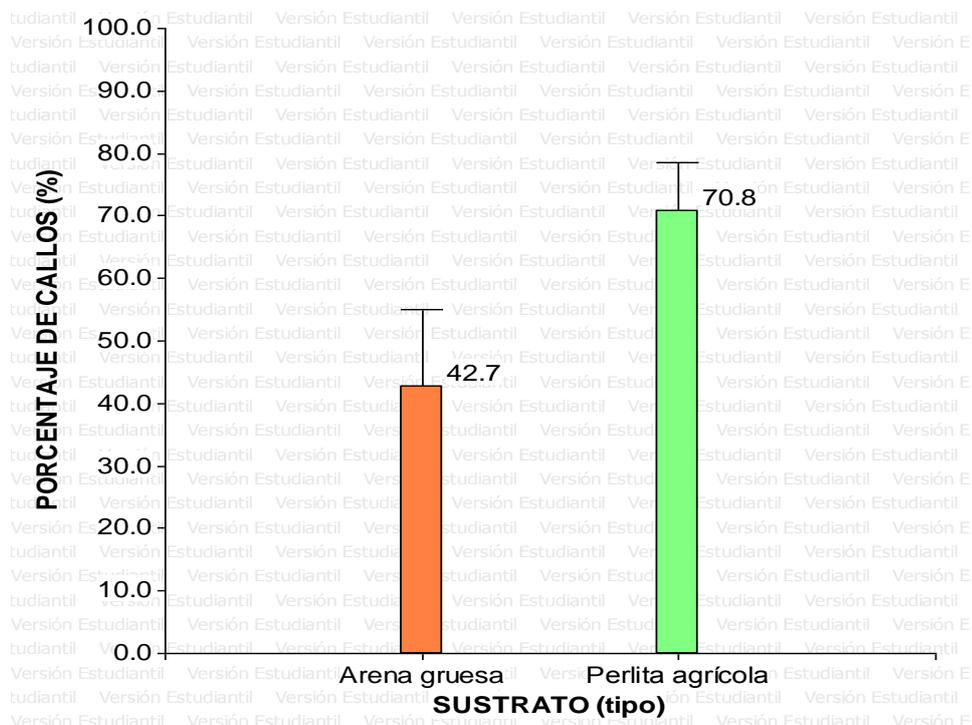


Figura 29. Porcentaje de callos de estacas juveniles de Marupa con respecto al tipo de sustrato, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación.

4.3.3 Porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa

El análisis de varianza (ANVA), realizado para el porcentaje de sobrevivencia, presenta una interacción significativa ($P < 0.001$), entre los factores tipo de estaca*tipo de sustrato (cuadro 48).

Cuadro 48. Análisis de varianza (ANVA) para el porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA	
	CM	P- Valor
TIPO_ESTACA*TIPO_SUSTRATO	0.02	0.0145*

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

En el cuadro 49 y figura 30, se observa que el tipo de sustrato perlita y estacas medias y apicales obtuvieron los más altos valores en sobrevivencia (95.2 y 91.9%), respectivamente. El sustrato arena gruesa, tanto para el porcentaje de enraizamiento como en el porcentaje de sobrevivencia obtuvieron valores menos representativos, lo cual indicaría que la perlita agrícola también influye positivamente en la sobrevivencia de las estacas juveniles de Marupa. Estos valores de sobrevivencia son similares a lo obtenido en el primer ensayo con respecto a los tres sustratos usados la cual fue superior a 90 % y un 81 % logrado en la interacción del tipo de estaca media*60cm² para el segundo ensayo. Es evidente, que las estacas más juveniles de Marupa (apicales y medias) con sustrato granulométricamente ideal como perlita agrícola, gravilla fina, arena gruesa y condiciones fisiológicas de la especie, favorecen altamente la sobrevivencia de las estacas bajo condiciones controladas.

Cuadro 49. Prueba de comparación de medias para el porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa por efecto de la interacción de los factores tipo de estaca*tipo de sustrato, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

T_ ESTACA* T_ SUSTRATO		Medias	Significancia
MEDIA	PERLITA	95.17	A
APICAL	PERLITA	91.85	A
APICAL	ARENA GRUESA	8.06	B
MEDIA	ARENA GRUESA	69.75	C

* = Significativo ($p<0.05$); ** = Altamente significativo. ($p<0.001$).

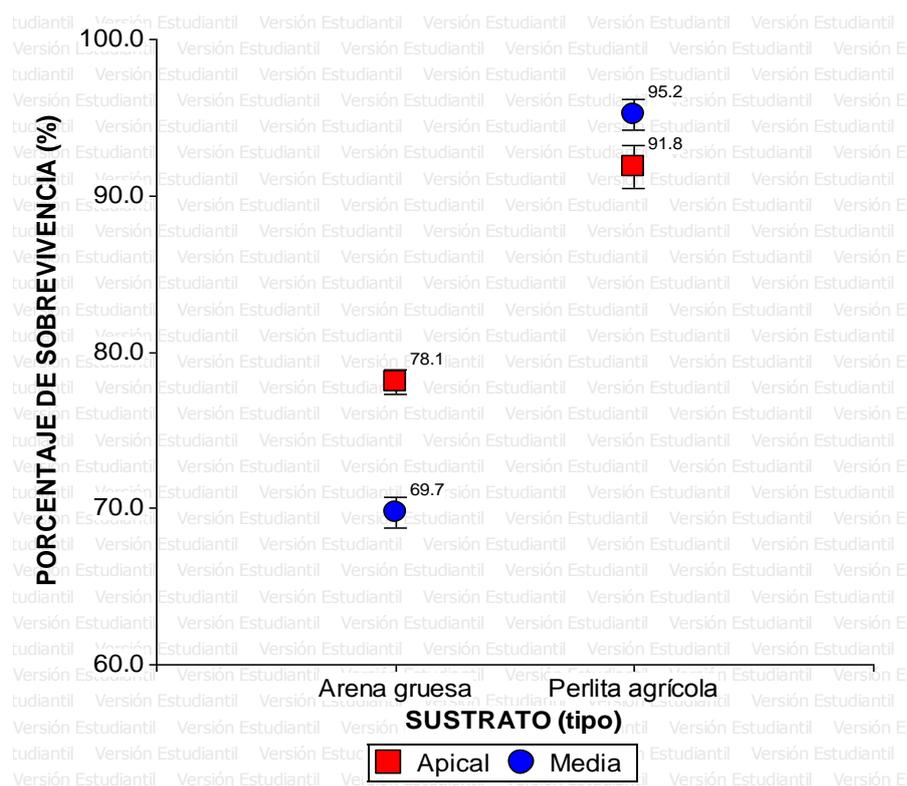


Figura 30. Porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de Marupa en relación a la interacción tipo de estaca*tipo de sustrato, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación.

4.3.4 Número de raíces de estacas juveniles de Marupa

En el cuadro 50, se observa el resultado del análisis de varianza para el número de raíces por estaca juvenil de Marupa, lo cual indica que el tipo de sustrato presenta una diferencia altamente significativa ($P < 0.001$).

Cuadro 50. Análisis de varianza (ANVA) para el número de raíces de estacas juveniles de Marupa, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	NÚMERO DE RAÍCES	
	CM	P- Valor
T_SUSTRATO	7.23	0.0063**

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

La prueba de comparación de medias realizada para el número de raíces por estaca juvenil de Marupa (cuadro 51 y figura 31), muestra que el sustrato perlita obtuvo el mayor número de raíces (2.26), tres veces más, en comparación al de la arena gruesa que sólo alcanzó (0.70), esto indica, que el sustrato perlita superó al sustrato gravilla fina que solo llegó a obtener en el primer ensayo 0.27 raíces por estaca juvenil de Marupa.

Cuadro 51. Prueba de comparación de medias para el número de raíces con respecto al tipo de sustrato de estacas juveniles de Marupa, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha = 0.05$).

F.V.	NÚMERO DE RAÍCES (Nº)	
	Medias	Significancia
PERLITA	2.26	A
ARENA GRUESA	0.70	B

Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)
 Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$)

Resultados similares fueron encontrados en el enraizamiento de *Cordia alliodora*, donde se demostró la importancia del tipo de sustrato y la cantidad de agua en el número de raíces producidas por las estacas, donde la evidente pudrición en la base de las estacas establecidas en el sustrato aserrín (más del 50 % de agua), y la óptima condición de estacas establecidas en grava (18 % de agua) estuvieron asociados proporcionalmente con el número de raíces promedio por estacas, es decir, 6.8 raíces en grava y 3.3 raíces en aserrín (Mesen 1993). En consecuencia, los tipos de sustratos granulométricamente favorables como la gravilla fina y la perlita agrícola influyen de manera óptima en el número de raíces.

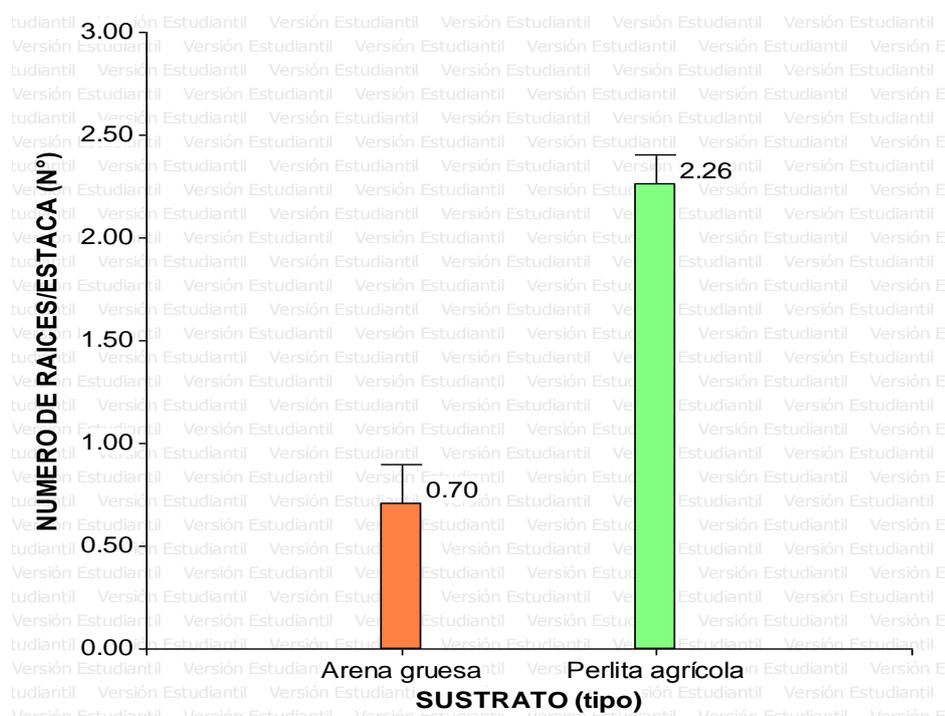


Figura 31. Número de raíces de estacas juveniles de Marupa con respecto al tipo de sustrato, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación.

4.3.5 Longitud de raíz promedio de estacas juveniles de Marupa

El análisis de varianza (ANVA) realizado para la longitud de raíz promedio de estacas juveniles de Marupa, nos muestra que existe una

diferencia altamente significativa ($P < 0.001$), con respecto al tipo de estaca*tipo de sustrato, a la vez, estos factores forman una interacción altamente significativa (cuadro 52). Por lo tanto, la relación entre el tipo de estaca y el tipo de sustrato favorecen al crecimiento en longitud de las raíces de estacas juveniles de Marupa.

Cuadro 52. Análisis de varianza (ANVA) para la longitud de raíz promedio de estacas juveniles de Marupa, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación.

F.V.	LONGITUD DE RAÍZ PROMEDIO	
	CM	P- Valor
T_ESTACA	353.58	0.0004**
T_SUSTRATO	435.95	0.0002**
T_ESTACA*T_SUSTRATO	126.93	0.0026**

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$).

En el cuadro 53 y figura 32, se observa la interacción entre el tipo de estaca*tipo de sustrato, en donde el tipo de estaca apical con sustrato de perlita agrícola obtuvieron los mayores resultados en longitud de raíces promedio (29 mm), en comparación al tipo de estaca media con sustrato perlita (11.7 mm). Los tipos de estacas apicales y medias con sustrato de arena gruesa, por el contrario mostraron hasta 200 % menores resultados (10.47 y 6.12 mm), respectivamente. También Opuni-Frimpong *et al.*, (2008), al trabajar en la propagación vegetativa con estacas juveniles de dos especies del género *Khaya* utilizando concentraciones de AIB de 8000 ppm y sustrato perlita logró alcanzar el mayor número y la mayor longitud de raíces. Estos resultados fueron altamente superiores a lo obtenido en el primer ensayo (14.5 mm) y segundo ensayo (3.3 mm), esto indicaría que la aplicación de dosis mayores a 8000 ppm, utilización de estacas apicales con área foliar de 60cm² y sustrato perlita agrícola favorecieron ampliamente en la longitud de las raíces, llegando a incrementarse hasta en un 870 %. Además, las características de la perlita la hacen un sustrato menos denso que la

gravilla fina, lo cual le permite menor resistencia a la elongación radicular. En consecuencia, el sustrato perlita agrícola es ideal para la propagación vegetativa de estacas juveniles de Marupa.

Cuadro 53. Prueba de comparación de medias para la longitud de raíz promedio de estacas juveniles de Marupa por efecto de la interacción de los factores tipo de estaca*tipo de sustrato, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación (Tukey $\alpha=0.05$).

T_ ESTACA* T_ SUSTRATO		Medias	Significancia
APICAL	PERLITA	29.03	A
MEDIA	PERLITA	11.67	B
APICAL	ARENA GRUESA	10.47	B
MEDIA	ARENA GRUESA	6.12	C

*Letras distintas indican diferencias significativas (P < 0,05)
Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($\alpha = 0,05$)*

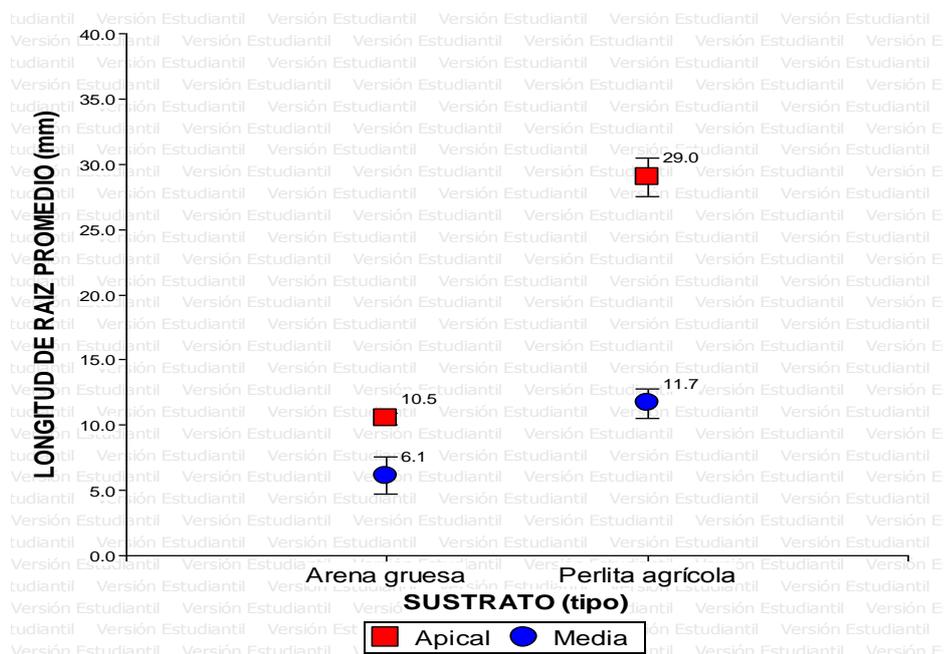


Figura 32. Longitud de raíz promedio de estacas juveniles de Marupa en relación a la interacción tipo de estaca*tipo de sustrato, después de 30 días de la instalación en cámara de subirrigación.

V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 Conclusiones

- La dosis de Ácido indolbutírico (AIB) de 8000 ppm y el sustrato perlita agrícola fueron los factores que más influyeron en el porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de marupa (64 %), de igual manera para el porcentaje de callos (70.8%), porcentaje de sobrevivencia con 95.2% (*interacción sustrato perlita*estaca media*), en el número de raíces por estaca (2.3) y en la longitud de raíz promedio (29 mm); superando ampliamente a lo obtenido con los factores utilizados en el primer y segundo ensayo.
- El tipo de estaca apical y media también influyeron favorablemente en el porcentaje de brotes de estacas de marupa (85.7 y 64.8 %) y mayor numero de brotes (0.9 y 0.7), respectivamente. La longitud de estacas de 6 cm fue el factor que más influyó positivamente en la producción de brotes (62.7 %), longitud de brotes (4.4 mm), frente a la longitud de estaca de 4 cm.
- Se demostró que el área foliar 60 cm² y la longitud de estac de 6 cm, influyeron positivamente en todas las variables evaluadas (porcentaje de enraizamiento, callosidad, brotamiento, sobrevivencia, nuero de raíces y longitud de raíces/estaca), frente al área de 20 cm².

5.2 Recomendaciones

- Probar dosis mayores a 8 000 ppm de AIB, que aún no fueron probados, pero podrían tener un efecto importante en el porcentaje de enraizamiento para las estacas juveniles de Marupa en cámara de subirrigación.
- El sustrato juega un rol importante para el enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales y en particular de la especie Marupa, por lo cual se recomienda probar nuevos sustratos, inorgánicos, disponibles y

económicos, con características granulométricas similares al de la gravilla fina y perlita agrícola.

- Realizar pruebas con rebrotes juveniles de edades menores a dos meses, dadas que las estacas apicales y medias siempre fueron mejores en la propagación vegetativa; además probar brotes producidos bajo sombreado controlado.

VI. BIBLIOGRAFIA

- ABEDINI, W. 1997.** Vegetative propagation of native forest species in order to restore degraded ecosystems. International Symposium on Biotechnology of Tropical and Subtropical Species. Australia. Queensland.
- ANDERSEN, A.S., 1986.** Stockplant conditions. In: Jackson, M.B. (Ed.), New Root Formation in Plant and Cuttings. Martinus Nijhoff, Dordrecht, pp. 223–255.
- AROSTEGUI A., DIAZ, M. 1992.** Propagación de especies forestales, nativas promisorias en Jenaro Herrera. Iquitos, Perú, IIAP. COTESU. 119 p.
- AVANZATO, D., CHERUBINI, S. 1993.** Influence of the substrates on the direct rooting of ex vitro, MM106 apple microcuttings. Acta Horticulturae, Wageningen, v.342, p.297-303.
- BAGGIO, A. 1982.** Establecimiento, manejo y utilización del sistema agroforestal cercos vivos de *Glincidia sepium* en Costa Rica. Tesis Mag. Sc. Turialba.C.R. UCR/CATIE. 91p.
- BASTOS, C. 2006.** Propagação da caramboleira por estacas caulinares e caracterização anatômica e histológica da formação de raízes adventícias. Tese de Doutorado. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo. 65 p.
- BAUL T. K., MEZBAHUDDIN M., MOHIUDDIN M., 2008.** Vegetative propagation and initial growth performance of *Stereospermum suaveolens* DC., a wild tropical tree species of medicinal value. New Forests (2009) 37:275–283.

- BONFIL C., MENDOZA P., ULLOA J., 2007.** Enraizamiento y formación de callos en estacas de siete especies del género *Bursera*. *Agrociencia*, Enero-Febrero, año/vol.41, número 001. Colegio de postgraduados. Texcoco. México. pp.103-109.
- BOTTI, C. 1999.** Principios de la propagación y técnicas de propagación por estacas. En: Manejo tecnificado de invernaderos y propagación de plantas. Departamento de Producción Agrícola. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. Santiago, Chile. p 72-82.
- BLAZKOVÁ, A.; SOTTA, B.; TRANVAN, H.; MALDINEY, R.; BONNET, M.; EINHORN, J.; KERHOAS, L. y MIGINIAC, E. 1997.** Auxin metabolism and rooting in young and mature clones of *Sequoia sempervirens*. *Physiologia Plantarum*. 99: 73 – 80.
- BROUDEAU, J. 1981.** El Cacao. Técnicas Agrícolas y Producciones Tropicales. Blume Distribuidora S. A. Casas Grandes N° 69. México – D. F. 296 p.
- BURLEY J, EVANS J, AND YOUNGQUIST JA (eds) (2004).** Glossary. In: *Encyclopedia of Forest Sciences*. pp.1873-1928:2400. Elsevier, Oxford/Academic Press, London, UK. First edition, Four volume set. ISBN-10: 0-12-145160-7. ISBN-13: 978-0-12-145160-8.
- CABALLERO, J. M. 1981.** Multiplicación del olivo por estaquillado semileñoso bajo nebulización. 39 p. Instituto Nacional de Investigación Agraria, Madrid. España.
- CABALLERO J. y C. DEL RÍO. 1998.** Métodos de multiplicación. p.89-113. In D. Barranco, R. Fernández-Escobar y L. Rallo, (eds.) El cultivo del olivo. Mundi-Prensa, Madrid, España.

- CABELLO, A. 2000.** Propagación Asexual. Apuntes de Clases N° 2. Departamento de Silvicultura. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Chile. 10 p.
- CAMERON, R. 1968.** The propagation of *Pinus radiata* by cuttings. Influences affecting the rooting of cuttings. New Zealand Journal of Forestry 13(1): 78- 89 p.
- CARRERA, M. (1977).** La propagación vegetativa en el genero Pinus. Ciencia forestal (Méx.) 2 (7): 3 – 29 p.
- CHATUVERDI P, (1996).** Vegetative propagation of *Acacia auriculiformis* by stem cuttings. Forest, Farm, and Community Tree Research Reports. Vol. 1. Department of Forestry, Rajendra Agricultural University. Bihar, India, pp: 41-44
- CHUDNOFF, M. 1980.** Tropical Timbers of the World Forest Products Laboratory. For. Serv. USDA. Madison, Wisconsin. 831 p.
- CROAT, B (1978).** *Flora of Barro Colorado Island.* pp.943. Stanford University Press (SUP), Palo Alto, California, USA.
- CUCULIZA, P. 1956.** Propagación de plantas. Lima. Perú. Talleres gráficos F. L. Villanueva. 340 p.
- DAVIS, T., 1988.** Photosynthesis during adventitious rooting. In: T.D. Davis, B.E. Haissig and N. Sankhla (Editors), Adventitious Root Formation in Cuttings. Dioscorides Press, Portland, OR, pp. 79-87.
- DEVLIN, R. M. 1980.** Fisiología Vegetal. Tercera Edición. Traducido por X. Llimosa Ediciones Omega, S. A. Barcelona, España. 517 p.

DIAZ M, E.R.A. 1991. Técnicas de enraizado de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. y *Gmelina arbórea* Linn. Tesis Mag. Sc. Turrialba; Costa Rica. CATIE. 93 p.

DIRR, M. y HEUSER, C. 1987. The reference manual of woody plant propagation. From seed to tissue culture. Georgia, USA. Varsity Press INC. 239 p.

ELIASSON, L., 1971. Adverse effect of shoot growth in rooted cuttings of aspen. *Physiol. Plant.*, 25: 268-272.

FESTA, F.P. y GAMBI, G. 1978. Seasonal variations in the natural and induced rooting potential of *Sequoia sempervirens* cuttings. Italy. *Annali dell' Instituto Sperimentale per la Selvicoltura.* 9: 71-90.

FLORES A. R. 1986. Efectos de topófisis y de dos profundidades de siembra en la propagación por estacas de *eritrina poppigiana* (wopen). O. F. Cook (Pro). Tesis para optar el grado de magíster agricultura IICA de la OEA. Costa Rica. 67 p

FRANCESCHINELLI EV, YAMAMOTO K, AND SHEPHERD GJ (1998) Distinctions among Three *Simarouba* Species. In: *Systematic Botany.* Vol.23, No.4 pp.479-488. American Society of Plant Taxonomists (ASPT), University of Wyoming (UW), Department of Botany, Laramie, USA.

GARCIA - VILLAMÁN VJ. (1974). Enraizado de estacas de seis especies forestales, con tres niveles de ácido indolbutírico. pp.40 M.Sc.Thesis, Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas de la Oea (IICA), Centro Tropical de la Enseñanza e Investigación (CTEI), Departamento de Ciencias Forestales, Turrialba, Costa Rica.

GÉRARD J, BEAUCHÉNE J, FOUQUET D, GUIBAL D, LANGBOUR P, THÉVENON MF, THIBAUT A, VERNAY M, AND DAIGREMONT C (2004). *Caractéristiques technologiques de 245 essences tropicales et tempérées. Programme Bois de Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique (CIRAD), Pour le Développement, Département Forêts. Montpellier, France.*

GISPERT, 1984. Frutales y bosque. Biblioteca Práctica Agrícola y Ganadera. Tomo 3. Ediciones OCEANO. Barcelona – España. 204 p.

GUTIERREZ, M. 2003. Propagación del burío (*Heliocarpus appendiculatus* Turcz.) por semillas, estacas y acodos. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. 120 p.

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

GUTIÉRREZ V, y SILVA J (2002) *Información Técnica para el Procesamiento Industrial de 134 Especies Maderables de Bolivia [Technical Information for Industrial Processing of 134 Bolivian Wood Species].* pp.21-30:372.

HAISSIG, B.E. 1986. Metabolic processes in adventitious rooting of cuttings. In: Jackson, MB. New root formation in cuttings. Dodrech. NE. Martines Nijhoff, p. 141 – 189.

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

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

- HARTMANN, H. KESTER, D. 1983.** Propagación de plantas, principios y prácticas. Trad. Por Marino Ambrosio A. La Habana, Cuba. Instituto Cubano del libro. 693 p.
- HARTMANN, H. y KESTER, D. 1988.** Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial continental S.A. México. 814 p.
- HARTMANN, H., KESTER, D. AND DAVIES, F.T., 1990.** Plant Propagation- Principles and Practices, 5th edn. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, NJ, 647 pp.
- HARTMANN, H., KESTER, D. 1995.** Propagación de Plantas. 760 p. 2ª ed., Compañía Editorial Continental, S.A. de C.V. México. DF, México.
- HARTMANN H, KESTER D, (1997).** *Plant Propagation: Principles and Practices*. pp.239-391:770.
- HENRIQUEZ, E. 2004.** Evaluación de tres factores de enraizamiento en morera (*Morus alba*). Tesis Ing. Agr. Santiago, Chile. Facultad de ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. 77 p.
- HUSEN, A. AND M. PAL, 2006.** Variation in shoot anatomy and rooting behaviour of stem cutting in relation to age of donor plants in teak (*tectona grandis* Linn. F). *New For.*, 31: 57- 73
- IGLESIA, J (1992).** Arboricultura General. Editorial Mundi-Prensa. Madrid, España. pp: 32-43.
- IKEMORI, Y. K. 1975.** Resultados preliminares sobre enraizamiento de estacas de *Eucalyptus* spp. Aracruz, p. 12 (Informativo Técnico Aracruz, 1).
- INSTITUTO DE INVESTIGACIÓN DE LA AMAZONIA PERUANA (IIAP). 2003.** Propuesta de zonificación ecológica y económica de la cuenca del río Aguaytía. Pucallpa, Perú. 125p.

- JAMES, R. 1986.** Propagation media: What a grower needs to know. Washington, U. S. A. The International Plant Propagators Society. 36: 396 - 399.
- JINKS, L. 1995.** The effects of propagation environment on the rooting of leafy cuttings of ash (*Fraxinus excelsior* L), sycamore (*Acer pseudoplatanus* L.), and sweet chestnut (*Castanea sativa* Mill.). New Forests (EE.UU) 10: p 183 -195.
- JUÁREZ, E Y RODRIGUEZ, R. 2005.** Mecanica del suelo. Tomo 1. Fundamentos de la mecánica del suelo. Ed. Limusa S.A. Mexico. 644 p.
- KAINS, M. y McQUESTEN, L. 1938.** Propagation of plants. New York. USA. Orange Judo Publishing Company, INC. 639 p.
- KAMALUDDIN M. 1996.** Effects of leaf area and auxin on rooting and growth of rooted stem cuttings of neem. New Forest 12:11-18.
- KRAMER, P. Y KOSLOWSKI, T. 1979.** Physiology of woody plants. New York. USA. Academic Press. 811 p.
- LEAKEY, R. 1990.** Propagación vegetativa de especies forestales. En Manual sobre Mejoramiento genético. CATIE, Turrialba. Costa Rica. p 113 -120
- LEAKEY, R, CHAPMAN, V.R. AND LONGMAN, K.A., 1982.** Physiological studies for tropical tree improvement and conservation - some factors affecting root initiation in cuttings of *Triplochiron scleroxylon* K. Schum. For. Ecol. Manage., 4: 53-66.
- LEAKEY, R., 1983.** Stockplant factors affecting root initiation in cuttings of *Triplochiton scleroxylon* K. Schum, an indigenous hardwood of West Africa. J. Horticult. Sci. 58, 277–290.

- LEAKEY, R., 1985.** Effects of stem length on root initiation in sequential single-node cuttings of *Triplochiton scleroxylon* K. Schum. J. Horticult. Sci. 60, 431–437.
- LEAKEY, R., 1990.** *Nauclea diderrichii*: rooting of stem cuttings, clonal variation in shoot dominance, and branch plagiotropism. Trees, 4:164-169.
- LEAKEY, R Y MESEN, F 1991.** Propagación vegetativa de especies forestales: enraizamiento de estacas suculentas. Manual sobre Mejoramiento genético con referencia especial a América Central. CATIE, Turrialba, Costa Rica. 113-133 p.
- LIBBY W. (2004)** Propagation technology for forest trees. In: Burley J, Evans J, and Youngquist JA (eds): *Encyclopedia of Forest Sciences*. pp.237-244: 2400. Elsevier, Oxford/Academic Press, London, UK. First edition, Four volume set. ISBN-10: 0-12-145160-7. ISBN-13: 978-0-12-145160-a8.
- LIPENSKÝ, J. 2010.** The methods of vegetative propagation of useful agroforestry species in the Peruvian Amazon. Czech University of Life Sciences, Prague. M.Sc. Thesis. 68p
- LO, Y.N., 1985.** Root initiation of *Shorea macrophylla* cuttings: effects of node position, growth regulators and misting regime. For. Ecol. Manage., 12: 43-52.
- LOACH, K. 1986.** Rooting of cuttings in relation to the propagation medium. Proc. Int. Plant Propagators' Sot., 35: 472-485.
- LOACH, K. 1977.** Leaf water potential and the rooting of cuttings under mist and polythelene. Physiologia Plantarum (Dinamarca) 40: p 191 -197.

- LOGMAN, K.** Rooting Cuttings of Tropical Trees. Tropical Trees: Propagation and Planting Manuals. Vol. 1. Commonwealth Science Council, London. 137 p.
- LOUREIRO A. 1968.** Catalogo das madeiras da Amazonia. Belén, Brasil. V.1, 433 p.
- MACDONALD, B. 1986.** Practical woody plant propagation for nursery growers. London. Ed. Batsford. 669 p.
- MANSILLA, D. 2004.** Propagación vegetativa mediante estaquillado en especies nativas de los géneros *Mutisia*, *Escallonia* y *Gaultheria*, como potenciales cultivos ornamentales. Tesis Ing. Agr. Valdivia, Chile. Universidad Austral de Chile. 68 p.
- MANTA M. Y SHWYZER 1985.** "Propagación por estacas de trébol (*Amburana cearensis*)". Ministerio de agricultura y ganadería; Servicio Forestal Nacional sección investigación forestal. Centro forestal Alto Paraná. Paraguay. 8pg.
- MATEO S, VARGAS H, LOPEZ P, JASSO M (2000).** Enraizado de estacas juveniles en cinco especies de coníferas ornamentales. Ciencia For. Mex. 23: 29-38
- MESÉN, F., LEAKEY, R., NEWTON, C. 1992.** Propagadores de subirrigación: un sistema simple y económico para la propagación vegetativa de especies forestales. CATIE – Costa Rica.
- MESÉN, F. 1993.** Vegetative propagation of Central American hardwoods. Ph.D. Thesis, University of Edinburgh, Institute of Terrestrial Ecology. Edinburgh, Scotland. 231 p.
- MESEN, F. 1996.** Vegetative propagation of *Cordia alliodora* (Ruiz & Pavon) Oken: the effects of IBA concentration, propagation medium and

cutting origin. *Forest Ecology and Management* 92 (1997) 45-54.
(CATIE), Turrialba 7170. Costa Rica

MESEN, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de subirrigación. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 36 p.

MENDIBURU C. 1975. Propagación vegetativa de estacas de ocho especies forestales. Tesis de post grado del programa conjunto UCR-CATIE. Turrialba. Costa Rica.

MOSTACERO, J., MEJIA, F., GAMARRA, O. 2002. Taxonomía de las Fanerógamas Útiles del Perú. Ed. Normas Legales. CONCYTEC. Vol. I y II. Trujillo, Perú. 674 p.

NEWTON A.C., JONES A.C. 1993. Characterization of microclimate of mist and non-mist propagation systems. *Journal of Horticultural Science*, 68(3): 421-430

NÚÑEZ, Y. 1997. Propagación vegetativa del cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); pilón (*Hyeronima alchorneoides*, Allemo) y surá (*Terminalia oblonga*, Ruiz & Pavon) mediante el enraizamiento de estacas juveniles. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. 172 p.

OFORI, D., NEWTON, A.C., LEAKEY, R.R.B. AND GRACE, J., 1996. Vegetative propagation of *Militia excelsa* Welw. by Leafy stem cuttings: effects of auxin concentration, leaf area and rooting medium. *For. Ecol. Manage.*, 84: 39-48.

OPUNI-FRIMPONG E., KARNOSKY DF., STORER A. J., COBBINAH J. R., 2008. Key roles of leaves, stockplant age, and auxin concentration in vegetative propagation of two African mahoganies:

Khaya anthotheca Welw. and *Khaya ivorensis* A. Chev. *New Forests* (2008) 36:115–123.

PEATE, N. 1989. Media for cutting propagation. Washington. U. S. A. The International Plant Propagators Society. 39: p. 71-76.

PEREIRA, M. 2003. Propagação via estacas apicais, caracterização morfológica e molecular de jabuticabeiras (*Myrciaria spp*). Tese de Doutorado. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo. 86 p.

PINEDO, L. 1993. Influencia del diámetro, largo y profundidad de siembra en la propagación por estacas de *Amburana cearensis* L. Ishpingo. Tesis para optar el título de ingeniero forestal. Facultad de Ciencias forestales de la Universidad Nacional de Ucayali. 70 p.

PINO, P. 2002. Propagación vegetativa de *Drimys Winteris*, una especie con características medicinales, sometidas a dos sistemas de riego: microjet y cinta de goteo, en el sector de Huichahue IX región. Tesis para optar al título de Ingeniero Forestal. Universidad Católica de Temuco, Facultad de Ciencias Agropecuarias y forestales. Escuela de Ciencias forestales. 52 p.

PORTAS A, FIGUEROA M, MEDRANO N, DIAZ M, (2002). Evaluación del enraizamiento de estacas de madera dura de *Tabebuia impetiginosa*. Facultad de agronomía y zootecnia. Tucuman.

PROVEFOR. 2008. Resultados del ensayo de enraizamiento de estaquillas juveniles de marupa (*Simarouba amara*) en camara de sub-irrigación en Jenaro Herrera, provincia de Requena, Loreto. *En:* informe anual del proyecto Desarrollo tecnológico apropiado para la propagación vegetativa aplicado a la producción intensiva de semilla vegetativa de especies maderables valiosas en las regiones Loreto y Ucayali. IIAP. FINCyT. Pucallpa, diciembre 2008.

PURI, S; KHARA, A. 1992. Influency of maturity and physiological status of woody cutting: limits and promises to ensure successful cloning. *Indian Forester (India)*. 118(8):560-572.

QUIJADA R. 1980. Métodos de propagación vegetativa. En mejora genética de árboles forestales. FAO. DANIDA. Roma.341 pg.

RAMOS A. 2004. Propagación vegetativa de *Sequoia sempervirens* (D. Don) Ende, a través de estacas. Memoria para optar al Título Profesional de Ingeniero Forestal. Facultad de ciencias forestales escuela de ciencias forestales. Universidad de Chile. 25- 40 p.

REMINGTON JP, WOOD HC et al. (eds) (1918). *The Dispensatory of the United States of America*. pp.79:1576. The Southwest School of Botanical Medicine (SSBM), Lippincott JB & Co, Philadelphia, USA., Twentieth Edition.

REUVENI O, L FANGER – VEXELER, D HETH (1990). The effect of rooting environment, Kind and source of cuttings of rooting of *Eucalyptus camaldulensis* Dehn cuttings. *Commonwealth For. Rev.* 69: 181-189.

REYNEL, C., PENNINGTON, T. & FLORES. 2003. Manual con apuntes de identificación, ecología y propagación de las especies. Árboles útiles de la Amazonia Peruana. Lima. Perú. 509 p.

RODRIGUES, J. y ONO E. 1996. Aspectos de la fisiología del enraizamiento de estacas caulinares. Jaboticabal: FUNEP, 83 p.

ROSALES L, KANE M, JURADO B, 1992. Resultados de tres ensayos de propagación vegetativa de *Gmelina arborea*

RUIZ G.F., VARGAS H. J., CETINA A. M., VILLEGAS M. A. 2005. Efecto del ácido indolbutírico (AIB) y tipo de estaca en el enraizado de *Gmelina arborea* Roxb. Rev. Fitotec. Mex. Vol. 28 (4), pp. 319-326.

RUIZ S, 2009. Efecto de cuatro dosis de ácido indolbutírico y tres tipos de estacas en el enraizamiento de Sacha inchi (*plukenetia volubilis* L.) en san martín. Tesis para optar el título de ingeniero Agrónomo. Facultad de Agronomía de la Universidad Nacional de la Selva. 30-75pg.

SALISBURY, F. y ROSS, W. 2000. Fisiología de las plantas. Ed. Paraninfo. Madrid, España. 988 p.

SANDOVAL, A. 1997. Propagación vegetativa de *Eucalyptus globulus* a través del enraizamiento de estacas. Tesis Ing. Forestal. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Concepción. 50 p.

SANTELICES, R. 1998. Propagación vegetativa del Hualo, (*Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser), mediante estacas procedentes de rebrotes de tocón. Tesis Magister en Ciencias Forestales, Mención Manejo Forestal. Escuela de Postgrado. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad de Chile. 93 p.

SEVILLA, HOLLE, 2004. Recursos Genéticos Vegetales. Primera edición. Edit. Torre Azul SAC. Lima, Perú. 445 p.

SIVORI, E. 1980. Fisiología vegetal. Tomo III.

SHIEMBO, P; NEWTON, A; LEAKEY, B. 1996. Vegetative propagation of *Ricinodendron heudeloti*, a West African Fruit tree. J. Trop. For. Sci. In press.

SPICHINGER R, MEROZ J, LOIZEAU PA, AND DE ORTEGA STUTZ L (1990) *Contribución a la flora de la Amazonia peruana; los árboles*

del arboretum Jenaro Herrera. Vol.2, pp.565. Cooperación Técnica Suiza (COTESU), Conservatorio y Jardín Botánicos de Ginebra [Chambesy Conservatoire et Jardin botaniques], Ginebra, Switzerland/Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP), Perú.

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

TCHOUNDJEU, Z., AVANA, M.L., LEAKEY, R.R.B., SIMONS, A.J., ASAAH, E., DUGUMA, B., BELL, J.M., 2002. Vegetative propagation of *Prunus africana*: effects of rooting medium, auxin concentrations and leaf area. *Agroforestry Syst.* 54, 183–192.

TCHOUNDJEU, Z., NGO MPECK, M., ASAAH, E., AMOUGOU, A., 2004. The role of vegetative propagation in the domestication of *Pausinystalia johimbe* (K. Schum), a highly threatened medicinal species of West and Central Africa. *For. Ecol. Manage.* 188, 175–183.

TORRES, A. 2003. Relação entre sazonalidade desrama e carboidratos no crescimento do eucalipto na propagação vegetativa por miniestaquia. Dissertação Mestrado. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo. 65 p.

VARGAS A., y PORTOCARRERO D. 1992. *Propagación de especies forestales nativas promisorias en Jenaro Herrera*. pp.121. Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP), Centro de Investigaciones de Jenaro Herrera (CIJH), Iquitos, Peru.

VALDEZ, J. 1976. Normas técnicas para el cultivo del cacao. Instituto Cubano del Libro. La Habana, Cuba. 196 p

- VEKHOV, N. K. 1941.** Vegetative propagation of trees and shrubs by means of summer cuttings. Bull. Appl. Bot. And Plant Breeding. Suppl. 61: 1 – 247.
- VEITEZ, A.M.A, BALLESTER, M.I, GARCÍA Y E. VEITEZ. 1980.** Start depletion and anatomical changes during the rooting of *Castanea sativa* Mill. Cuttings Scientia Horticulturae. 13(2):261-266.
- VEIERSKOV Y ANDERSEN 1982.** Dynamics of extractable carbohydrates in *Pisum sativum*. III. The effect of IAA and temperature on content and translocation of carbohydrates in pea cuttings during rooting. Physiologia Plantarum. 55:179- 182.
- VEIERSKOV, B 1988.** Relations between carbohydrates and adventitious root formation. Vol 2. Portland, Oregon. Dioscorides press. 70-78 p
- WEAVER, R. J. 1976.** Reguladores del crecimiento de las Plantas en la agricultura. Editorial Trillas. México. 622 p.
- WELLS, J. 1979.** Plant propagation practices. 14^a printing. New York. USA. Macmillan Publishing co., INC. 344 p.
- WENDLING, I.; XAVIER, A. 2001.** Gradiente de maturação e rejuvenescimento aplicado em espécies florestais. Floresta e Ambiente, Viçosa – MG, v. 8, n.1, p.187-194.
- WIESMAN Z, AND JAENICKE H (2002)** Introduction to vegetative tree propagation: concepts and principles. In: Jaenicke H, and Beniést J (eds): *Vegetative Tree Propagation in Agroforestry: Training Guidelines and References*. pp.148. International Centre for Research in Agroforestry (ICRAF), Nairobi, Kenya. ISBN-10: 92-9059-143-9. ISBN-13:978-92-9059-143-6. Available online:

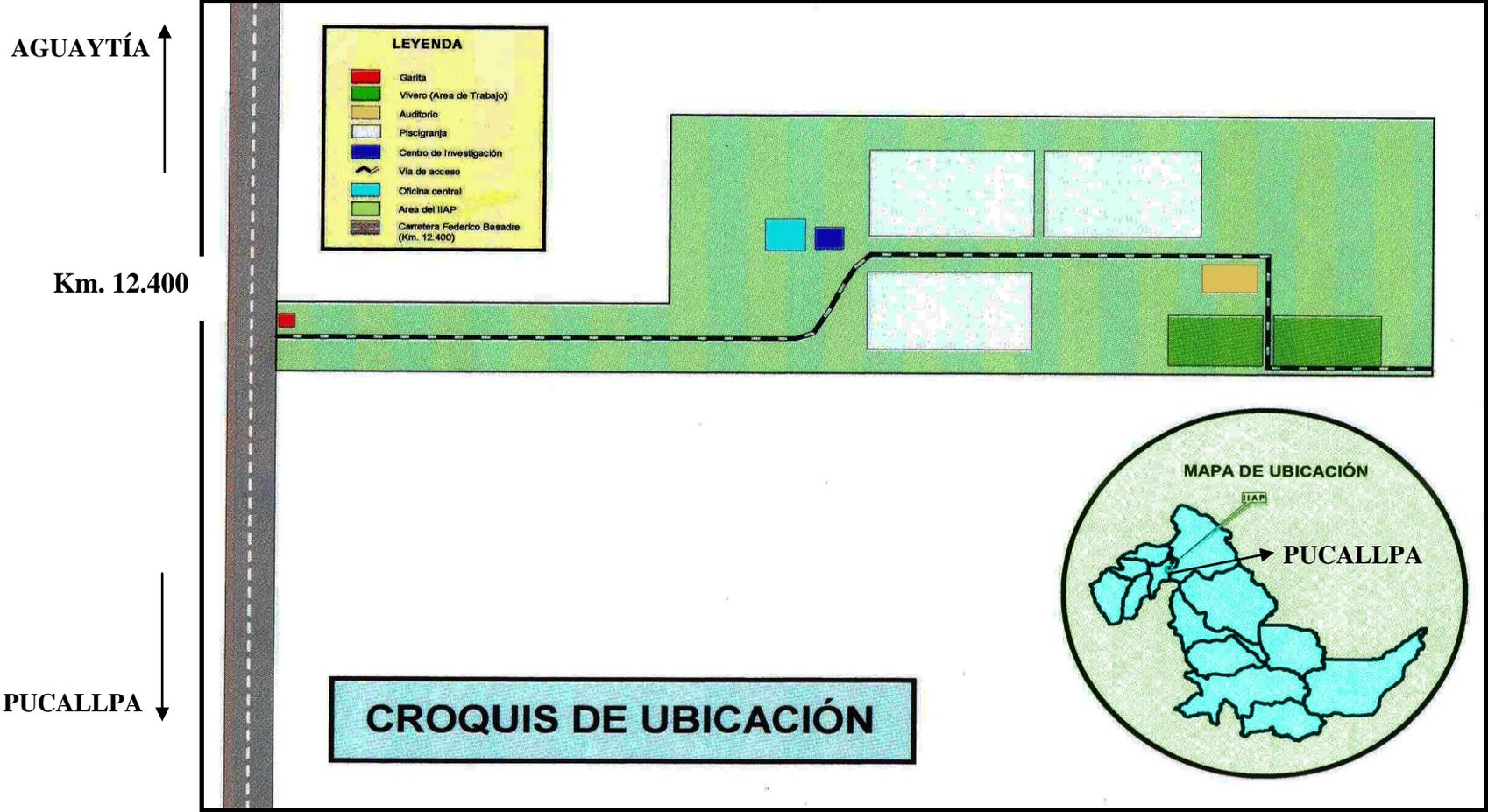
WILLIAM M P, MICHAEL A. (1991). Propagation of filberts by stem cuttings. Comb. Proc. Intnatl. Plant Propagators` Soc. 41:214-218.

ZANONI-MENDIBURU CA (1975). *Propagación vegetativa por estacas de ocho especies forestales.* pp.100. M.Sc. Thesis, Universidad de Costa Rica (UCR), San José, Costa Rica/Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE), Turrialba, Costa Rica.

ZOBEL, B. y TALBERT, J. 1984. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. México. Ed. Limusa. 554 p.

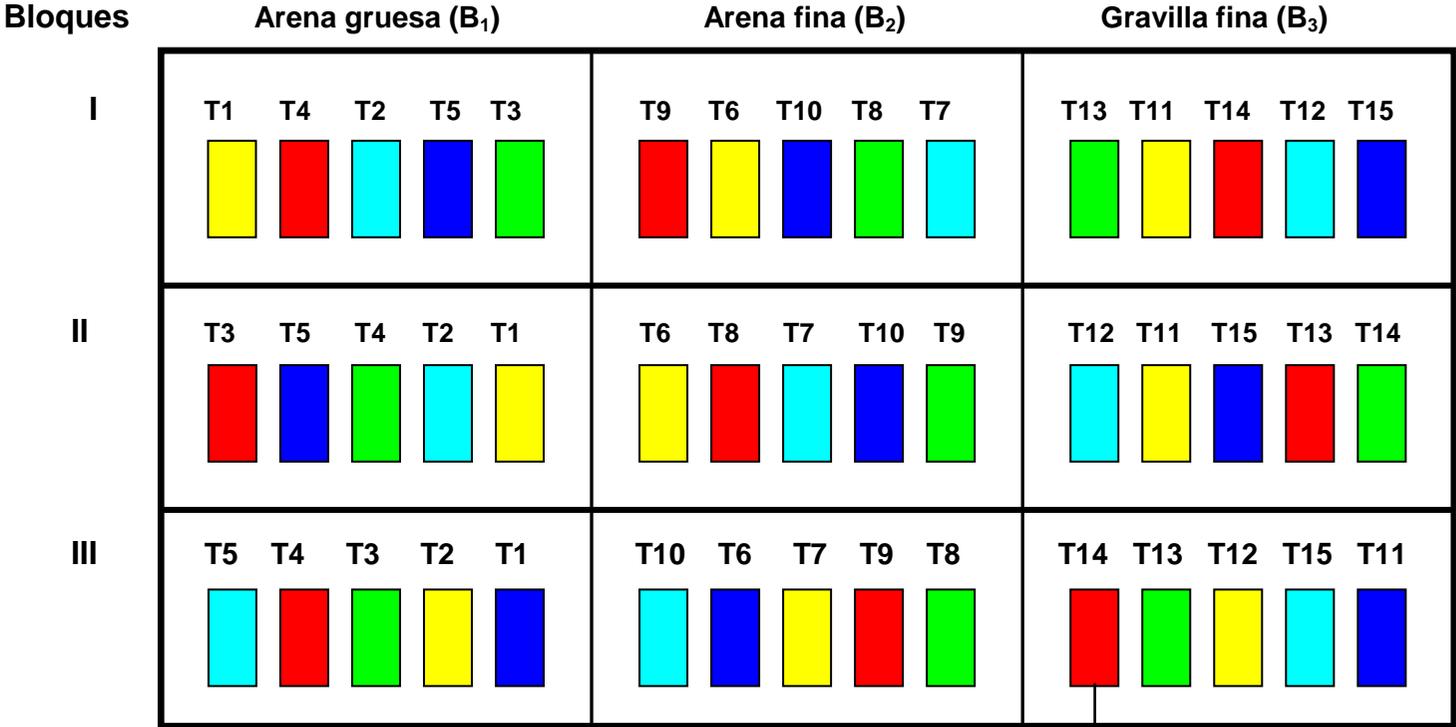
ANEXOS

ANEXO 1. CROQUIS DE UBICACIÓN DEL ÁREA DE TRABAJO EN LAS INSTALACIONES DEL INSTITUTO DE INVESTIGACIONES DE LA AMAZONIA PERUANA- SEDE UCAYALI.

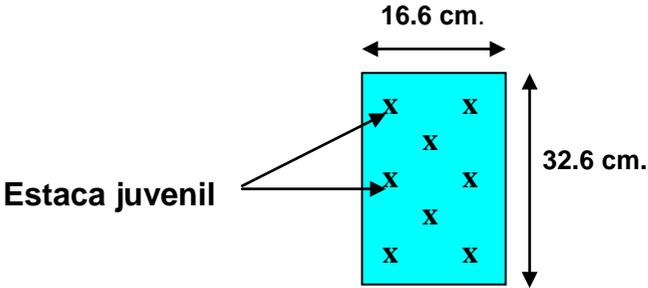


ANEXO 2.

CROQUIS DE DISTRIBUCIÓN DE LOS TRATAMIENTOS PARA EL PRIMER ENSAYO



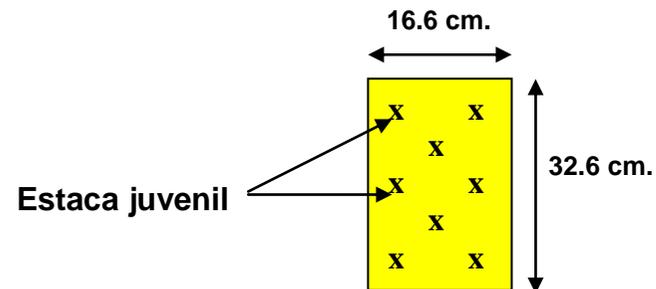
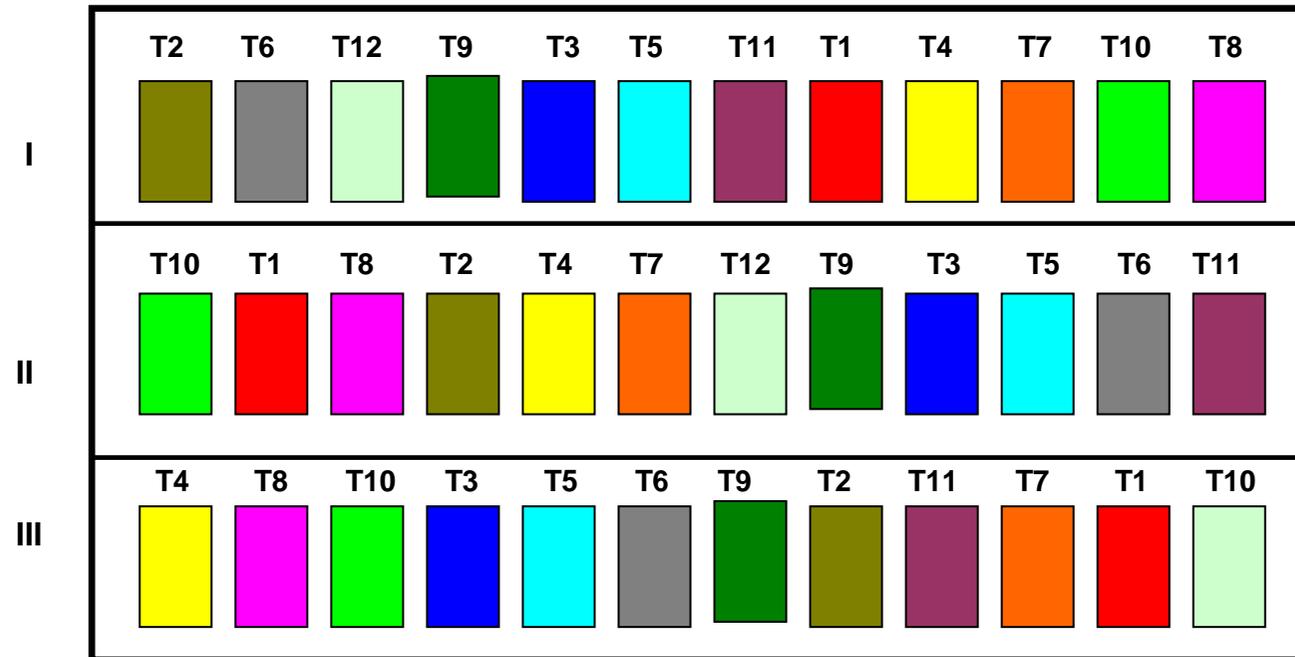
Parcela grande Parcela pequeña o sub parcela



ANEXO 3.

CROQUIS DE DISTRIBUCIÓN DE LOS TRATAMIENTOS PARA EL SEGUNDO ENSAYO

Se empleó sustrato gravilla fina y dosis de AIB de 8000 ppm para todos los tratamientos



ANEXO 5. VALORES PROMEDIOS OBTENIDOS DE LAS VARIABLES DE EVALUACIÓN DEL PRIEMER ENSAYO

BLOQ	TRAT	SUSTRATOS	DOSIS	DIAM	N_RAICES	L_RAICES_PROM	P_ENRAIZ_100	N_CALLOS	P_CALLOS_100	N_BROTOS	L_BROTOS	P_BROTOS_100	P_SOBREV_100
1	1	Arena_Gruesa	0_ppm	5,50	0,00	0,00	0,00	0,63	37,50	0,75	7,69	75,00	87,50
1	2	Arena_Gruesa	1000_ppm	6,19	0,00	0,00	0,00	1,13	37,50	0,38	1,81	38,00	100,00
1	3	Arena_Gruesa	3000_ppm	6,49	0,00	0,00	0,00	2,00	50,00	0,00	0,00	0,00	100,00
1	4	Arena_Gruesa	5000_ppm	5,18	0,38	24,06	25,00	0,38	37,50	0,63	3,45	62,50	100,00
1	5	Arena_Gruesa	8000_ppm	6,15	0,13	15,63	12,50	0,50	25,00	0,63	3,10	62,50	100,00
1	6	Arena_Fina	0_ppm	5,63	0,13	7,50	12,50	0,00	0,00	0,13	0,63	13,00	87,50
1	7	Arena_Fina	1000_ppm	5,21	0,25	3,78	12,50	0,00	0,00	0,63	4,29	63,00	100,00
1	8	Arena_Fina	3000_ppm	5,53	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,88	6,05	87,50	87,50
1	9	Arena_Fina	5000_ppm	6,48	0,13	8,75	12,50	0,00	0,00	0,25	2,15	25,00	100,00
1	10	Arena_Fina	8000_ppm	5,66	0,13	5,00	12,50	0,00	0,00	0,38	2,48	38,00	100,00
1	11	Gravilla fina	0_ppm	4,75	0,00	0,00	0,00	2,25	87,50	0,63	2,88	62,50	87,50
1	12	Gravilla fina	1000_ppm	5,11	0,00	0,00	0,00	1,13	50,00	0,00	0,00	0,00	100,00
1	13	Gravilla fina	3000_ppm	4,23	0,50	10,36	25,00	1,88	75,00	0,25	1,28	25,00	87,50
1	14	Gravilla fina	5000_ppm	4,40	0,13	7,50	12,50	0,75	25,00	0,50	2,66	50,00	75,00
1	15	Gravilla fina	8000_ppm	5,76	0,63	40,31	50,00	1,88	75,00	0,50	2,95	50,00	100,00
2	1	Arena_Gruesa	0_ppm	7,04	0,00	0,00	0,00	0,38	25,00	0,75	6,04	75,00	100,00
2	2	Arena_Gruesa	1000_ppm	6,08	0,00	0,00	0,00	0,88	62,50	0,63	6,04	63,00	100,00
2	3	Arena_Gruesa	3000_ppm	6,11	0,00	0,00	0,00	0,50	37,50	1,00	8,31	100,00	100,00
2	4	Arena_Gruesa	5000_ppm	7,18	0,13	8,75	12,50	0,75	62,50	1,00	9,21	100,00	100,00
2	5	Arena_Gruesa	8000_ppm	6,14	0,25	11,88	25,00	0,38	25,00	0,63	4,40	62,50	100,00
2	6	Arena_Fina	0_ppm	5,65	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,63	4,23	62,50	100,00
2	7	Arena_Fina	1000_ppm	5,68	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,88	4,15	88,00	100,00
2	8	Arena_Fina	3000_ppm	5,50	0,13	5,00	12,50	0,00	0,00	0,25	1,66	25,00	87,50
2	9	Arena_Fina	5000_ppm	6,15	0,25	4,75	25,00	0,38	12,50	0,63	4,45	62,50	87,50
2	10	Arena_Fina	8000_ppm	5,35	0,13	0,25	12,50	0,50	25,00	0,63	4,08	63,00	100,00
2	11	Gravilla fina	0_ppm	5,74	0,00	0,00	0,00	2,50	75,00	0,38	1,13	37,50	100,00
2	12	Gravilla fina	1000_ppm	3,84	0,00	0,00	0,00	1,38	50,00	0,25	1,00	25,00	87,50
2	13	Gravilla fina	3000_ppm	5,66	0,00	0,00	0,00	2,63	87,50	0,00	0,00	0,00	100,00
2	14	Gravilla fina	5000_ppm	3,75	1,00	19,11	25,00	1,00	50,00	0,13	0,75	12,50	75,00
2	15	Gravilla fina	8000_ppm	4,60	1,00	8,13	25,00	0,63	37,50	0,25	0,88	25,00	87,50
3	1	Arena_Gruesa	0_ppm	5,16	0,00	0,00	0,00	0,50	25,00	0,88	4,75	87,50	100,00
3	2	Arena_Gruesa	1000_ppm	5,56	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,75	3,65	75,00	100,00
3	3	Arena_Gruesa	3000_ppm	5,15	0,13	6,25	12,50	0,25	12,50	0,50	3,38	50,00	100,00
3	4	Arena_Gruesa	5000_ppm	5,40	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,63	4,01	63,00	100,00
3	5	Arena_Gruesa	8000_ppm	6,11	0,38	33,75	25,00	0,00	0,00	0,25	1,40	25,00	100,00
3	6	Arena_Fina	0_ppm	3,45	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,50	2,00	50,00	62,50
3	7	Arena_Fina	1000_ppm	3,60	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,25	1,88	25,00	62,50
3	8	Arena_Fina	3000_ppm	5,19	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,63	3,13	62,50	87,50
3	9	Arena_Fina	5000_ppm	5,10	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,50	2,00	50,00	87,50
3	10	Arena_Fina	8000_ppm	6,58	0,00	0,00	0,00	0,13	12,50	0,50	2,06	50,00	100,00
3	11	Gravilla fina	0_ppm	4,16	0,00	0,00	0,00	1,38	62,50	0,50	1,25	50,00	87,50
3	12	Gravilla fina	1000_ppm	5,10	0,00	0,00	0,00	2,13	62,50	0,13	0,38	13,00	100,00
3	13	Gravilla fina	3000_ppm	4,73	0,25	20,63	25,00	2,25	87,50	0,00	0,00	0,00	100,00
3	14	Gravilla fina	5000_ppm	4,69	0,25	6,88	12,50	0,88	50,00	0,25	0,75	25,00	87,50
3	15	Gravilla fina	8000_ppm	4,68	0,25	15,31	12,50	0,38	25,00	0,00	0,00	0,00	75,00

ANEXO 6. VALORES PROMEDIOS OBTENIDOS DE LAS VARIABLES DE EVALUACIÓN DEL SEGUNDO ENSAYO

BLOQ.	TRAT	T_estaca	L_estaca	A_foliar	DIAM	N_RAICES	L_RAICES_PROM	P_ENRAIZ_100	N_CALLOS	P_CALLOS_100	N_BROTOS	L_BROTOS	P_BROTOS_100	P_SOBREV_100
1	1	apical	4	20	6,1	0,13	0,73	13	0	0	0,88	7	88	100
1	2	media	4	20	2,48	0	0	0	0	0	0,38	2,75	38	38
1	3	basal	4	20	3,73	0	0	0	0,13	13	0	0	0	50
1	4	apical	6	20	6,66	0	0	0	0	0	0,88	8	88	100
1	5	media	6	20	3,45	0	0	0	0	0	0,5	2,88	50	50
1	6	basal	6	20	5,13	0	0	0	0	0	0	0	0	50
1	7	apical	4	60	6,66	0,13	0,69	13	0	0	0,75	4,88	75	100
1	8	media	4	60	6,89	0,13	0,54	13	0,25	13	0,75	2	75	100
1	9	basal	4	60	4,65	0	0	0	1,25	25	0	0	0	50
1	10	apical	6	60	5,48	0	0	0	0	0	1	5,5	100	100
1	11	media	6	60	6,16	0,5	2,16	12,5	1	38	0,75	5,13	75	88
1	12	basal	6	60	9,38	0,13	0,2	13	0,75	25	0,5	4,38	50	100
2	1	apical	4	20	3,51	0,5	2,13	13	0	0	0,5	2,63	50	63
2	2	media	4	20	7,06	0	0	0	0,38	25	0,5	3	50	100
2	3	basal	4	20	3	0	0	0	0	0	0	0	0	38
2	4	apical	6	20	6,84	0	0	0	0	0	1	8	100	100
2	5	media	6	20	6,94	0	0	0	0,38	25	1	4,28	88	100
2	6	basal	6	20	5,48	0	0	0	0	0	0	0	0	63
2	7	apical	4	60	6,2	0,38	0,96	13	0,38	25	0,75	3,85	75	88
2	8	media	4	60	7,1	0,88	6,93	25	0,13	13	0,88	3,7	88	100
2	9	basal	4	60	7,34	0	0	0	0,75	25	0,25	0,89	38	88
2	10	apical	6	60	4,9	0,13	16,88	13	0,38	25	0,88	3,73	88	88
2	11	media	6	60	7,8	0,63	7,05	38	0	0	1	11,6	100	100
2	12	basal	6	60	8,1	0	0	0	0,75	38	0,25	0,88	25	88
3	1	apical	4	20	5,96	0	0	0	0	0	1	7,69	100	100
3	2	media	4	20	5,05	0	0	0	0	0	0,38	2,85	38	75
3	3	basal	4	20	2	0	0	0	0	0	0,13	0,86	13	25
3	4	apical	6	20	5,25	0	0	0	0	0	0,88	6,8	88	88
3	5	media	6	20	6,15	0	0	0	0,5	25	0,63	3,68	63	88
3	6	basal	6	20	3,05	0	0	0	0	0	0,13	0,71	13	38
3	7	apical	4	60	6,28	0,75	8,63	25	0,13	13	0,88	5,23	88	88
3	8	media	4	60	6,76	1,13	12,48	38	0,13	13	0,25	0,84	25	100
3	9	basal	4	60	7,16	0,5	3,12	25	0,38	25	0,38	1,63	38	88
3	10	apical	6	60	5,46	0	0	0	0	0	0,88	5,14	88	88
3	11	media	6	60	7,55	0	0	0	0,38	38	0,88	7,46	88	100
3	12	basal	6	60	9,38	0	0	0	0	0	0,25	1,44	25	100

ANEXO 7.

VALORES PROMEDIOS OBTENIDOS DE LAS VARIABLES DE EVALUACIÓN DEL TERCER ENSAYO

BLOQUE	TRAT	T_estaca	T_sustrato	N_raiz	Long_raiz_prom (mm)	P_enraiz_100	N_callos	P_callos_100	P_sobrev_100
1	1	apical	arena_gruesa	0,6429	10,8036	19,6429	1,7679	82,1420	79,0000
1	2	media	arena_gruesa	0,4500	4,6500	30,0000	1,5500	80,0000	70,0000
1	3	apical	perlita	2,0000	29,5833	66,6600	1,8333	100,0000	94,4444
1	4	media	perlita	2,5000	11,2500	62,5000	1,7500	87,5000	95,8333
2	1	apical	arena_gruesa	0,5091	9,6364	20,0000	0,3636	20,0000	76,5400
2	2	media	arena_gruesa	1,6500	9,0000	30,0000	0,6000	30,0000	71,3450
2	3	apical	perlita	2,8333	31,2500	66,6600	1,3333	66,6600	91,4500
2	4	media	perlita	1,8750	13,7500	62,5000	1,2500	62,5000	93,2450
3	1	apical	arena_gruesa	0,4737	10,9649	19,2900	0,4912	18,9655	78,6540
3	2	media	arena_gruesa	0,5000	4,7000	25,0000	0,5500	25,0000	67,8900
3	3	apical	perlita	2,3333	26,2500	58,3330	1,1667	58,3330	89,6540
3	4	media	perlita	2,0000	10,0000	50,0000	1,0000	50,0000	96,4235

ANEXO 8.

VALORES PROMEDIO DE TEMPERATURA MEDIA (°C) Y HUMEDAD RELATIVA MEDIA (%) AL INTERIOR DE LA CÁMARA DE SUBIRRIGACIÓN DEL PRIMER ENSAYO

<i>FECHA</i>	<i>Tº AMBIENTE</i>	<i>Tº MEDIA</i>	<i>H% MEDIA</i>
05/11/2009	32.3	27.5	84.0
06/11/2009	40.7	30.4	77.7
07/11/2009	36.7	31.2	79.0
09/11/2009	43.0	32.1	60.0
10/11/2009	46.0	32.7	53.0
11/11/2009	39.0	31.8	63.0
12/11/2009	36.7	29.3	70.0
13/11/2009	33.7	27.5	85.0
14/11/2009	32.5	32.5	62.5
16/11/2009	31.0	30.9	71.7
17/11/2009	37.7	36.7	61.0
18/11/2009	34.3	29.1	73.0
19/11/2009	38.3	31.8	59.0
20/11/2009	41.7	33.0	59.7
21/11/2009	35.0	29.2	77.0
23/11/2009	36.3	30.6	66.7
24/11/2009	35.0	29.5	71.0
25/11/2009	35.3	31.0	66.0
26/11/2009	39.3	32.7	61.7
27/11/2009	30.3	27.4	80.7
28/11/2009	32.0	29.9	75.0
30/11/2009	32.3	30.3	82.0
01/12/2009	38.7	30.2	76.7
02/12/2009	34.3	29.2	74.3
03/12/2009	37.3	29.0	75.0
04/12/2009	40.0	30.2	72.3
05/12/2009	40.0	30.4	72.0
07/12/2009	36.7	30.2	72.3
09/12/2009	33.3	27.5	73.3
10/12/2009	33.0	27.9	74.3
11/12/2009	35.7	28.8	76.0
12/12/2009	34.0	29.2	73.5
14/12/2009	28.7	26.9	77.7
15/12/2009	35.7	29.8	77.7
16/12/2009	34.3	29.7	76.3
17/12/2009	37.0	30.2	73.7
18/12/2009	28.7	25.4	83.3
19/12/2009	31.0	27.0	90.0

ANEXO 9.

VALORES PROMEDIO DE TEMPERATURA MEDIA (°C) Y HUMEDAD RELATIVA MEDIA (%) AL INTERIOR DE LA CÁMARA DE SUBIRRIGACIÓN DEL SEGUNDO ENSAYO

<i>FECHA</i>	<i>Tº AMBIENTE</i>	<i>Tº MEDIA</i>	<i>HR% MEDIA</i>
22/04/2010	42.0	33.1	77.0
23/04/2010	37.3	30.7	72.3
24/04/2010	32.5	28.9	76.5
26/04/2010	37.0	30.7	72.7
27/04/2010	26.7	24.9	91.7
28/04/2010	35.7	28.4	86.7
29/04/2010	35.3	29.0	80.7
03/05/2010	30.5	27.4	82.0
04/05/2010	28.0	27.1	82.0
05/05/2010	32.0	27.4	87.7
06/05/2010	34.3	28.9	76.3
07/05/2010	32.0	29.2	69.7
10/05/2010	28.0	25.2	74.3
11/05/2010	27.0	24.9	69.7
12/05/2010	31.3	26.1	70.3
13/05/2010	29.0	26.1	71.3
14/05/2010	34.7	28.3	66.3
15/05/2010	33.5	28.9	71.5
17/05/2010	37.3	29.8	60.3
18/05/2010	36.3	29.2	72.0
19/05/2010	28.0	26.9	88.3
20/05/2010	28.3	26.0	86.7
21/05/2010	31.3	28.2	79.7
22/05/2010	31.0	27.4	81.5
24/05/2010	32.7	29.1	79.3
25/05/2010	30.3	28.0	80.7
26/05/2010	27.7	25.9	84.7
27/05/2010	25.3	24.5	93.0
28/05/2010	30.0	27.6	88.7
29/05/2010	31.5	27.9	87.5
31/05/2010	30.7	28.3	80.3
01/06/2010	24.3	23.3	75.7
02/06/2010	26.0	24.1	72.7
03/06/2010	31.7	26.5	76.0
04/06/2010	30.7	27.1	76.3
05/06/2010	31.5	27.3	77.5
07/06/2010	29.7	26.3	78.7
08/06/2010	30.7	27.8	84.0

ANEXO 10. PROCEDIMIENTO PARA LA INSTALACION DE ENSAYOS DE PROPAGACION VEGETATIVA DE MARUPA (ICONOGRAFÍA)



Foto 4. Brotes de Marupa óptimos para la cosecha.



Foto 5. Cosecha del material vegetativo



Foto 6. Selección de los brotes óptimos y vigorosos.



Foto 7. Obtención de las estacas juveniles



Foto 8. Dimensionamiento de la longitud de estaca.



Foto 9. Recorte del área foliar de las estacas juveniles.



Foto 10. Preparación de solución Cupravit



Foto 11. Desinfección de las estacas juveniles en solución cupravit.



Foto 12. Oreado de las estacas juveniles luego de remojo en solución cupravit



Foto 13. Aplicación de dosis hormonal de AIB, base de la estaca



Foto 14. Aplicación de hormona AIB en estacas



Foto 15. Ventilación del alcohol en la base de la estaca



Foto 16. Estacas juveniles codificadas y listas para su instalación



Foto 17. Cámara de subirrigación con los tres tipos de sustratos.



Foto 18. Instalación de estacas juveniles de Marupa en el primer ensayo



Foto 19. Instalación de estacas juveniles de Marupa en el segundo ensayo

ANEXO 11.

ESTACAS JUVENILES ENRAIZADAS DEL PRIMER ENSAYO



Foto 20. Estacas juveniles enraizadas por efecto de mejor dosis hormonal 8000 ppm.

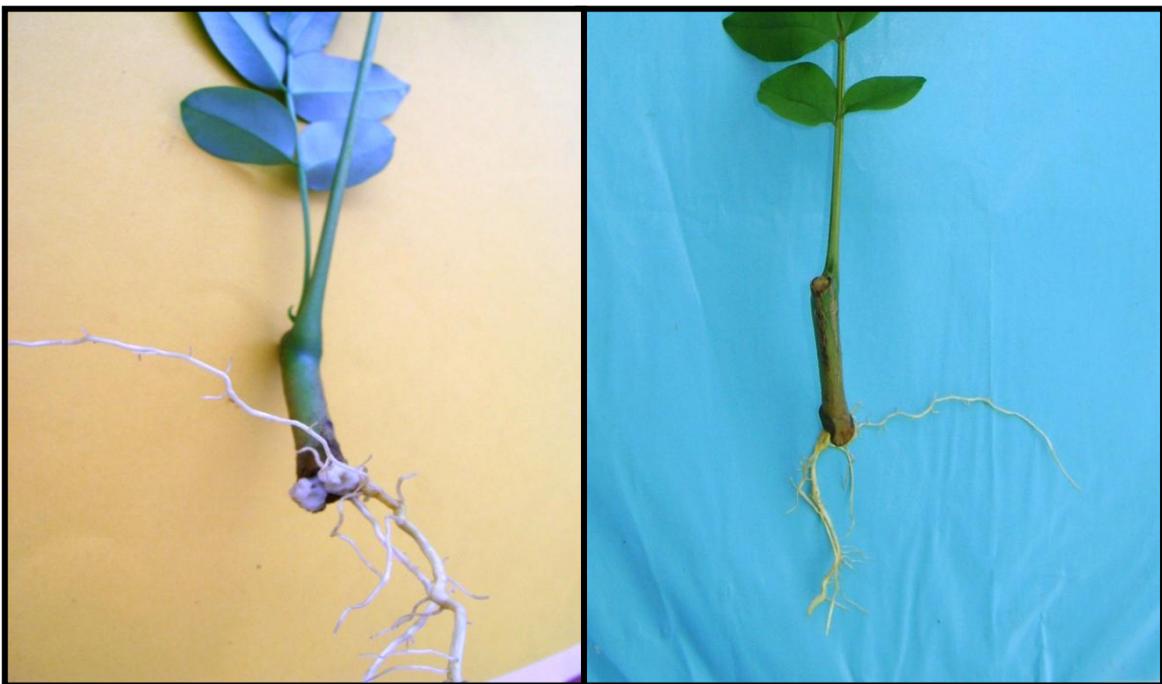


Foto 21. Presencia de callos y raíces en estacas juveniles de Marupa

ANEXO 12.

ESTACAS JUVENILES ENRAIZADAS DEL SEGUNDO ENSAYO



Foto 22. Enraizamiento de estacas de tipo apical y media, con longitud de estaca de 6 cm y área foliar de 60 cm²



Foto 23. Estacas enraizadas de Marupa en sustrato gravilla fina.

ANEXO 13.

ESTACAS JUVENILES ENRAIZADAS DEL TERCER ENSAYO



a

b

Foto 24. Formación de callosidad de estacas de juveniles de Marupa, **a)** forma de “aro” en el perímetro interno del cambium, **b)** emergencia de raíces desde el callo



Foto 25. Enraizamiento de estacas juveniles de Marupa a los 30 días

