

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI

FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES Y AMBIENTALES

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERIA FORESTAL



“EVALUACIÓN DEL EFECTO DE CINCO DOSIS DE FITOHORMONA, TRES TIPOS DE SUSTRATO Y TRES RASGOS DE MORFOTIPO EN EL ENRAIZAMIENTO DE ESTAQUILLAS JUVENILES DE *Amburana cearensis* (Allemão) A.C. Smith (ISHPINGO), EN AMBIENTES CONTROLADOS, EN PUCALLPA – UCAYALI, PERÚ”.

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO FORESTAL**

AUTOR

Marcos Flores Paima

Pucallpa, Perú

2010

DEDICATORIA

A Jehová nuestro Dios quien nos da la vida y sabiduría para enfrentar obstáculos y seguir adelante aún en los momentos más difíciles.

A la memoria del que en vida fue mi hermano Luis E. Lavajos Paima por inducirme a la superación personal.

A mis queridos padres, Álvaro Flores y Lilia Paima por su apoyo moral y gran cariño, que me dieron la fuerza necesaria para cumplir con mis anhelos.

A mis hermanas y sobrinos

A mis amigos que de alguna u otra manera apoyaron mi formación profesional

AGRADECIMIENTO

Al Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) filial Ucayali, por todo el apoyo científico y logístico, dándome la oportunidad de desarrollar el presente trabajo de investigación en el marco de los objetivos del proyecto PROVEFOR; así como al Fondo para la Innovación Ciencia y Tecnología (FINCYT) por el decidido apoyo financiero con el cual fue posible su ejecución.

De manera muy especial al Ing. Manuel Soudre Zambrano M. Sc., coordinador del proyecto PROVEFOR y asesor principal por parte del IIAP en el presente trabajo de tesis, por sus sabias enseñanzas, gran dedicación, acertada orientación, apoyo moral y comprensión durante todo el desarrollo de las diferentes fases de la investigación hasta su culminación.

Al Ing. Jorge Arturo Mori Vázquez, por su valiosa orientación y confianza como asesor del presente trabajo de tesis por parte de la Universidad Nacional de Ucayali.

Al equipo de trabajo del proyecto PROVEFOR, en Ucayali, Dr. Francisco Mesen, Ing. Fernando Pérez Leal, Ing. Wilson Guerra, Ing. Héctor Guerra, Ing. Karen Lino, Sr. Rony Ríos, Sr. Floriel Flores, por el invalorable apoyo brindado en las diversas fases del trabajo de investigación. A mis compañeros tesisistas del IIAP, Ana Vásquez, Leisy Mueras y Carlos Jovino, por el trabajo en equipo demostrado durante las instalaciones de los ensayos de propagación vegetativa. También a mis amigos: Paúl Bravo, Joel Saboya, Kevin Aguilar, por el apoyo brindado en el registro de datos.

A todas las personas que de alguna manera contribuyeron directa o indirectamente al desarrollo del presente trabajo de tesis, muchas gracias!

INDICE GENERAL

	<i>Página</i>
DEDICATORIA.....	ii
AGRADECIMIENTO.....	iii
INDICE GENERAL	iv
LISTA DE CUADROS	ix
LISTA DE FIGURAS	xi
LISTA DE ANEXOS	xiv
LISTA DE FOTOS	xv
RESUMEN	xvi
SUMARY	xvii
INTRODUCCIÓN	1
CAPITULO I	3
1. Planteamiento del problema.....	3
1.1. Formulación del problema.....	3
CAPITULO II	4
MARCO TEORICO.....	4
2.1 Propagación vegetativa de la especie	4
2.2 Clasificación taxonómica del ishpingo	5
2.3 Descripción del de la especie	5
2.4 Nombres comunes	7
2.5 Características de la especie	7
2.5.1 Distribución geográfica	7
2.5.2 Condiciones eco fisiográfica.....	7

2.5.3 Fenología	8
2.5.4 Usos	8
2.6 Propagación vegetativa	8
2.6.1 Importancia de la propagación vegetativa	9
2.6.2 Métodos de propagación vegetativa	10
2.6.3 Propagación por estacas	11
2.6.4 Características ideales de una especie en la propagación vegetativa..	12
2.7 Factores condicionantes que afectan la capacidad de enraizamiento	12
2.8 Propagación vegetativa a través de estaquillas	18
2.8.1 Ventajas de propagación vegetativa a través de estaquillas	18
2.8.2 Desventajas de propagación vegetativa a través de estaquillas	19
2.8.3 Origen de las raíces adventicias.....	19
2.9 Ambiente para el enraizamiento	20
2.10 clasificación granulométrica del suelo	21
DEFINICIÓN DE TERMINOS BÁSICOS	22
CAPITULO III	24
METODOLOGÍA.....	24
3.1 Ubicación de el área de estudio	24
3.2 Condiciones Ambientales en la zona de estudio	24
3.2 Material vegetativo	25
3.3 Población y muestra.....	26
3.4 Descripción del experimento	26
3.4.1 Construcción de la cámara de sub-irrigación.....	26

3.4.2 Preparación de los sustratos	26
3.4.3 Preparación de las estaquillas.....	27
3.4.4 Preparación y aplicación de la hormona AIB.....	28
3.4.5 Establecimiento de las estaquillas dentro del propagador.....	28
3.4.6 Cuidados durante el periodo de propagación.....	28
3.4.7 Monitoreo y control	29
3.5 Materiales utilizados en la recolección de datos	29
3.6 Principales variables evaluadas	30
3.6.1 Porcentaje de enraizamiento (%)	30
3.6.2 Porcentaje de callos (%).....	30
3.6.3 Porcentaje de brotes (%).....	30
3.6.4 Porcentaje de sobrevivencia (%).....	31
3.6.5 Evaluación del número de raíces (Nº)	31
3.7 Procedimiento experimental del primer ensayo.....	31
3.7.1 Descripción del experimento	31
3.7.2 Descripción de los factores y tratamientos en estudio.....	36
3.7.3 Diseño experimental del primer ensayo	33
3.7.4 Análisis de varianza.....	34
3.7.5 Condiciones ambientales	34
3.8 Procedimiento experimental del segundo ensayo	35
3.8.1 Descripción del experimento	35
3.8.2 Preparación de estaquillas	36
3.8.3 Descripción de los factores y tratamientos en estudio.....	37
3.8.4 Diseño experimental del segundo ensayo	38

3.8.5	Análisis de varianza.....	39
3.8.6	Condiciones ambientales	39
3.8	Características dimensionales de ambos ensayos.....	41
3.8.1	Procesamiento de datos.....	42
CAPITULO IV		43
RESULTADOS Y DISCUSIONES		43
4.1	Influencia del sustrato en el enraizamiento de ishpingo	43
4.1.1	Porcentaje de enraizamiento (%)	43
4.1.2	Porcentaje de callos (%).....	46
4.1.3	Porcentaje de sobrevivencia (%).....	47
4.1.4	Número de raíces por estaquilla (N°)	49
4.1.5	Número de callos por estaquilla (N°).....	51
4.1.6	Número de brotes por estaquilla (N°)	52
4.1.7	Longitud promedio de raíces por estaquillas (mm).....	53
4.2	Influencia de la dosis de AIB en el enraizamiento de ishpingo	55
4.2.1	Porcentaje de enraizamiento (%)	55
4.2.2	Porcentaje de sobrevivencia (%).....	59
4.2.3	Número de raíces por estaquilla (N°)	61
4.3	Influencia del nivel de estaquilla en el enraizamiento de ishpingo	64
4.3.1	Porcentaje de enraizamiento (%)	64
4.3.2	Porcentaje de callos (%).....	65
4.3.3	Porcentaje de brotes (%).....	67
4.3.4	Porcentaje de sobrevivencia (%).....	68
4.3.5	Número de raíces por estaquilla (N°)	69

4.3.6 Longitud de raíces por estaquilla (mm)	71
4.4 Influencia de la longitud de estaquilla en las variables de enraizamiento de ishpingo	73
4.4.1 Porcentaje de brotes (%).....	73
4.4.2 Longitud de brotes (mm)	74
4.5 Influencia del área foliar en las variables de enraizamiento de ishpingo	76
4.5.1 Porcentaje de callos (%).....	76
4.5.2 Porcentaje de brotes (%).....	78
4.5.3 Porcentaje de sobrevivencia (%)	79
4.5.4 Numero promedio de callos (N°)	81
CAPITULO V	83
CONCLUSIONES Y REACOMENDACIONES	83
5.1 Conclusiones.....	83
5.2 Recomendaciones.....	84
CAPITULO VI	85
6.1 BIBLIOGRAFIA	85
ANEXOS	95

LISTA DE CUADROS

	<i>Página</i>
Cuadro 1. Clasificación granulométrica del suelo.....	21
Cuadro 2. Datos promedios de temperatura y humedad relativa en la ciudad de Pucallpa (2000 – 2008).....	25
Cuadro 3. Descripción de los tratamientos empleados en el ensayo 1	32
Cuadro 4. Análisis de varianza	34
Cuadro 5. Características de los tratamientos empleados en el ensayo 2.....	37
Cuadro 6. Análisis de varianza	39
Cuadro 7. Análisis de varianza de los porcentajes de enraizamiento (%), porcentaje de callos (%), porcentaje de sobrevivencia (%), número de raíces (N°), número de callos (N°), número de brotes (N°) y longitud de raíces de estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluadas a los 42 días.....	45
Cuadro 8. Prueba de rango múltiple de Tukey ($p \leq 0.05$), para el efecto principal de los tipos de sustrato correspondiente al porcentaje de enraizamiento (%), porcentaje de callos (%) y porcentaje de sobrevivencia (%) en estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 42 días en cámaras de sub-irrigación	49
Cuadro 9. Prueba de rango múltiple de Tukey ($p \leq 0.05$), para el efecto principal del tipo de sustratos con respecto al número de raíces, número de callos, número de brotes y longitud de brotes en estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 42 días en cámaras de sub-irrigación	53
Cuadro 10. Prueba de rango múltiple de Tukey ($p \leq 0.05$), para el efecto principal de dosis AIB, con respecto al porcentaje de enraizamiento (%), porcentaje de sobrevivencia (%) y número de raíces (N°), en estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 42 días en cámaras de sub-irrigación.....	59

Cuadro 11. Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento (%), porcentaje de callos (%), porcentaje de brotes (%), porcentaje de sobrevivencia (%), de estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluadas a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.	65
Cuadro 12. Prueba de rango múltiple de Tukey ($p \leq 0.05$), para el efecto principal de los niveles de estaquillas con respecto porcentaje de enraizamiento (%), porcentaje de callos (%), porcentaje de brotes (%), porcentaje de sobrevivencia (%), número de raíces (N°), y longitud de raíz (mm), en estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.	68
Cuadro 13. Análisis de varianza del número de raíces por estaquilla (N°), número de callos (N°), longitud de raíz (mm) y longitud de brotes (mm), en estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluadas a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.	70
Cuadro 14. Prueba de rango múltiple de Tukey ($p \leq 0.05$), para el efecto principal de la longitud de estaquilla con respecto porcentaje de brotes (%) y longitud de brotes (mm), en estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.	74
Cuadro 15. Prueba de rango múltiple de Tukey ($p \leq 0.05$), para el efecto principal del área foliar con respecto porcentaje de callos, número de callos, en estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 42 días en cámaras de sub-irrigación.	81

LISTA DE FIGURAS

	<i>Página</i>
Figura 1. Brote juvenil de la especie ishpingo (<i>A. cearensis</i>)	6
Figura 2. Diseño de la cámara de sub-irrigación (fuente: Leakey, 1990)	20
Figura 3. Variación de la temperatura media y humedad relativa media al interior de la cámara de sub-irrigación, durante el primer ensayo (42 días).....	35
Figura 4. Ubicación de los tres niveles de estaquillas en el brote de Ishpingo.....	36
Figura 5. Relaciones entre la temperatura media (°C), humedad relativa media (%) e intensidad lumínica (luxes) en el segundo ensayo (49 días)	40
Figura 6. Efecto del tipo de sustrato en el porcentaje de enraizamiento de estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 42 días en cámara de sub-irrigación	44
Figura 7. Efecto del tipo de sustrato en el porcentaje de callos y sobrevivencia en estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 42 días en cámara de sub-irrigación	48
Figura 8. Efecto del tipo de sustrato en el número de raíces por estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 42 días en cámaras de sub-irrigación	50
Figura 9. Efecto del tipo de sustrato en el número de callos y número de brotes, por estaquilla de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 42 días en cámara de sub-irrigación	52
Figura 10. Efecto del tipo de sustrato en la longitud de raíces por estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 42 días en cámaras de sub-irrigación	54
Figura 11. Efecto de las dosis hormonales AIB en el porcentaje de enraizamiento de estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 42 días en cámara de sub-irrigación	56

Figura 12. Efecto de la interacción tipo de sustrato y dosis hormonal AIB, en el porcentaje de enraizamiento de estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 42 días en cámara de sub-irrigación.....	58
Figura 13. Efecto de la dosis hormonal AIB, en el porcentaje de sobrevivencia en estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 42 días en cámara de sub-irrigación	60
Figura 14. Efecto de las dosis hormonales AIB en el número de raíces por estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 42 días en cámara de sub-irrigación	62
Figura 15. Efecto de los niveles de estaquillas, en el porcentaje de enraizamiento, callos, porcentaje de brotes y en el porcentaje de sobrevivencia, en estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación	66
Figura 16. Efecto del nivel de estaquillas, en el número de raíces por estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación	71
Figura 17. Efecto del nivel de estaquilla, en la longitud promedio de raíces por estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación	72
Figura 18. Efecto de la longitud de estaquilla, en el porcentaje de brotes en estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación	73
Figura 19. Efecto de la longitud de estaquillas, en la longitud del brote en estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación	75
Figura 20. Efecto del área foliar, en el porcentaje de callos en estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.....	76

Figura 21. Efecto de la interacción longitud de estaquilla y área foliar en el porcentaje de callos en estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.....	77
Figura 22. Efecto de la interacción nivel de estaquilla y área foliar en el porcentaje de brotes en estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación	78
Figura 23. Efecto de la interacción longitud de estaquilla y área foliar en el porcentaje de sobrevivencia en estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación	80
Figura 24. Efecto del área foliar en el porcentaje de callos en estaquillas de ishpingo (<i>A. cearensis</i>), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.....	82

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1. Croquis de ubicación del área de estudio (IIAP - Ucayali)	97
Anexo 2. Croquis del diseño en la distribución de los tratamientos en el primer ensayo	98
Anexo 3. Registro meteorológico en la cámara de sub-irrigación en los primeros 12 días (Primer ensayo)	99
Anexo 4. Formato de evaluación final del primer ensayo	100
Anexo 5. Croquis del diseño en la distribución de los tratamientos en el segundo ensayo	101
Anexo 6. Formato de evaluación final del segundo ensayo	102
Anexo 7. Procedimiento metodológico de la instalación del primer ensayo	103
Anexo 8. Estaquillas enraizadas de ishpingo en el primer ensayo	104
Anexo 9. Procedimiento metodológico de la instalación de estaquillas del segundo ensayo	105
Anexo 10. Estaquillas enraizadas de ishpingo en el segundo ensayo	106

LISTA DE FOTOS

Foto 1. Cosecha del material vegetativo	103
Foto 2. Preparación de la estaquilla	103
Foto 3. Desinfección en Cupravit	103
Foto 4. Aplicación de AIB	103
Foto 5. Evaporación del alcohol	103
Foto 6. Cámara instalada	104
Foto 7. Estaquilla enraizadas en gravilla – 1000 ppm	104
Foto 8. Estaquilla enraizada en arena gruesa – 2000 ppm	104
Foto 9. Estaquilla enraizada en arena gruesa – 4000 ppm	104
Foto 10. Estaquilla enraizada en arena gruesa – 8000 ppm	104
Foto 11. Huerto yemero de ishpingo	105
Foto 12. Preparación de las estaquillas	105
Foto 13. Recipientes codificados.....	105
Foto 14. Desinfección en Cupravit	105
Foto 15. Selección del vigor	105
Foto 16. Aplicación de AIB	105
Foto 17. Evaporación del alcohol	106
Foto 18. Instalación en la cámara	106
Foto 19. Estaquilla enraizada del nivel apica	106
Foto 20. Estaquilla enraizada del nivel medio	106
Foto 21. Estaquilla enraizada del nivel basal	106

RESUMEN

El experimento se desarrolló en el vivero del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), filial Ucayali, Perú. Se utilizó estaquillas juveniles de ishpingo, instaladas en cámaras de sub-irrigación. El objetivo fue determinar el efecto de cinco dosis de fito-hormona, tres tipos de sustratos y tres rasgos de morfotipo en el enraizamiento de estaquillas juveniles de *Amburana cearensis* (Allemão) A. C. Smith. (Ishpingo), en ambientes controlados. Para ello se realizaron dos ensayos consecutivos, bajo las mismas condiciones microambientales: temperatura media interna de 29 °C, humedad relativa media de 71 %, temperatura del sustrato 28.4 °C e intensidad lumínica de 2,765 luxes. El primer ensayo se ejecutó con un diseño de bloques completos al azar con parcelas dividas, probando cinco dosis de AIB (0 , 1000, 2000, 4000 y 8000 ppm); y tres tipos de sustrato (arena gruesa, gravilla y arena fina). En el segundo ensayo, se utilizó la dosis optima (8000 ppm) y el sustrato más adecuado (arena gruesa), obtenidos en el primer ensayo, empleando un diseño de bloques completos al azar con arreglo factorial (3x2x2), probando tres niveles de estaquilla (apical, medio y basal), dos longitudes (2.5 y 4.5 cm) y dos áreas foliares (10 y 20 cm²). Luego de 49 días, las estaquillas de ishpingo de secciones apical y media, con 4.5 cm de longitud y más de 10 cm² de área foliar, a los que se aplico 8000 ppm de AIB, colocados verticalmente en sustrato arena gruesa (1-2 mm), mostraron el mayor enraizamiento (90 %), sobrevivencia (90 %), número de raíces promedio (2.2) y longitud promedio (20.1mm). se concluye que es posible propagar exitosamente la especie ishpingo, empleando estaquillas obtenidas de rebrotes, en arena gruesa y 8000 ppm de AIB.

SUMMARY

The experiment was conducted in the nursery of the Institute for Amazonian Research (IIAP), a subsidiary Ucayali, Perú. We used juvenile cuttings ishpingo, cameras installed in sub-irrigation. The objective was to determine the effect of five doses of phyto-hormone, three types of substrates and three features of morphotype on rooting of juvenile cuttings *Amburana cearensis* (Allemão) A. C. Smith, (Ishpingo), in controlled environments. For this there were two consecutive tests under the same microenvironmental conditions: internal average temperature of 29 ° C, relative humidity of 71%, substrate temperature 28.4 ° C and light intensity of 2.765 lux. The first trial was run with a complete block design with split-plot randomized, testing five doses of IBA (0, 1000, 2000, 4000 and 8000 ppm) and three types of substrate (coarse sand, gravel and sand). In the second experiment, we used the optimal dose (8000 ppm) and the most suitable substrate (gravel), obtained in the first trial design using a randomized complete block with factorial arrangement (3x2x2), testing three levels of peg (apical, middle and basal), two lengths (2.5 and 4.5 cm) and two leaf areas (10 and 20 cm²). After 49 days, cuttings ishpingo apical and middle sections, with 4.5 cm in length and more than 10 cm² of leaf area, which was applied to 8000 ppm of IBA, placed vertically in gravel substrate (1-2 mm), showed the highest rooting (90%), survival (90%), average root number (2.2) and average length (20.1mm). concluded that it is possible to propagate the species ishpingo successfully, using cuttings taken from shoots, coarse sand and 8000 ppm of IBA.

INTRODUCCIÓN

En el mundo existe una preocupación constante, por la producción, conservación y utilización de los recursos renovables. Los bosques amazónicos del Perú presentan una alta heterogeneidad de especies forestales tropicales, originando una extracción selectiva de especies valiosas que tienen mayor demanda en el mercado y mejores precios. Dentro de estas especies por sus cualidades de veteado y color esta la especie *Amburana cearensis* (Allemão) A. C. Smith. Cuyo aprovechamiento irracional esta afectando su capacidad de regeneración natural, produciéndose una acelerada erosión genética, que pone en peligro futuros proyectos de reforestación tomando en cuenta que es de largo periodo fenológico para la obtención de semillas, restringiendo la posibilidad de abastecimiento y futura producción, ya que no se contaría con material genético cercano de alta calidad para el establecimiento de plantaciones.

Por tal razón es necesario tomar acciones silviculturales inmediatas que ayuden en la conservación y producción de esta y otras especies forestales de elevado interés comercial. Una de estas alternativas es el desarrollo de una tecnología apropiada para propagación vegetativa mediante el empleo de material juvenil, considerada una fuente importante de germoplasma para la reforestación de alta productividad teniendo en cuenta que dicho germoplasma es procedente de árboles seleccionados

No obstante el conocimiento tecnológico apropiado para la propagación vegetativa y los factores que influyen en su enraizamiento como: tipo de sustrato, dosis hormonal, rasgos de morfotipo (área foliar, longitud y nivel de estaquilla juvenil) todavía son desconocidos para el ishpingo (*Amburana cearensis*), En el pasado las investigaciones sobre enraizamiento de estacas de ishpingo no tuvieron resultados óptimos (Manta y Shwyzer en 1985, Pinedo en 1993, Pérez en 1998, INIA en 1998, Tarnowski en 2003,). Debido a que, posiblemente la mayor parte de los estudios emplearon estacas leñosas y ambientes poco controlados, como camas de vivero.

Considerando lo expuesto y con la finalidad de contribuir a generar conocimientos, proponiendo el impulso de una tecnología apropiada para el enraizado de material juvenil de ishpingo, se desarrollo el presente estudio, que tiene como:

Objetivo general:

- Comprobar el efecto de cinco dosis de fito-hormona, tres tipos de sustrato y tres rasgos de morfotipo en el enraizamiento de estaquillas juveniles de ishpingo (*Amburana cearensis*) en propagador de sub-irrigación.

Objetivos específicos:

- Determinar el efecto de cinco dosis (0, 1000, 2000, 4000, 8000 ppm) de acido indolbutirico (AIB) en el enraizamiento de estaquillas juveniles de ishpingo (*Amburana cearensis*) en propagador de sub-irrigación.
- Establecer cuál de los tres tipos de sustrato (arena gruesa, arena fina, grava fina) facilitará el enraizamiento de estaquillas juveniles de ishpingo (*Amburana cearensis*) en propagador de sub-irrigación.
- Evaluar el efecto de tres niveles de estaquilla (apical, media y basal) para el enraizamiento de estaquillas juveniles de ishpingo (*Amburana cearensis*) en propagador de sub-irrigación.
- Comparar el efecto que pueda ejercer dos longitudes de estaca (2.5 cm y 4.5 cm) en el enraizamiento de estaquillas juveniles de ishpingo (*Amburana cearensis*) en propagador de sub-irrigación.
- Comprobar el efecto de dos áreas foliares (10 cm² y 20 cm²) en el enraizamiento de estaquillas juveniles de ishpingo (*Amburana cearensis*) en propagador de sub-irrigación.

CAPITULO I

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.1. Formulación del Problema:

El problema es el desconocimiento de técnicas de propagación asexual de plántulas de *A. cearensis* por el método de estacas juveniles en ambientes controlados, lo cual dificulta el abastecimiento de plántulas a los programas de reforestación.

Las causas son entre otros la preparación de sustrato con diversos tipos de arena que puede facilitar o retener la circulación del agua que se deriva en la fermentación del sustrato, porosidad, capacidad de retención de agua y un buen drenaje que pueda garantizar la humedad sin excesos ofreciendo buenas condiciones para la formación de raíces en las estacas.

Otra causa desconocimiento del nivel de dosis hormonal que favorezcan al enraizamiento de las estacas, si es en menor cantidad no favorece el enraizamiento y si es en exceso lo intoxica produciendo la muerte de los tejidos por ende la pudrición de las estacas. Conocer el nivel permitirá aumentar el porcentaje de enraizamiento, acelerar el tiempo de formación de raíces y mejorar la calidad del sistema radical formado (Hartmann y Kester 1983).

Como tercera causa se tiene el limitado conocimiento de los rasgos de morfotipo (nivel de estacas, longitud, y área foliar) que influyen en el éxito del enraizamiento de ishpingo. En el nivel de estaca, la composición química de la rama y el tallo varían de la base a la punta permitiendo elegir estacas apicales, medias o basales que enraízan mas fácilmente por ser acumuladoras de sustancias endógenas que permiten el enraizamiento. La longitud de estaca adecuada puede variar de acuerdo a la especie y a otros factores. El área foliar adecuada varia de acuerdo a la especie y a la iluminación del proceso de enraizamiento pero es importante considerarlo por que es esta la fuente de asimilados, auxinas y otras sustancias, vitales para el enraizamiento.

CAPITULO II

MARCO TEÓRICO

2.1. Propagación vegetativa de la especie.

Pinedo (1993), evaluó la influencia del diámetro, longitud y profundidad en la propagación de ishpingo (*A. cearensis*), por estacas leñosas con plantas de 8 años, a los cuales puso a enraizar en camas de almácigo utilizando como sustrato tierra orgánica extraída del bosque mezclada con arena de río, utilizó 18 tratamientos, con 16 estacas por tratamientos. Como conclusión afirma no haber diferencia significativa entre diámetro y largo de estacas, así como en profundidad de siembra. El poco número de raíces y el escaso desarrollo de la misma se debe posiblemente al empleo de un sustrato con alto porcentaje de arena y bajo contenido de materia orgánica y al no empleo de reguladores vegetales, considera al “ishpingo” como una especie cuya propagación vegetativa se clasifica en el rango de DIFÍCIL, porque obtuvo un escaso 5% de enraizamiento con estacas de 8 años de edad.

Pérez y Dreyfus (1996) por su parte obtuvieron 0 % de enraizamiento con estacas leñosas enraizadas de *Amburana cearensis*, con estacas de diámetro variado, utilizando como sustrato arena. INIA (1998) reporta 7 % de enraizamiento para estacas leñosas de ishpingo en 90 días utilizando un nivel de 4000 ppm de AIB. Tarnowski (2003) en dos semanas obtuvo 0 % con estacas de *Amburana cearensis* utilizando ácido naftalenacético (ANA) en concentraciones de 0; 1000; 2000; 4000; 6000 ppm en dos tipos de sustrato turba y perlita. Manta y Shwyzer (1985), en 4 meses reportaron 56.7 % de enraizamiento para el ishpingo, y 76.6% a los seis meses, la instalación se realizó en un invernadero, sin aplicar hormonas, utilizando estacas leñosas provenientes de arbolitos jóvenes de 2 años de edad, con 30, 50 y 70 cm de longitud y tres niveles de estacas (inferior, media y superior), plantadas de forma aleatoria e inclinada con respecto al suelo, el sustrato estaba conformado por suelo de monte bien descompuesto, desinfectado y mezclado con un poco de arena.

2.2. Clasificación taxonómica del Ishpingo.

Según Araujo (2010), la clasificación taxonómica del ishpingo (*A. cearensis*) es la siguiente:

- Reino : Plantae
- División : Magnoliophyta
- Clase : Magnoliopsida
- Orden : Fabales
- Familia : Fabaceae.
- Sub-familia : Faboideae
- Tribu : Swartzieae
- Genero : Amburana
- Especie : *Amburana cearensis* (Allemão) A.C.Smith.

2.3. Descripción del la especie.

Árbol de hasta 35 m de altura, tallo recto, corteza lisa, papirácea que se exfolia en láminas delgadas, irregulares marrón-anaranjado. Hojas: alternas, imparipinnadas, 11 foliolos alternos por hoja, ovados, envés pubescente, ápice obtuso, base redondeada, borde entero. Frutos: legumbre, oblonga, coriácea, seco, dehiscencia apical, una semilla aromática, ovoide, con ala membranosa que facilita su diseminación anemófila. Todas las partes de estos árboles tienen una fragancia a cumarina (Record y Heas 1988)

Amburana cearencis (Allemão) A.C.Smith, es sinónimo de *Torresea cearensis* Allemão y *Amburana clandii* Schwacke, ampliamente distribuidos en las regiones secas del Brasil y el norte de Argentina. Una segunda forma, *Amburana acreana* (Duke) A.C Sm; fue descubierta en 1933 por Adolfo (Duke) en los bosques altos y áreas inundables a lo largo del río acre. Se diferencia de *Amburana cearensis*, por sus foliolos más numerosos, inflorescencia mas laxa y su mayor tamaño, alcanzando algunas veces los 100 pies de altura.

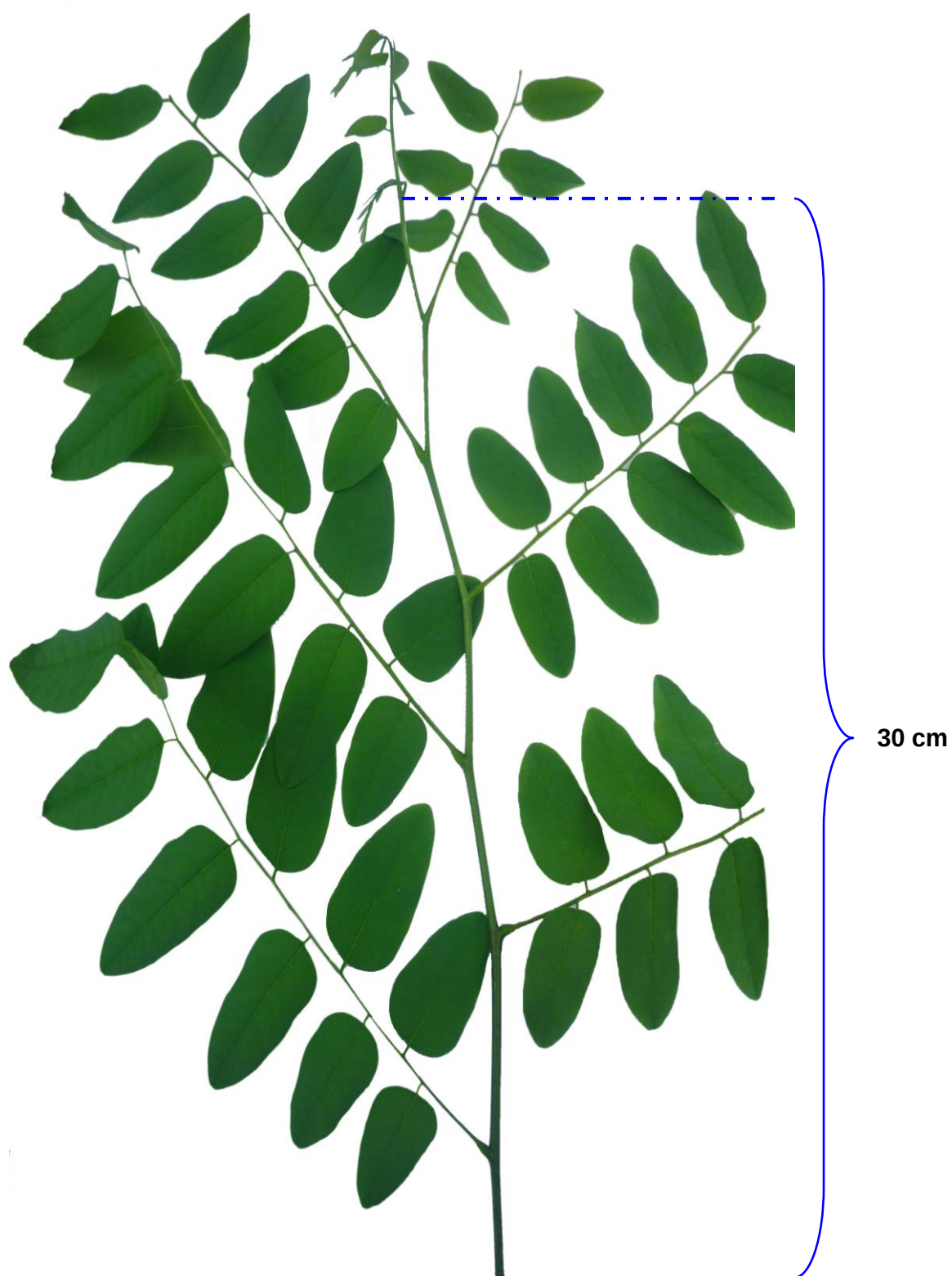


Figura 1. Brote juvenil de la especie *A. cearensis* (Ishpingo), a los 30 días.

2.4. Nombres comunes.

La especie toma los siguientes nombres: PERU; Ishpingo, sandemático. BRASIL; Ceregeira, cumaru de cheiro, Imburama; BOLIVIA; Sorioco. GUYANA FRANCESA; Coschau, (Encarnación, 1978).

También se le conoce en BRASIL: Ambura, cumaru, cumará de ceará, trébol. ARGENTINA: Palo de trébol, roble y trébol (Record y Heas 1988), en el PARAGUAY: Trébol, BOLIVIA: Tumi y roble del país (Mason y Ricse 1978).

2.5. Características de la especie

2.5.1. Distribución geográfica.

Encarnación (1983), menciona que el hábitad y distribución de *Amburana cearencis* se ubica en el bosque primario en terrenos con buen drenaje, en la amazonía (Perú, sur de Brasil, occidente de Bolivia) extendiéndose en el Brasil hasta la cuenca del Paraná, en Perú se encuentra en los departamentos de Loreto, Huanuco, San Martín y Ucayali.

Brako y Zarucchi J. L (1993), afirma que en el Perú se encuentra en la zona del río Pachitea, departamento de Huánuco en formaciones de bosque seco tropical, preferente en suelos residuales, arcilloso, arenoso profundo y bien drenados; pertenece al tipo de vegetación monte alto, crece asociado con las especies “Carahuasca”, “Ponilla”, “Cumala” y “Sacapisho”

2.5.2. Condiciones eco fisiográficas.

Trucios y Quintana (1987), en su estudio “Conjunto sobre investigación y experimentación de bosque en la amazonia de Perú” reporta que el ishpingo (*Amburana cearencis*), se encuentra en el área clasificada ecológicamente como bosque húmedo tropical (bh-t), y bosque muy húmedo Pre-Montano (bmh-PM), en terrenos planos ondulados de colina baja y colina alta. Con

fisiografía colina baja, en suelos Chromic cambisol (BC) y en pendientes de 5 y 50%.

2.5.3. Fenología.

Trucios (1988), en su estudio fonológico de 22 rodales semilleros en la zona forestal de Alexander Von Humboldt – Perú a una altitud de 250 m.s.n.m y una temperatura media Anual de 26,2 °C , determino que *Amburana cearencis* presenta floración de marzo a abril, fructificación de abril a junio, maduración en julio y diseminación entre julio - agosto; en la selva central a una altitud de 350 m.s.n.m y una temperatura media anual de 22 °C, determinó que ishpingo en su fenología es: floración de marzo a abril, fructificación de mayo a junio, maduración en julio y diseminación de julio a agosto.

2.5.4. Usos

Aróstegui (1990), afirma que debido a su veteado, propiedades físicas y mecánicas es adecuado para construcción, mueblería, láminas decorativas y donde se requiera el uso de madera con apariencia atractiva y dimensiones estables. En todo el árbol existe un aceite esencial aromático para el uso adecuado en jabón, perfumes y chocolates (Proyecto de Capacitación y Divulgación Forestal, 1989).

2.6. Propagación vegetativa

Quijada (1980) dice 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, llego 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 o asexual se realiza con las partes de una planta, provistas de yemas y con capacidad de enraizamiento para originar nuevos individuos. Esta técnica asegura rápidas ganancias genéticas ya que se pueden seleccionar y reproducir genotipos individuales. Además la propagación vegetativa captura ambos componentes genéticos: aditivos y no aditivos, para producir masas de poblaciones altamente uniformes y productivas (Easley, 1989), lo cual es más difícil de lograr por vía sexual.

Toda la progenie de una planta reproducida asexualmente es genéticamente igual y constituye un clon. Todas las plantas que forman un clon son genéticamente iguales entre si y con la planta madre, esto es posible por que 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); es probable que en algunos casos no se aprecien las características fenotípicas del individuo original debido a que el nuevo individuo puede ser influenciado por la variación ambiental, pero si es claro que el nuevo individuo es génicamente idéntico al original. Coincidiendo con (Hartmann 1992), manifestaba que la propagación vegetativa o asexual se utiliza para producir una planta que posea el mismo genotipo que la planta madre (planta donadora) y esto es posible por que todas las células de una planta poseen la información necesaria y/o suficiente para reproducir la planta entera. Esta técnica comprende desde procedimientos sencillos, conocidos de tiempos inmemoriales por los campesinos de todo el mundo, hasta procedimientos tecnológicamente muy avanzados basados en la tecnología de cultivos de tejidos vegetales, mediante los cuales se puede lograr la propagación masiva, genéticamente homogéneas, mejoradas y libres de parásitos.

2.6.1. Importancia de la propagación vegetativa

La propagación vegetativa es importante por las siguientes razones: en el establecimiento de huertos semilleros clonales, en los establecimientos de bancos clonales, en propagación de plantas clonales a escala grande y en la

elaboración de productos especiales de mejora, 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. Hartmann y Kester (1992) asegura que una de las características más significativas de la clonación es que todos los descendientes del clon tienen el mismo genotipo básico, por lo cual la población tiende a ser fenotípicamente uniforme. Por lo general toda la progenie de un clon tienen el mismo aspecto, tamaño, época de floración, época de maduración, etc., haciendo con ello posible la estandarización de la producción y otros usos del cultivo.

2.6.2. Métodos de propagación vegetativa

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 Apomicticos, Estolones, Hijuelos, Acodado, Separación, División, Estaca, Injerto, micro propagación. Según Quintanilla (1981) en el fenómeno

forestal de la propagación vegetativa se usan: esquejes o estacas, acodos e injertos. 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.

2.6.3. Propagación por estacas

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. También se puede utilizar cualquier porción de una planta (raíz, tallo, hoja) que sea separada de esta y que es inducida para que forme raíces. (Ramos 2004; Wells 1979).

Según Zasoni (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 y según Weaver (1976) estas porciones pueden tomarse de un tallo, de una raíz o una hoja que se denominan estaca de tallo, de raíz o de una hoja respectivamente (Hartmann y Kester, 1980). Según Parry (1957), la mayoría de las especies forestales, incluso las coníferas pueden propagarse por estacas; sin embargo este procedimiento se emplea con las especies que prenden fácilmente y que no requieren equipo especial. Aunque no existen restricciones al respecto, normalmente se incluyen en un programa de propagación vegetativa las especies de mayor importancia actual o potencial (económica, ecológica, etc.). Sin embargo en teoría, cualquier especie puede ser propagada mediante enraizamiento de estaquillas (aunque ciertamente algunas especies enraízan con mayor facilidad). Algunas especies requieren un periodo de investigación mayor para lograr optimizar la técnica. Lo ideal sería alcanzar porcentajes de enraizamiento superiores al 70%, (Mesen, 2008).

La estaca es todo fragmento de rama que, enterrado parcialmente es capaz de producir una planta perfectamente igual a aquella de la cual procede. Este modo de multiplicación es de los más ventajosos, pero no puede ser generalizado más que en aquellos cuyos tejidos corticales permiten salir de los haces libero-leñosos, que dan origen a las raíces (Gispert 1984). Coincidiendo con las apreciaciones de Acosta (1959) quien sostiene que uno de los requisitos para el enraizamiento, es que las estacas deben poseer yema o meristemas axilares que al ser enterradas se desarrollen transformándose en raíz cuando se trata de partes inferiores; en hojas y ramitas las que se encuentran sobre el nivel del suelo, caso contrario tendrán menos probabilidades de prender. Las estacas con yemas desarrolladas en exceso, producen defoliación prematura y luego agotamiento de la vitalidad del sistema radicular embrionario y por lo tanto se producirá la muerte o secamiento de la estaca.

2.6.4. Características ideales de una especie en la propagación vegetativa

Recto, sano, sin bifurcaciones, con ramas delgadas, de DAP y altura superior al promedio, sin corteza espiral, con copa pequeña y buena capacidad de auto poda (si aplica), los estándares deben ajustarse a la arquitectura de la especie, algunas características deberían ser absolutas (ej. rectitud, ausencia de bifurcación, sanidad), para otras (DAP, altura, diámetro de ramas y tamaño de copa), no se pueden fijar estándares fijos para la especie, sino que el árbol debe ser comparado con sus vecinos más cercanos, (Mesen 2008).

2.7. Factores condicionantes que afectan la capacidad de enraizamiento

Temperatura ambiental

Hartmann y Kester (1992) menciona que las temperaturas excesivas de aire tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y a aumentar la pérdida de agua por las hojas mas bien las temperaturas entre 21°C y 27°C son satisfactorias para lograr el enraizamiento

en la mayoría de las especies forestales, algunas enraízan mejor a temperaturas bajas y se debe evitar la temperatura del aire demasiado alta. En zonas frías recomienda utilizar un instrumento que proporcione calor constantemente permitiendo un mayor porcentaje de enraizamiento. 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 citado por Nuñez, 1997)

Luz

La irradiación, el fotoperiodo y la cantidad 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).

Cuculiza (1956) sustenta que con poca luz, la emisión de raíces se realiza antes que la hojas; además disminuye la evaporación de agua de constitución que llevan las estacas, evitando así su desecación; sin embargo la falta de luz no debe ser exagerada pues no se realizaría la función fotosintética, que es de vital importancia para el desarrollo de las plantas, además es recomendable que para el desarrollo normal de la actividad fotosintética debe proporcionarse por lo menos un 30% de luz a las estacas teniendo cuidado que esta luz no eleve la temperatura óptima.

Sustrato

Hartmann y Kester (1983) afirman que las relaciones de agua, luz y medio de enraizamiento constituyen factores importantes, siendo imprescindible un medio de enraizamiento que proporcione porosidad, tener una alta capacidad de retención y buen drenaje para estacas de madera dura y semi dura,

coincidiendo con (Quijada 1980) sustentando que un medio de enraizamiento debe garantizar una humedad sin excesos y esto se logra con una textura media, semi arenosa y una humedad de aire adecuada.

Selección del material para estacas

Hartmann y Kester (1988), existe evidencia que la nutrición de la planta madre influye sobre el desarrollo de las raíces y ramas en las estacas tomadas de ellas; el material adecuado de estacas que esta en función a la riqueza de carbohidratos y pueden determinarse por la firmeza del tallo. Sin embargo, puede confundirse con la firmeza debida a la maduración de los mismos.

Quijada (1980), menciona que las estacas muy lignificadas brotan con dificultad y enraízan muy difícilmente, por lo tanto deberá tomarse una condición intermedia. Una guía para el tiempo de recolección en el estado de la actividad de la planta y es favorable cuando comienza la mayor actividad de desarrollo de las yemas del árbol.

Factor juvenil

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 realizo, utilizando estacas leñosas de *Amburana cearensis* “ishpingo” de 8 años de edad encontrándose un porcentaje de enraizamiento que no supero el 5% en

comparación con 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.

Condición fisiológica de la planta madre

Hartmann y Kester (1983) afirman que existe evidencia que la nutrición de la planta madre influye sobre el desarrollo de las raíces y ramas en las estacas tomadas de ellas; cuando se habla de material adecuado de estacas se refiere a la riqueza de carbohidratos y puede determinarse por la firmeza del tallo. Sin embargo puede confundirse con la firmeza debida a la maduración de los mismos. Las estacas obtenidas de plantas jóvenes o de sectores más juveniles tienen mayor capacidad para formar raíces, cualquier tratamiento previo que logre rejuvenecer a la planta o mantener la fase juvenil (podas drásticas, aplicaciones de giberelinas, injertos) será efectivo para favorecer el enraizamiento de las estacas (Botti, 1999).

Topofisis

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 (Macdonald, 1986; Hartmann y Kester, 1996). 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. Castañeda (1984), demostró que las estacas de “Quinual” (*Polylepis racemosa*) procedente de la parte basal de las ramas son las que obtuvieron mayor porcentaje de enraizamiento. Carrera (1977) menciona que la topofisis influye en la facilidad y

velocidad de enraizamiento. No obstante Flores (1986), dice que este efecto puede deberse a una desigual distribución de auxinas y reservas nutritivas en las diferentes partes de la planta.

Área foliar

La presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte acción estimulante sobre la iniciación de las 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 auxina y los efectos se observan directamente debajo de ellas, ya que existe un transporte polar, del ápice a la base. (Hartmann y Kester 1992).

Cuando se produce una estaca se corta la provisión natural de agua que viene desde la raíz, pero sí esta contiene hojas, pierden agua por efecto de transpiración. En especies que enraízan con facilidad, pronto permite que la absorción de agua compense la cantidad que es eliminada por las hojas, pero en especies de enraizamiento lento, la transpiración de las hojas se debe reducir a una cantidad muy baja hasta que se formen las raíces Hartmann y Kester (1977).

Reguladores de crecimiento

El desarrollo vegetal esta influenciado, entre otros factores, por diversas sustancias de síntesis natural, conocidas como hormonas, y otras sintéticas denominadas reguladores de crecimiento. Para distinguir entre las hormonas vegetales y reguladores del crecimiento, se puede decir, todas las hormonas regulan el crecimiento, pero no todos los reguladores de crecimiento son hormonas; de las fitohormonas (etileno, giberelinas, citoquininas, auxinas e inhibidores del crecimiento, como el ácido abscísico), las auxinas son las que tienen el mayor efecto en cuanto a la división celular y la elongación, así como en un aumento en el transporte de carbohidratos y cofactores foliares a la base

de la estaca, donde se llega a promover el desarrollo y formación del primordio inicial (Haissig 1974a citado por Núñez, 1997).

El ácido Indol – 3 - Butírico (AIB), es una auxina sintética químicamente similar al Acido Indol - acético (AIA) que en la mayoría de las especies ha demostrado su efectividad frente a otras auxinas como el ácido naftalenacético (ANA); la hormona AIB, ofrece muchas ventajas, el cual no se degrada fácilmente por la luz o microorganismos, es insoluble en agua, no es tóxico y permanece por más tiempo en el sitio de aplicación (Mesén, 1998).

Los reguladores vegetales son compuestos orgánicos distintos de los nutrientes que en pequeñas cantidades estimulan, inhiben o modifican de cualquier otro modo cualquier proceso fisiológico de las plantas y la más importante es la auxina. 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).

Longitud de la estaca

Pinedo (1993), al evaluar el efecto de la longitud de estaca en el enraizamiento, no encontró diferencia significativa en el porcentaje de prendimiento de estacas leñosas de ishpingo; Sin embargo Hartmann y Kester (1977) afirman que la longitud de estaca es un factor determinante en el enraizamiento por lo que recomienda utilizar estacas de 7 a 15 cm de largo con dos a más nudos.

Diámetro de estacas

Hartmann y Kester (1977) sostiene que la concentración de sustancias nutricionales es mayor, cuando mayor sea el grosor de la estaca. De igual modo la rigidez de una planta esta en relación directa con el diámetro. Así los delgados son generalmente suaves y flexibles por tener tallos succulentos, mientras que los más gruesos son firmes y rígidos por tener tallos leñosos; el

enraizamiento por tanto esta relacionado con el grosor del diámetro de la estaca. Coincidiendo con Manta y Shwyzer (1985), quienes aseguran que un mayor diámetro favorece a un mayor enraizamiento, de tal forma que es conveniente usar diámetro de por lo menos 2.5 cm a más en especies caducifolias de madera dura.

2.8. Propagación vegetativa a través de estaquillas.

La propagación por estaquillas es el sistema de propagación asexual más antigua; es poco costoso, fácil de realizar, no requiere de habilidad especial de parte del operador y necesita de poco espacio (Mesen, 1993). Por otro lado, propagar árboles forestales por estaca permitiría el fomento de clones o grupos de plantas que se obtuvieron de una planta de origen seminal, eliminando diferencias de constitución entre los árboles (Flores, 1986).

2.8.1. Ventajas de la propagación vegetativa a través de estaquillas

Mesen (2008), menciona que algunas de las principales ventajas del uso de estaquillas juveniles en plantación en comparación con el uso de material proveniente de semillas son: mayor productividad y mejor calidad del producto; mayor ganancia genética, al capturar tanto los componentes aditivos como no aditivos de la variación genética total; mayor homogeneidad en plantaciones; mayor facilidad de manejo; posibilidad de replicar individuos con combinaciones genéticas únicas, lo cual no es posible mediante el uso de semillas; posibilidad de iniciar la propagación mucho antes de que el árbol alcance su edad reproductiva; es una herramienta valiosa para la conservación de genotipos en peligro de extinción; se evita la dependencia hacia el uso de semillas y los problemas asociados con algunas especies como: la fructificación a edades adultas, producción baja e irregular, solo en ciertas épocas del año, depredación de frutos y semillas, baja germinación, dificultades de almacenamiento.

2.8.2. Desventajas de la propagación a través de estaquillas.

Mesen (2008) sustenta que la propagación vegetativa mediante enraizamiento de estaquillas presenta las siguientes desventajas: es un proceso más elaborado que el uso de semillas; el costo final de cada planta es ligeramente mayor, pero se justifica plenamente; la tala del árbol seleccionado puede ser problemática en ciertas circunstancias, aunque existen medidas alternativas; algunas especies no producen rebrotes, afortunadamente son la excepción.

2.8.3. Origen de las raíces adventicias

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 parénquimáticas próximas a la herida se diferencian y vuelven a dividirse para formar un callo cicatricial, el cual corresponde a un conjunto de células parénquimáticas en varios estados de lignificación. En los vegetales leñosos los callos pueden proceder del cambiúm, aunque también de la corteza y medula. Mas 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).

Según Zasoni (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 tejidos de los tallos más susceptibles a formar primordios radicales son: epidermis, parénquima cortical, parénquima radial, cambiúm vascular y parénquima floemático (Botti, 1999). Por lo general, las estacas colocadas en condiciones favorables para el enraizamiento forman un callo que consiste en un tejido indiferenciado de células parenquimatosas (Haissig, 1974) con frecuencia las primeras raíces aparecen a través del callo, esto ha hecho suponer que la formación de dicha estructura es esencial para el enraizamiento. (Hartmann y Kester, 1980) sustenta que los anillos continuos de

esclerenquima situados en el exterior del punto de origen de las raíces, a veces llegan a constituir una barrera anatómica para el enraizamiento por eso existen tratamientos mecánicos como el lesionado, donde una herida superficial puede cortar el anillo de esclerenquima y permitir que las raíces en desarrollo puedan salir con facilidad.

2.9. Ambiente para el enraizamiento.

Cámara de sub-irrigación.

Mesen (1998), la cámara de sub-irrigación (fig.5) esta siendo actualmente actualizada en el enraizamiento de estaquillas juveniles de diferentes especies maderables. Es un propagador de tecnología de bajo costo, de fácil construcción, muy efectivo y no necesita agua de cañería, ni electricidad. Fue descrito en detalle por Leakey en 1990.

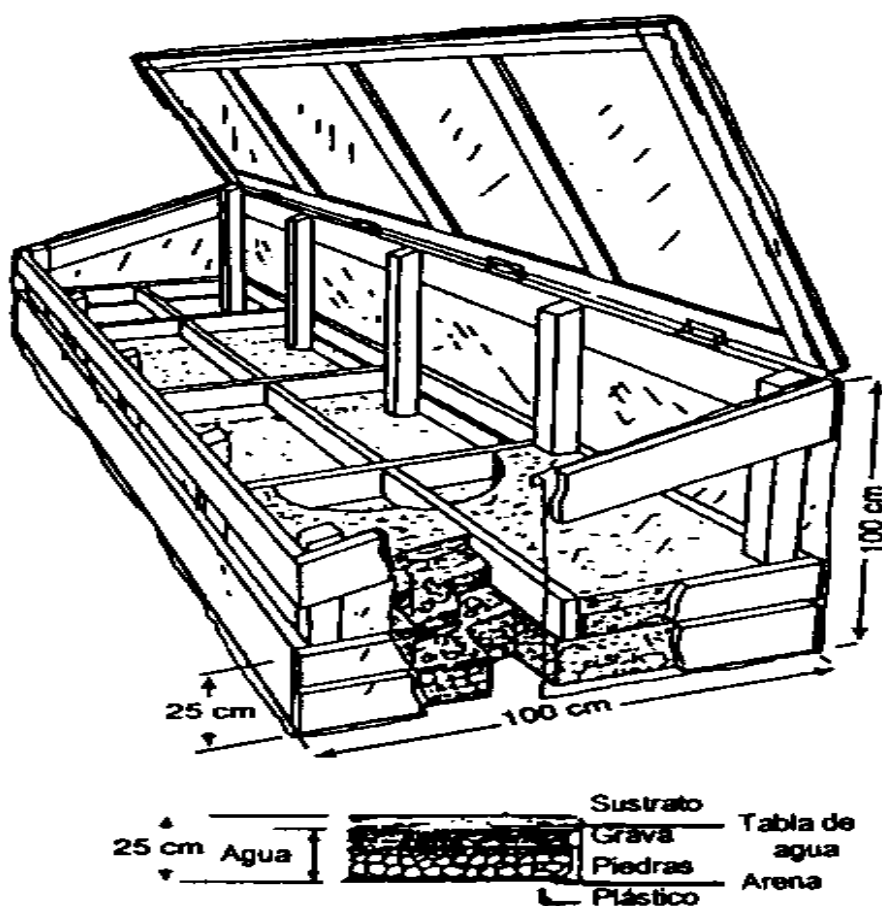


Figura 2. Diseño de la cámara de sub-irrigación (fuente: Leakey, 1990)

Internamente se utilizan marcos de regla que dan apoyo la estructura y a la vez proporcionan subdivisiones que permiten el uso de sustratos diferentes dentro del mismo propagador. La caja se cubre con una tapa bien forrada de plástico, para mantener la alta humedad interna.

2.10. Clasificación granulométrica del suelo

La clasificación granulométrica del suelo 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.

DEFINICIÓN DE TÉRMINOS BÁSICOS.

Acido Indol-3-butírico (AIB). Es una auxina sintética químicamente similar al Acido Indol-acético (AIA) que en la mayoría de las especies ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso como sustancia promotora del enraizamiento (Blazich 1988).

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).

Asimilados. Cualquier sustancia producida en una planta durante la fotosíntesis.

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.

Callo. Es el desarrollo del tejido cicatricial, en la parte del cambiúm por la rápida división de células parénquimáticas.

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 (IICA, 1988).

Estaca: es todo fragmento del árbol que, enterrado parcialmente es capaz de producir una planta perfectamente igual a aquella de cual procede.

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

Fenotipo: es la manifestación física de un rasgo genético, resultante de un genotipo específico y su interacción con el ambiente en el cual se desarrolla.

Ganancia genética. Superioridad obtenida en la siguiente generación de un cultivo para alguna característica particular como resultado de la aplicación de presión de selección. Matemáticamente es representada por el producto de la heredabilidad por el diferencial de selección.

Gen. Fragmento de ADN que constituya la más pequeña unidad funcional.

Genotipo: conjunto de genes que se determinan el fenotipo de los individuos de una especie. Generalmente se refiere a la composición alélica de un gen particular o de una serie de genes.

Ortet. La planta madre de donde se obtiene el material vegetativo que se propagara.

Ortotropismo. Es el crecimiento vertical de un brote que no esta sujeto a ninguna influencia externa.

Plagiotropismo. Es el crecimiento más o menos horizontal, propio de las ramas laterales bajo dominancia apical.

Ramet. Cada uno de los propágulos vegetativos obtenidos de un ortet. El conjunto de ramets genéticamente idénticos constituyen un clon.

Varianza genética: fuentes genéticas de variación fenotípica entre individuos de una población.

CAPITULO III

METODOLOGIA

3.1. Ubicación del área de estudio.

Los ensayos se realizaron en el vivero del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), con sede en Ucayali, ubicado en la margen derecha de la carretera Federico Basadre Km. 12,400, pertenece al distrito de yarinacocha, Provincia de Coronel Portillo, Región Ucayali, (anexo 1). Localizado a 8° 22" 31' latitud sur y 74° 34" 35" longitud a una altitud de 154msnm.

3.2. Condiciones ambientales en la zona de estudio.

El cuadro 2, se presenta un resumen de los promedios climáticos registrados durante 8 años consecutivos en la ciudad de Pucallpa, observando que la temperatura promedio anual alcanzó 26.8 °C, la humedad relativa promedio anual fue de 84.1 % y la precipitación promedio anual 1824.3 mm (UNU 2008).

La zona presenta dos períodos muy marcados, en el primero denominado húmedo que abarca aproximadamente diez meses, iniciándose en el mes de septiembre y culmina en le mes de junio, período caracterizado por la excesiva humedad, debido a la alta precipitación que es mucho mayor que la evapotranspiración, resalta las precipitaciones del mes de febrero, abril y diciembre que son superiores a los 200 mm; el periodo húmedo abarca aproximadamente dos meses, se inicia en el mes de julio y culmina en agosto, caracterizándose por que la precipitación es mucho menor que la evapotranspiración, esta brecha se acentúa en el mes de julio, que se le considera un mes muy seco (UNU 2008).

Cuadro 2. Datos promedios de temperatura y humedad relativa en la ciudad de Pucallpa (2000 – 2008).

MESES	TEMPERATURA (°C)	HUMEDAD RELATIVA (%)	PRESIPITACION (mm)
Enero	26.9	85.6	169.3
Febrero	26.8	86.8	233.2
Marzo	26.8	85.9	180.9
Abril	26.7	85.0	233.9
Mayo	26.2	85.3	123.4
Junio	25.7	85.6	101.0
Julio	25.7	84.7	67.0
Agosto	26.7	81.9	68.8
Septiembre	27.0	83.1	153.8
Octubre	27.8	82.0	118.5
Noviembre	27.6	82.7	160.0
Diciembre	27.2	80.7	214.5
Promedio	26.8	84.1	
Total			1824.3

Fuente: Estación Climatológica Principal UNU (2008).

3.3. Material vegetativo.

En ambos ensayos se utilizaron estaquillas de plántones de Ishpingo (*A. cearensis*), de aproximadamente 1 año de edad, producidas a partir de semilla botánica, procedentes de la localidad de Tournavista, que fueron transplantadas en el huerto yemero, del vivero forestal del Instituto Nacional de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) las cuales fueron cortadas a los 15 días luego de ser plantadas, con el objetivo de obtener brotes sanos y vigorosos con longitudes mayores, para luego ser cortados en sus dimensiones definitivas antes de la siembra. La cosecha de los brotes se realiza en periodos de 2 - 3 meses, para la obtención de nuevos rebrotes, correspondiendo al material vegetativo que se emplearon en el primer ensayo como en el segundo.

3.4. Población y muestra.

La población fue la cantidad total de estaquillas obtenidas de los brotes juveniles de ishpingo (*A. cearensis*) establecidas en el huerto yemero del IIAP. La muestra es la cantidad de estaquillas utilizadas, 450 para el primer ensayo y 360 para el segundo ensayo haciendo un total de 810 estaquillas.

3.5. Descripción del procedimiento

3.5.1. Construcción de la cámara de sub-irrigación.

La cámara de sub-irrigación se construyó según el diseño propuesto por Leakey 1990; empleando un marco de madera en forma rectangular, con subdivisiones en la parte interior, que permiten el uso de diferentes sustratos dentro del propagador; luego se procedió a forrar con mica de polietileno transparente, para hacerlo impermeable y mantener alta la humedad interna. Los primeros 20 cm se formaron con capas sucesivas de piedras grandes (10-15 cm de diámetro), piedras pequeñas (5 cm) y grava fina, los últimos 5cm se cubrió con un sustrato sugerido para el enraizamiento; en el primer ensayo se utilizaron: arena gruesa, grava fina y arena fina; en el segundo ensayo solo arena gruesa. Los 20 cm basales se inundaron con agua de aproximadamente 90 litros de agua, con el objetivo que el sustrato de enraizamiento siempre se mantenga húmedo por efecto de capilaridad. Para introducir el agua u observar su nivel se utilizó un tubo de plástico de 25 cm de longitud y 10 de diámetro, que fue insertado verticalmente sobre la superficie de la capa de piedras. Además contó con una tapa movable para facilitar el mantenimiento y evaluación del material instalado.

3.5.2. Preparación de los sustratos.

En este periodo se realizaron cuatro pasos importantes. Primero, los sustratos fueron lavados con abundante agua corriente. Segundo, fueron desinfectados, para esto fue necesario ponerlos en sacos y luego a hervir en cilindros a una

temperatura de 100 °C, durante dos horas. Tercero, se procedió al oreado durante un día, expuesto al sol. Cuarto, los sustratos fueron tamizados para lograr el tipo de arena deseada según la granulometría, empleando tamices de diferentes medidas; para arena fina se utilizó el tamiz N° 40, obteniendo partículas entre 0.1- 2 mm de diámetro, para obtener la arena gruesa se utilizó el tamiz N° 20, obteniendo partículas de arena entre 1-2 mm y para grava fina se utilizó el tamiz N° 4, obteniendo partículas entre 2- 5 mm.

3.5.3. Preparación de las estaquillas.

Los brotes se cosecharon en horas de la mañana (5:30 am - 6:30 am), considerando que al cortar los brotes se le esta eliminando la fuente normal de suministro de agua, se colocaron en un deposito hermético (hielera) con una temperatura interna de 18 °C, para que el aumento de la temperatura externa no ocasione estrés fisiológico en los brotes en el periodo de la extracción y preparación de las estaquillas, (Mesén 1998). Teniendo en cuenta la longitud deseada, 3.5 cm como promedio, se procedió a realizar el corte en forma horizontal del material vegetativo (brote), justo arriba de un nudo. Las estaquillas conservaron parte de la hoja por ser esta la fuente de asimilados, auxinas y otras sustancias, vitales para el enraizamiento, además de mantener la capacidad de seguir fotosintetizando. Por tal razón, el área foliar se determinó teniendo en cuenta los diferentes tamaños de foliolos para ello se calculó el área promedio de los foliolos de brotes de ishpingo, con ayuda de una plantilla en papel milimetrado, esto permitió conocer con certeza el número de foliolos que cumplen con el área requerida, luego por descarte se recortó los foliolos que eran necesarios, se utilizaron 20 cm² de área foliar. Luego se procedió a colocar las estaquillas en una solución desinfectante, compuesta de 30 g de Cupravit disueltas en 10 lt de agua, por 15 minutos. Siendo escurridas en una malla plástica por 10 minutos sobre un ambiente de sombra (60 %). Con el fin de utilizar los mejores materiales de estaquillas se procedió a realizar el control de calidad, descartando todas aquellas estaquillas que presentaron algún defecto.

3.5.4. Preparación y aplicación de la hormona AIB.

La preparación de las dosis hormonales se realizó en laboratorio, diluyendo la auxina en alcohol puro (96%), por ejemplo: para preparar la solución de 4000 ppm (0.4%), se disolvió 0.4g de AIB en polvo en 99.7 ml de alcohol; realizando la misma operación con las demás concentraciones de AIB, Luego se depositaron en envases de vidrios sellados con papel de aluminio. El método de aplicación fue por inmersión rápida, que consistía en introducir la base de la estaquilla de 3 a 5 segundos, en un vaso precipitado conteniendo un centímetro de volumen de acidoindol-3-butirico (AIB). Luego requiere la evaporación del alcohol mediante corriente de aire por 30 a 40 segundos antes de introducir la estaquilla en el medio de enraizamiento, con la finalidad que el alcohol se volatilice y pueda impregnarse solo la hormona en la base de la estaquilla, para ello fue necesario utilizar un ventilador. Esta técnica fue rápida ya que permitió tratar entre 1 a 4 estaquillas a la vez.

3.5.5. Establecimiento de las estaquillas dentro del propagador.

La instalación de las estaquillas se realizó, haciendo 450 hoyos, la profundidad del hoyo fue 1.5 cm con un diámetro de 0.5, teniendo en cuenta que la longitud de la estaquilla fue pequeña, posteriormente cada uno fue colocado de forma vertical, presionando ligeramente con el mismo sustrato según la ubicación de los tratamientos colocados en un sentido. Es conveniente que el diámetro del hoyo sea un 50% mayor que el de la estaquilla, esto permite un apropiado ingreso de la estaca juvenil al sustrato sin deteriorar la base de la estaquilla y proteger los trazos de hormona adherida a su base.

3.5.6. Cuidados durante el periodo de propagación.

Cuando las estaquillas fueron establecidas dentro del propagador en ambos ensayos se regaron las hojas con agua utilizando un aspersor manual. Una vez que el propagador fue cerrado este creó un ambiente interno de alta humedad que favorece al enraizamiento, de manera que normalmente no se requería cuidados adicionales solo mantener cerrada la tapa para evitar descensos de

humedad relativa dentro del propagador. Durante las evaluaciones diarias y semanales se detectó y corrigió los problemas patológicos, eliminando hojas caídas y estacas con síntomas de necrosis que pueden ser foco de infección, además se observó el nivel de agua y el avance en el proceso de enraizamiento. Cabe mencionar que fue necesario rociar con agua el interior de la cámara, especialmente después de periodos de alta temperatura, para eso se tenía en cuenta los datos proporcionados por los termómetros e higrómetros, colocadas dentro y fuera de la cámara de propagación, ayudando a mantener turgente los folíolos y favorecer el proceso de enraizamiento.

3.5.7. Monitoreo y control.

Para obtener los datos meteorológicos, se colocaron termómetros en cada sustrato, termo higrómetro (Digital Radioshack; model: TX 76102) en la parte interior y exterior de la cámara de propagación, y un termómetro en la intemperie; para medir la intensidad de luz, se utilizó un luxímetro (Digital Extech; model: LM 401025). Estos datos se registraron en formatos (anexo 03), permitiendo realizar un seguimiento y controlar el microambiente de la cámara. Con los instrumentos mencionados se tomaron datos de temperatura de cada sustrato (°C), temperatura y humedad relativa (%) en el interior y exterior del propagador (media, máxima, mínima), temperatura ambiental (%) e intensidad lumínica (luxes) en el exterior de la cámara; estos datos se registraron tres veces al día (8:30 am, 12:30 m y 3:00 pm) considerando la variación de la temperatura, humedad, luminosidad, dentro y fuera de la cámara. Se realizó monitoreo al proceso de enraizamiento a una estacilla de cada unidad experimental, una vez por semana, durante el proceso de evaluación, el propósito fue evidenciar el momento oportuno de enraizamiento.

3.6. Materiales utilizados en el acopio de datos.

Para la instalación de los ensayos se utilizaron los siguientes materiales: Soluciones hormonales de diferentes niveles (0 ppm, 1000 ppm, 2000 ppm, 4000 ppm, 8000 ppm) de Ácido Indol-3-Butírico (AIB), sustratos (arena gruesa,

grava fina, arena fina), zaranda de ½” de diámetro, tamices número 4, 20 y 40, tijeras de podar, alcohol 96%, hieleras, guantes, mascarillas, guantes quirúrgicos, fungicida “Cupravit”, recipientes (10 litros), balanza analítica, carretilla, palas, placas identificadores, regla de 30cm, aspersor, costales, cámara de sub – irrigación (figura 2), para lo cual se utilizará piedras, gravillas y arenas; como material vegetativo se utilizaron brotes juveniles de ishpingo. Como equipos se utilizaron lo siguiente: vernier digital, luxímetro, termómetros, termo-higrómetro y ventilador.

3.7. Principales variables evaluadas.

3.7.1. Porcentaje de enraizamiento (%).

Se evaluó al final de cada experimento, contándose el número de estaquillas enraizadas, en base al total de estaquillas utilizadas por tratamiento y por repetición. Se considero una estaquilla enraizada aquella que presentó al menos una raíz de 0.5 cm (5 mm) o más de longitud (Santelices, 1998).

3.7.2. Porcentaje de callos (%).

Se realizó al final de cada experimento, contándose el número de estaquillas con callos, en base al total de estaquillas utilizadas por tratamiento y por repetición. Se consideró un callo completo, a partir de la formación horizontal de masa blanquecina no alongada, es decir, solo protuberancias en forma de “roseta atrofiada” de 1 mm como mínimo (Mesen, 1993).

3.7.3. Porcentaje de brotes (%).

Se evaluó al final del experimento, contándose el número de estaquillas con brotes aéreas, en base al total de estaquillas utilizadas por cada tratamiento y por repetición. Se consideró como brote aquella que al menos media 1mm de longitud.

3.7.4. Porcentaje de sobrevivencia (%)

Se evaluó al final del experimento, contándose el número de estaquillas muertas en base al total de estaquillas utilizadas por tratamiento y por repetición. Indicando que muchas de las estacas que murieron presentaron necrosis (pudrición) en la base.

3.7.5. Número de raíces (N°).

Se evaluó al final de los experimentos, contándose directamente el número de raíces en cada estaquilla en base al total de estaquillas utilizadas por tratamiento y por repetición.

3.8. Procedimiento experimental del primer ensayo.

3.8.1. Descripción del experimento.

La metodología utilizada permitió cumplir con los objetivos trazados desarrollándose en dos etapas; en el primer ensayo se evaluó cinco dosis de AIB (0, 1000, 2000, 4000, 8000 ppm). Probando a su vez tres tipos de arena: arena gruesa, grava fina, arena fina. Las estaquillas empleadas para todos los tratamientos tuvieron una longitud promedio de 3.5 cm y el área foliar 20 cm².

3.8.2. Descripción de los factores y tratamientos en estudio.

a) Factores y niveles en estudio.

- Sustrato (A): A 1: Arena fina
 A 2: Arena gruesa
 A 3: Grava fina

- Hormona AIB (B): B₁: 0 ppm
B₂: 1000ppm
B₃: 2000 ppm
B₄: 4000 ppm
B₅: 8000 ppm

b) Tratamientos en estudio.

Cuadro 3: Descripción de los tratamientos empleados en el ensayo 1.

Nº	Tratamiento	Código	Tipo de sustrato (A)	Dosis de AIB (B)
1	T ₁	A ₁ B ₁	Arena gruesa	0 ppm de AIB
2	T ₂	A ₁ B ₂	Arena gruesa	1000 ppm de AIB
3	T ₃	A ₁ B ₃	Arena gruesa	2000 ppm de AIB.
4	T ₄	A ₁ B ₄	Arena gruesa	4000 ppm de AIB.
5	T ₅	A ₁ B ₅	Arena gruesa	8000 ppm de AIB
6	T ₆	A ₂ B ₁	Grava fina	0 ppm de AIB
7	T ₇	A ₂ B ₂	Grava fina	1000 ppm de AIB
8	T ₈	A ₂ B ₃	Grava fina	2000 ppm de AIB
9	T ₉	A ₂ B ₄	Grava fina	4000 ppm de AIB
10	T ₁₀	A ₂ B ₅	Grava fina	8000 ppm de AIB
11	T ₁₁	A ₃ B ₁	Arena fina	0 ppm de AIB
12	T ₁₂	A ₃ B ₂	Arena fina,	1000 ppm de AIB
13	T ₁₃	A ₃ B ₃	Arena fina	2000 ppm de AIB
14	T ₁₄	A ₃ B ₄	Arena fina	4000 ppm de AIB
15	T ₁₅	A ₃ B ₅	Arena fina	8000 ppm de AIB

3.8.3. Diseño experimental del primer ensayo.

En el primer ensayo, se utilizó un diseño estadístico completamente al azar (DBCA) en parcelas divididas, utilizando 3 tipos de sustratos y 5 concentraciones de hormona AIB, lo que resultó en 15 tratamientos, con tres repeticiones, donde las parcelas grandes correspondió a los diferentes sustratos y la sub-parcela a las diferentes dosis de AIB, con unidad experimental de 10 estaquillas por tratamiento (anexo 3). El modelo estadístico para el diseño fue el siguiente:

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

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 = dosis

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 (dosis)

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

ϵ_{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

3.8.4. Análisis de varianza.

Cuadro 4. Descripción del análisis de varianza en el primer ensayo.

F. V	G. L
Parcelas	
Bloques	2
Sustratos (s)	2
Dosis (D)	4
Error (a)	4
Interacción S*D	8
Error (b)	24
Total	44

3.8.5. Condiciones ambientales en la cámara de sub-irrigación.

El procedimiento seguido para la evaluación de los datos climáticos fue controlar de forma diaria la temperatura y la humedad relativa en el interior de la cámara propagadora, durante las seis semanas del experimento, expresadas en promedios diarios, se midió también a las mismas horas la intensidad de luz (luxes) sobre la cámara.

En la figura 3, se observa la variación de los valores en la temperatura media interna (22 – 33 °C) y humedad relativa (60 – 93 %) en el interior de la cámara. Las curvas que se observan en este grafico, demuestran que la humedad relativa y la temperatura no fueron homogéneas y van en direcciones opuestas, a medida que aumenta la temperatura, disminuye la humedad relativa y a medida que disminuye la temperatura aumenta la humedad relativa, sin embargo se mantuvo en el caso de la temperatura interna por debajo de los 30 °C y la humedad relativa por encima de 60 %. Henríquez (2004), menciona que la temperatura debe mantenerse entre 27 y 29 °C y no pasar de 30°C, La humedad debe mantenerse alta; entre 60 y 80% aproximadamente para evitar la deshidratación del material vegetal, especialmente en el caso de estacas verdes o herbáceas.

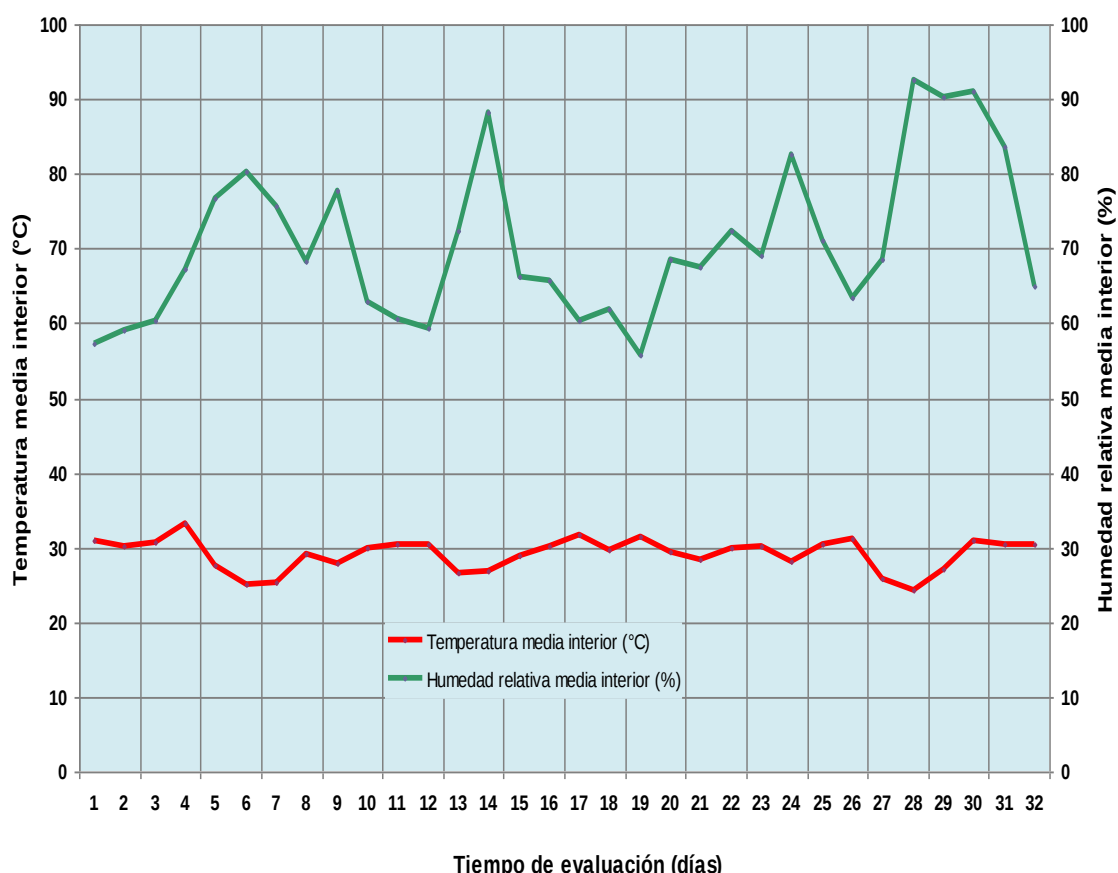


Figura 3. Variación de la temperatura media y humedad relativa media al interior de la cámara de sub-irrigación, en el primer ensayo de enraizamiento de ishpingo (*A. cearencis*) durante 42 días.

3.9. Procedimiento experimental del segundo ensayo.

3.9.1. Descripción del experimento.

El segundo ensayo se efectuó dos meses después del primer ensayo y luego de haber seleccionado el sustrato y dosis optima se probaron esta vez tres rasgos de morfotipo, es decir, dos longitudes (2.5 y 4.5 cm); dos áreas foliares (10 y 20 cm²) y tres niveles de estaquillas en el brote (apical, media y basal).

Se realizó el mismo procedimiento que en el anterior ensayo, la cosecha del material vegetativo se realizó a los 68 días después de la primera cosecha, cuando los rebrotes alcanzaron las longitudes requeridas. Utilizando como sustrato la arena gruesa, se procedió a realizar el croquis de los tratamientos (anexo 2).

3.9.2. Preparación de estaquillas.

Se determinó que por cada brote juvenil, en promedio se puede obtener seis estaquillas de los cuales, la primera porción (nivel) inferior son basales, la segunda porción del brote son de la parte media y la tercera porción superior corresponden a la parte apical. Para este ensayo se establecieron dos tratamientos con áreas foliares (10 cm² y 20 cm²), para obtener y calcular las áreas foliares requeridas se seleccionaron varias muestras de folíolos representativos, que fueron colocadas en papel milimetrado permitiendo calcular de ese modo con exactitud las áreas foliares necesitadas por los tratamientos (figura 4).

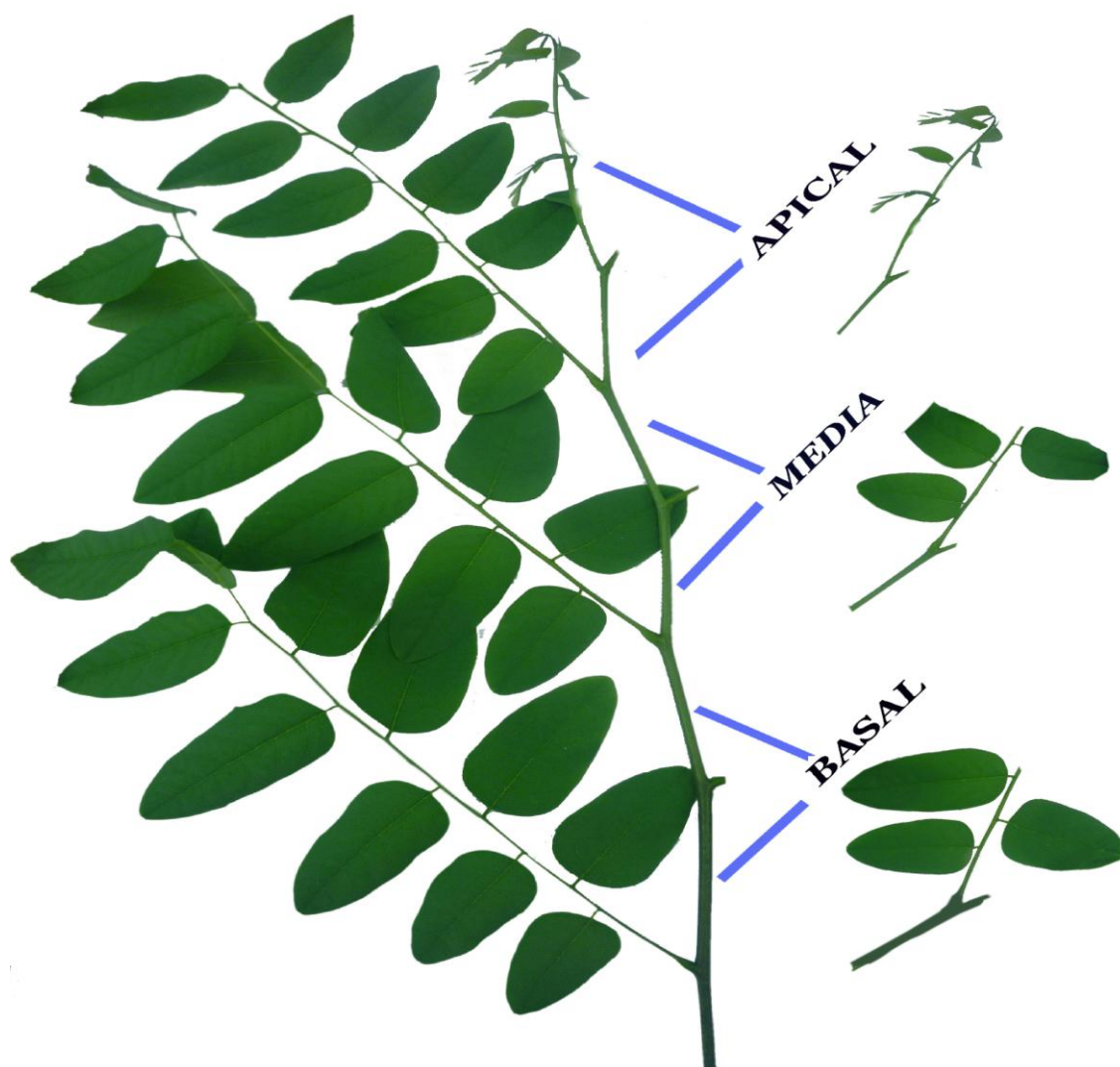


Figura 4. Ubicación de los tres niveles de estaquillas en el brote de ishingio (*A. cearencis*).

3.9.3. Descripción de los factores y tratamientos en estudio.

a) Factores y niveles en estudio:

- Área foliar (A) = A₁: 10 cm²

A₂: 20 cm²

- Longitud de estaquilla (B) = B₁: 2.5 cm

B₂: 4.5 cm

- Nivel de estaquilla (C) = C₁: Apical

C₂: Media

C₃: Basal

b) Tratamientos en estudio.

Cuadro 5: Características de los tratamientos empleados en el ensayo 2.

Nº	Tratamiento	Código	Área foliar (A)	Longitud (B)	Nivel de estaquilla (C)
1	T ₁	A ₁ B ₁ C ₁	20cm ²	2.5cm	Apical
2	T ₂	A ₁ B ₁ C ₂	20cm ²	2.5cm	Media
3	T ₃	A ₁ B ₁ C ₃	20cm ²	2.5cm	Basal
4	T ₄	A ₁ B ₂ C ₁	20cm ²	4.5cm	Apical
5	T ₅	A ₁ B ₂ C ₂	20cm ²	4.5cm	Media,
6	T ₆	A ₁ B ₂ C ₃	20cm ²	4.5cm	Basal
7	T ₇	A ₂ B ₁ C ₁	10cm ²	2.5cm	Apical
8	T ₈	A ₂ B ₁ C ₂	10cm ²	2.5cm	Media
9	T ₉	A ₂ B ₁ C ₃	10cm ²	2.5cm	Basal
10	T ₁₀	A ₂ B ₂ C ₁	10cm ²	4.5cm	Apical
11	T ₁₁	A ₂ B ₂ C ₂	10cm ²	4.5cm	Media
12	T ₁₂	A ₂ B ₂ C ₃	10cm ²	4.5cm	Basal

3.9.4. Diseño experimental del segundo ensayo.

En el segundo ensayo se utilizó los mejores tratamientos según los resultados obtenidos en el primer ensayo, siendo la arena gruesa el mejor sustrato y la mejor dosis 8000 ppm. Se utilizó un Diseño de Bloques Completamente Aleatorio, (DBCA). Evaluando tres factores: dos longitudes de estaca (2.5 cm y 4.5 cm), dos áreas foliares (10 cm² y 20 cm²) y tres niveles de estacas (apical, media y basal) formando un arreglo factorial de 2 x 2 x 3 obteniéndose 12 tratamientos (cuadro 2), con tres repeticiones y diez estaquillas por unidad experimental, haciendo un total de 360 estaquillas empleadas para todo el ensayo. El modelo estadístico para el diseño fue el siguiente:

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

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 BxC

ϵ_{ij} = error residual

3.9.5. Análisis de varianza.

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

F. V	G. L
Parcelas	
Bloques	2
Nivel de estaquilla	2
Longitud de estaquilla	1
Area foliar	1
Interacción N*L	2
Interacción N*A	2
Interacción L*A	1
Interacción N*L*A	2
Error	22
Total	35

3.9.6. Condiciones ambientales.

El procedimiento seguido para la evaluación de los datos climáticos fue igual al anterior ensayo controlando de forma diaria la temperatura y la humedad relativa en el interior de la cámara propagadora, durante las siete semanas del experimento.

En la figura 5, se observa el grafico de la variación de la temperatura media interna (21.7 - 32.8 °C) y la humedad relativa media (56 – 93 %) al interior de la cámara, las cuales tienen la misma tendencia respecto al ensayo anterior con una leve variación en la humedad relativa media. Sin embargo en términos generales, al igual que en el primer ensayo, las condiciones del microclima en el interior de la cámara de sub-irrigación, fueron apropiados para alcanzar los altos promedios en el porcentaje de enraizamiento y sobrevivencia de ishpingo. Por lo tanto, es poco probable que la diferencia o precocidad del enraizamiento de ishpingo entre ambos ensayos se deba a las condiciones microambientales creado en el interior de la cámara de sub-irrigación, pudiendo ser otros factores intrínsecos a la especie.

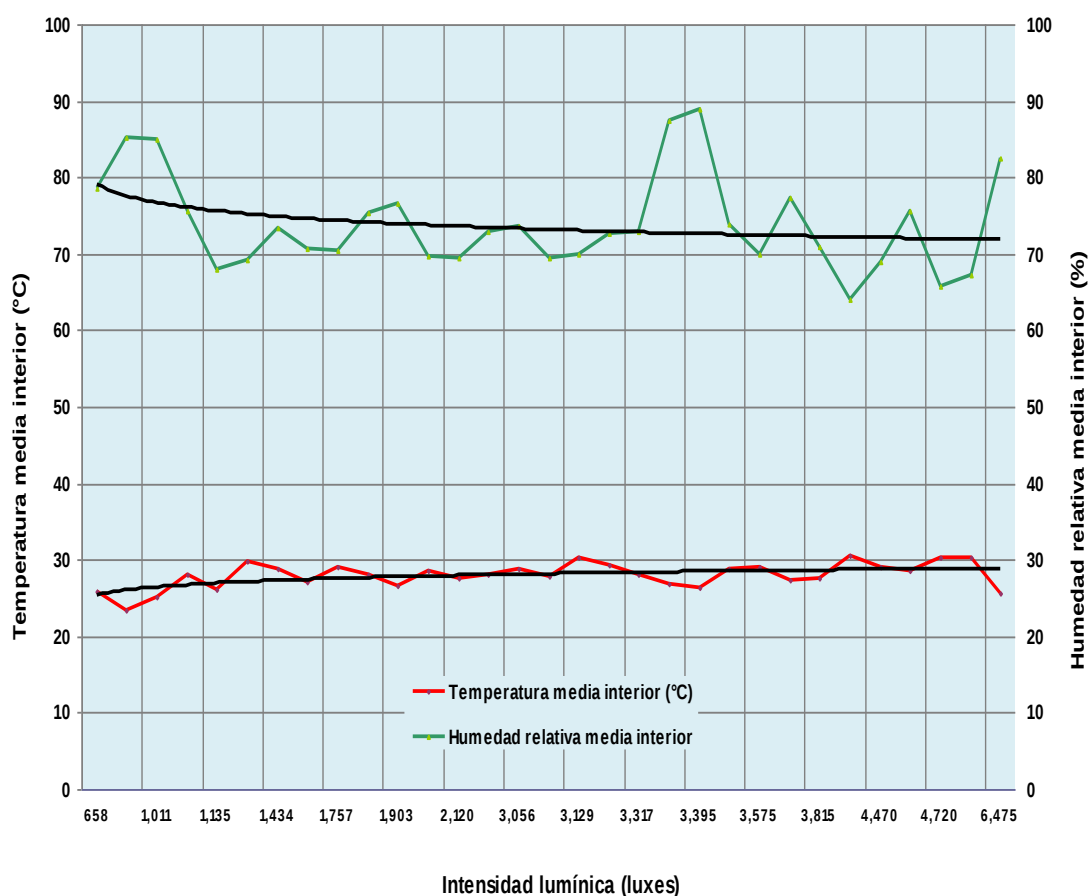


Figura 5. Relaciones entre la temperatura media (°C) y humedad relativa media (%) al interior de la cámara de sub-irrigación, en el segundo ensayo de enraizamiento de ishpingo (*A. cearencis*) durante 49 días.

La irradiación en el ambiente afecta la turgencia de las hojas y la producción de carbohidratos requeridos para la iniciación y crecimiento de las raíces (Grande y Loach, 1985; Loach, 1977; Loach y Whalley, 1978; Loach y Gay, 1979; French y Linn, 1984;).

La irradiación no debería ser tan alta como para inhibir el enraizamiento a través de sus efectos sobre la acumulación de azúcares y pérdida de turgencia, pero debería ser suficiente para permitir la producción fotosintética de carbohidratos para la iniciación y crecimiento de las raíces (Grange y Loach, 1985; Loach, 1988b). Es por ello que en la preparación de las estaquillas las foliolos fueron recortados (10 y 20 cm²), para reducir la transpiración, para permitir al mismo tiempo cierta actividad fotosintética durante el periodo de

enraizamiento de 49 días. El rango de la intensidad lumínica durante el experimento fue de 6475 a 657.6 luxes. Evidentemente la sombra excesiva tampoco es recomendable, puesto que también se requiere una adecuada radiación solar para fotosintetizar y su influencia se refleja en la producción de asimilados, en el metabolismo y la traslocación de las auxinas y afecta el balance entre auxinas y carbohidratos, importante en el enraizamiento (Hansen *et al.*, 1978). El micro ambiente dentro del propagador ejerce una poderosa influencia crítica en el enraizamiento por eso es importante mantener niveles óptimos de humedad temperatura e irradiación dentro de la cámara de sub-irrigación (Mesen 1998).

3.10. Características dimensionales de ambos ensayos.

- **Cámara de propagación**

Largo total de la cámara..... 2.50 m
 Ancho total de la cámara.....0.98m
 Área total de la cámara.....2.45 m²

- **Bloques**

Número de bloques para ambos ensayo.....3
 Largo de los bloques.....2.40m
 Ancho de los bloques.....0.33m

- **Parcelas**

Longitud de las parcelas..... 16 cm
 Ancho de las parcelas..... 32 cm
 Total de unid. Experimentales. Primer ensayo.....45
 Total de unid. Experimentales. Segundo ensayo.....36
 Distanciamiento entre estaquillas. Primer ensayo..... .0.8 m
 Distanciamiento entre estaquillas. Segundo ensayo....0.5 m

- **Tamaño del tratamiento.**

Nº de tratamientos/bloque en el primer ensayo.....	15
Nº de tratamientos/bloque en el segundo ensayo.....	12
Nº de muestras/tratamiento.....	10
Total de estaquillas utilizadas en el primer ensayo.....	450
Total de estaquillas/bloque en el primer ensayo.....	150
Total de estaquillas utilizadas en el segundo ensayo.....	360
Total de estaquillas/bloque en el segundo ensayo.....	12

3.11. Evaluación y procesamiento de los datos.

Para la obtención de los datos se procedió a evaluar, la aparición y crecimiento de las variables en estudio (número y longitud de raíces, callos, brotes), a una estaquilla en por tratamiento y por cada semana, hasta la evaluación final, considerando que las raíces hayan alcanzado una longitud deseable (> 5 mm), para esto se elaboró formatos para la evaluación semanal y final.

Los datos obtenidos en ambos ensayos fueron procesados en una base de datos, en el software Microsoft Excel, con codificaciones para cada estaquilla incluyendo las variables de evaluación. Para analizar y explicar el efecto de los tratamientos y sus interacciones se realizó el análisis de varianza (ANVA) del programa estadístico InfoStat, con los valores promedios por parcela. Para la comparación de medias, se utilizó, la prueba de comparación múltiple de Tukey ($p \leq 0.05$). Los datos obtenidos de las variables, relacionadas con la capacidad de enraizamiento de las estaquillas de ishpingo, tienen una distribución binomial, por lo que para procesar la información los datos, expresados en porcentaje, fueron transformados con la función ($\text{Arcsen } \sqrt{\%}$), posteriormente, los valores promedios fueron transformados a las unidades originales.

CAPITULO IV

RESULTADOS Y DISCUSION

Influencia del sustrato y dosis de AIB en el enraizamiento de ishpingo.

4.1. Influencia del sustrato en el enraizamiento de ishpingo.

Con los datos obtenidos a la sexta semana después de instalar las estaquillas de ishpingo en la cámara de sub-irrigación, y para explicar el efecto de los factores tipo de sustrato se procedió a realizar los análisis de varianza y prueba de rango múltiple de Tukey ($p \leq 0.05$), obteniendo los siguientes resultados:

4.1.1. Porcentaje de enraizamiento (%).

En el cuadro 7, el análisis de varianza muestra que el porcentaje de enraizamiento es influenciado de forma altamente significativa ($p \leq 0.05$), debido al factor tipo de sustrato. Además, muestra diferencias significativas ($p \leq 0.05$), para la interacción tipo de sustrato y dosis hormonal, determinando que ambos factores, a su vez, influyen directamente en el enraizamiento de las estaquillas de ishpingo.

En los sustratos se encontró que en arena gruesa enraizaron 106 estaquillas; no enraizaron 22 y murieron 22 estaquillas, obteniendo un promedio de 71 % de enraizamiento en las estaquillas de ishpingo, en la grava fina se obtuvieron 101 estaquillas enraizadas; no enraizaron 33 y murieron 16 consiguiendo en promedio 67 % de enraizamiento en las estaquillas de ishpingo; en ambos casos, se diferencian estadísticamente ($p \leq 0.05$), de la arena fina porque en este ultimo solo enraizaron 62 estaquillas, no enraizaron 82 y murieron 6 estaquillas logrando un promedio de 41% de enraizamiento de las estaquillas de ishpingo (figura 6 y cuadro 8).

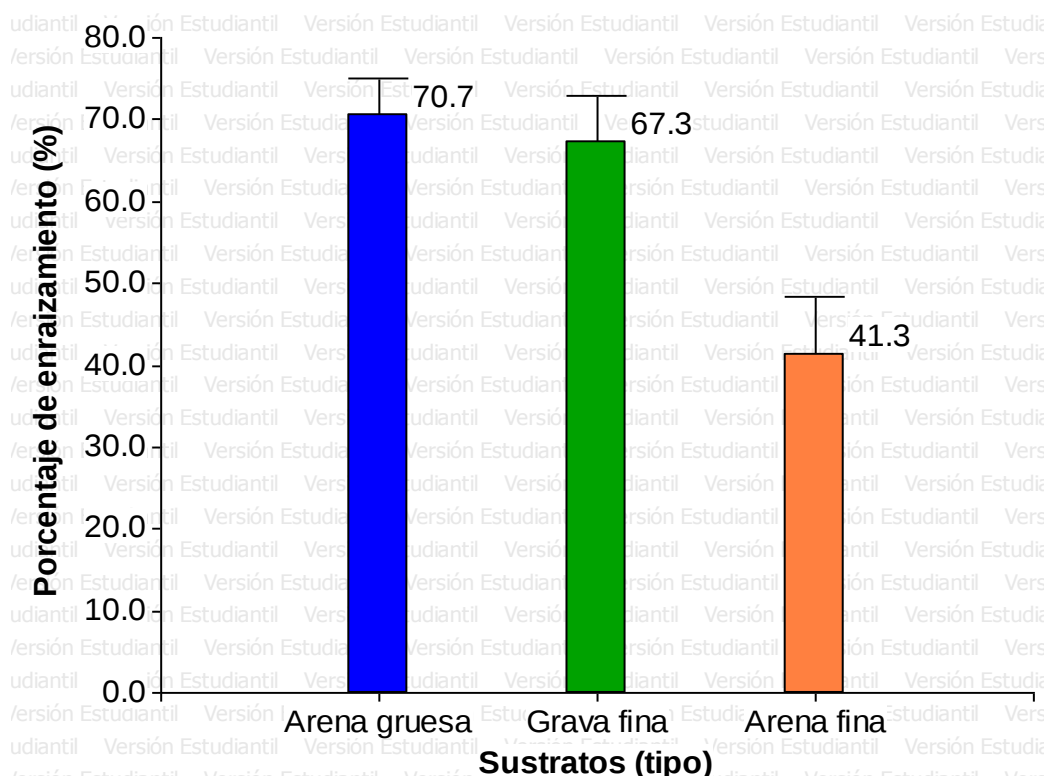


Figura 6. Efecto del tipo de sustrato en el porcentaje de enraizamiento de estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 42 días en cámara de sub-irrigación.

Los resultados demuestran que para el enraizamiento de las estaquillas de ishpingo no se requiere sustrato muy fino, si no aquel sustrato que proporcione a su vez una regular capacidad de retención de agua y buen drenaje, mismas condiciones que posiblemente favorecieron en la formación de raíces en las estaquillas de ishpingo. Los resultados muestran que es posible que tanto la arena gruesa, como la grava fina generaron estas condiciones para que las estaquilla de ishpingo enraícen favorablemente. Asimismo, Hartmann y Kester (1977), mencionan, que un sustrato ideal influye mucho en el enraizamiento y debe ser considerado en cualquier sistema de propagación, proporcionando porosidad, una buena aireación, se drene bien, sea fácil de esterilizar y que además proporcione un soporte adecuado a la estaca. Además, un medio adecuado de enraizamiento debe garantizar una humedad sin excesos y esto se logra con una textura media y una humedad de aire adecuada (Quijada, 1980). La arena es el medio de enraizamiento preferido en las investigaciones,

el cual proporciona aireación y retención de agua adecuada y aunque la grava también es apropiada, la apertura de hoyos, la colocación de las estacas y su remoción para su evaluación son más fáciles en arena, además es relativamente económica, fácil de obtener y manejar (Mesen, 1998; Pino, 2002).

Cuadro 7. Análisis de varianza de los porcentajes de enraizamiento (%), porcentaje de callos (%), porcentaje de sobrevivencia (%), número de raíces (N°), número de callos (N°), número de brotes (N°) y longitud de raíces de estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluadas a los 42 días.

F. V	GL	CUADRADO MEDIO						
		Enraizamiento	Callos	Sobrevivencia	Numero raíces	Numero callos	Numero brotes	Longitud raíces
Bloque	2	0.02	0.05	0.05	0.18	0.50	0.04	88.67
Sustratos	2	0.54 **	0.71 **	0.16 *	5.55 **	4.20 *	0.06 *	2828.16 *
Bloque*sustratos	4	0.04	0.03	0.04	0.11	0.16	0.01	25.40
Dosis	4	0.34 **	0.06	0.20 *	3.86 **	0.04	0.01	307.56 *
Sustrato*Dosis	8	0.09*	0.06	0.07	0.49	0.21	0.02	195.72

() No significativo al 5%; (*) Significativo al 5%; (**) Altamente significativo al 1%.

La arena como medio de enraizamiento también ha dado buenos resultados con otras especies, tal es el caso de *Cordia alliodora* (Leakey et al, 1990; Mesen, 1993), *Gmelina arborea* (Mesen, 1992). Pero también es cierto que la arena fue el peor sustrato para el enraizamiento de *Albizia guachapele* (Mesen, 1991). La razón de las preferencias de diferentes especies por diferentes sustratos no se conoce con exactitud pero es posible que estén relacionadas con la composición relativa (sólidos, agua, aire) de los sustratos (Mesen, 1998).

Por lo tanto, en el caso de ishpingo, en este primer ensayo, el factor principal tipo de sustrato tuvo un efecto positivo importante en el porcentaje de enraizamiento, la arena con granulometría gruesa, generó buenas condiciones para su enraizamiento, sin embargo el tipo de sustrato no actuó

independientemente en el enraizamiento de las estaquillas de ishpingo, según se observa en cuadro 7, el análisis de varianza muestra que el porcentaje de enraizamiento está influenciado significativamente ($p \leq 0.05$) por la interacción tipo de sustrato y dosis de AIB, lo cual se analiza más adelante (figura 12).

4.1.2. Porcentaje de callos (%).

En el cuadro 7, el análisis de varianza muestra que el porcentaje de callos también es influenciado de forma altamente significativa ($p \leq 0.05$), debido al tipo de sustrato utilizado. En la figura 7 y cuadro 8, se observa las diferencias significativas en el porcentaje promedio de callos de las estaquillas de ishpingo debido a la influencia de los tres tipos de sustratos donde la arena gruesa (21.3%) y la grava fina (22.7%), fueron superados por la arena fina, siendo el sustrato que alcanzó el mayor porcentaje de callos con 54%, es decir, el incremento en el porcentaje de callosidad es notable, donde las partículas de arena fueron más pequeñas.

Sin embargo, se observó que en las estaquillas de ishpingo, algunos callos emergen de forma agrupada en el primer centímetro del tallo desde la base hacia el ápice, pero solo los que se encontraron en la base lograron transformarse en raíces, es decir, aunque la formación de callos es una etapa previa de la iniciación de raíces, este no asegura la formación de raíces, posiblemente debido a que en la mayoría de las plantas son sucesos independientes, aunque ocurran simultáneamente, estos dependen de condiciones ambientales e internas semejantes (Cabello, 2000; Hartmann y Kester, 1988). La formación de callo no es esencial para el enraizamiento, sin embargo, en algunas especies las raíces adventicias son originadas a partir del callo mismo, como es el caso de *Pinus radiata*. En estos casos la formación de callo es precursora de la iniciación de raíces adventicias (Kains y McQuesten, 1938; Cameron, 1968;; Cabello, 2000). Cabe señalar que la abundancia callos solo se observó en la arena fina (54%), por que posiblemente generó condiciones internas favorables para la formación de callos. Tal como lo indican

Hartmann y Kester (1998), que en la mayoría de las plantas la formación del callo y de las raíces son procesos independientes entre sí y cuando ocurren, simultáneamente, es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales, existiendo pruebas de que el pH del medio de enraizamiento también puede influir en la formación de callos.

Por lo tanto, se comprobó que en el caso de ishpingo, la formación de raíces no estaría vinculada anatómicamente a la previa presencia de callos en la base de la estaquilla y sobre la corteza externa del tallo, en tanto, la presencia de raíces solo se origina en el cambiúm. A si mismo, según lo observado, la arena fina es un excelente promotor de callos posiblemente debido a una mayor retención de agua y menor oxigenación en la base de la estaquilla, mismas condiciones que serian inadecuadas para favorecer el enraizamiento de esta especie.

4.1.3. Porcentaje de sobrevivencia (%)

En el cuadro 7, el análisis de varianza se muestra que el porcentaje de sobrevivencia es influenciado de forma significativa ($p \leq 0.05$), debido al tipo de sustrato utilizado. La figura 7 y cuadro 8, muestra la diferencia significativa de los porcentajes de sobrevivencia promedios de las estaquillas de ishpingo debido a los sustratos utilizados consiguiendo el mayor porcentaje de sobrevivencia, con arena fina (96 %), seguido de la grava fina (89 %) y finalmente de la arena gruesa (85 %); aunque el promedio general de sobrevivencia de estaquillas de ishpingo fue bastante elevado (88 %), se puede observar que el sustrato con partículas más pequeñas dio el mejor resultado, por que posiblemente requiere de alta humedad y mínima aireación para sobrevivir al interior de la cámara de sub-irrigación.

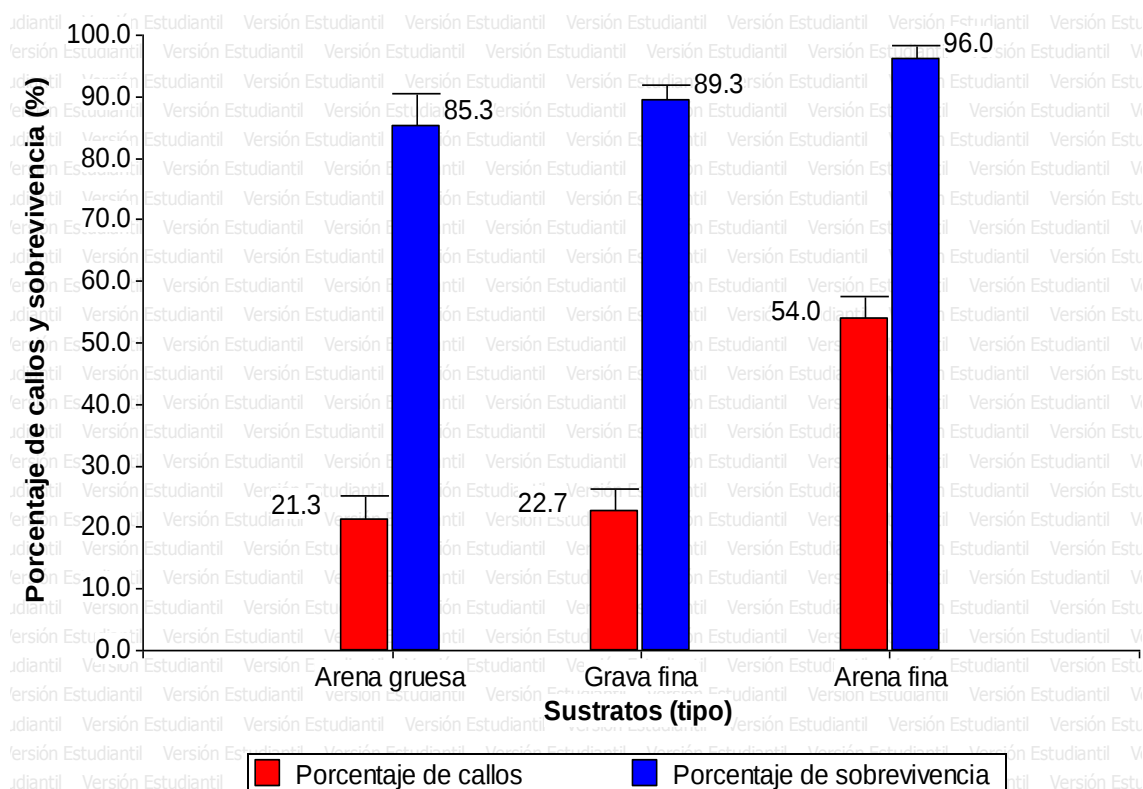


Figura 7. Efecto del tipo de sustrato en el porcentaje de callos y sobrevivencia en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 42 días en cámara de sub-irrigación.

Observaciones realizadas durante el primer ensayo, permitieron identificar los síntomas más comunes que presentaron las estaquillas muertas de ishpingo, como necrosis en las base, decoloración progresiva y caída posterior de los folíolos, fue evidente la relación positiva, entre la mortalidad de estaquillas de ishpingo y los exceso de humedad, que habrían dificultado la difusión de oxígeno alrededor de la estaca, produciendo en el peor de los casos necrosis o muerte a los tejidos (Loach, 1986). El agua llega a desplazar el aire de los poros no capilares del suelo y produce una deficiencia en oxígeno (Kramer, 1979). Además, una reducción en el nivel de oxígeno del medio provoca el cierre de las estomas lo cual influye en el enraizamiento, al reducir la toma de CO₂ limitando la fotosíntesis (Erstad y Gislerod, 1994). En consecuencia, un control estricto de la humedad del sustrato ideal aumentara la posibilidad de sobrevivencia de las estaquillas de ishpingo. Debido a que, tanto un exceso, como una falta de humedad traerían serios limitantes para la sobrevivencia

(Kramer, 1979). Considerando que las estaquillas carecen de raíces al inicio y dependen de la retención de su turgencia, de la absorción de agua a través del corte en la base y a través de la superficie de las hojas (Loach, 1988).

Cuadro 8. Prueba de rango múltiple de Tukey ($p \leq 0.05$), para el efecto principal de los tipos de sustrato correspondiente al porcentaje de enraizamiento (%), porcentaje de callos (%) y porcentaje de sobrevivencia (%) en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 42 días en cámaras de sub-irrigación.

PROMEDIOS					
SUSTRATOS (Tipo)	ENRAIZAMIENTO (%)	SUSTRATOS (Tipo)	CALLOS (%)	SUSTRATOS (Tipo)	SOBREVIVENCIA (%)
Arena gruesa	71 a	Arena fina	54 a	Arena fina	96 a
Grava fina	67 a	Grava fina	22 b	Grava fina	89 b
Arena fina	41 b	Arena gruesa	21 b	Arena gruesa	85 b

Los tratamientos seguidos por las letras diferentes indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$).

Por lo tanto, se comprobó que el tipo de sustrato arena fina, tendría influencia favorable sobre la sobrevivencia de las estaquillas de ishpingo, debido posiblemente al buen balance en la relación agua y oxígeno del medio de enraizamiento. Además se debe tener en cuenta la buena esterilización del sustrato y el adecuado manejo microclimático al interior de la cámara de sub-irrigación durante el ensayo, es posible que estos tres factores en su conjunto, hayan favorecido en la sobrevivencia de esta especie.

4.1.4. Número de raíces por estaquilla (N°).

El análisis de varianza para el número promedio de raíces por estaquilla de ishpingo (cuadro 7) muestra que existe diferencias altamente significativas ($p \leq 0.05$), debido al factor principal tipo de sustrato. En la figura 8 y cuadro 9, se observa que la arena gruesa fue estadísticamente superior alcanzando un promedio de 1.8 raíces por estaquilla de ishpingo seguido por la grava fina con 1.5 promedio de raíces, finalmente la arena fina con solo un promedio de 0.7 raíces por estaquillas de ishpingo.

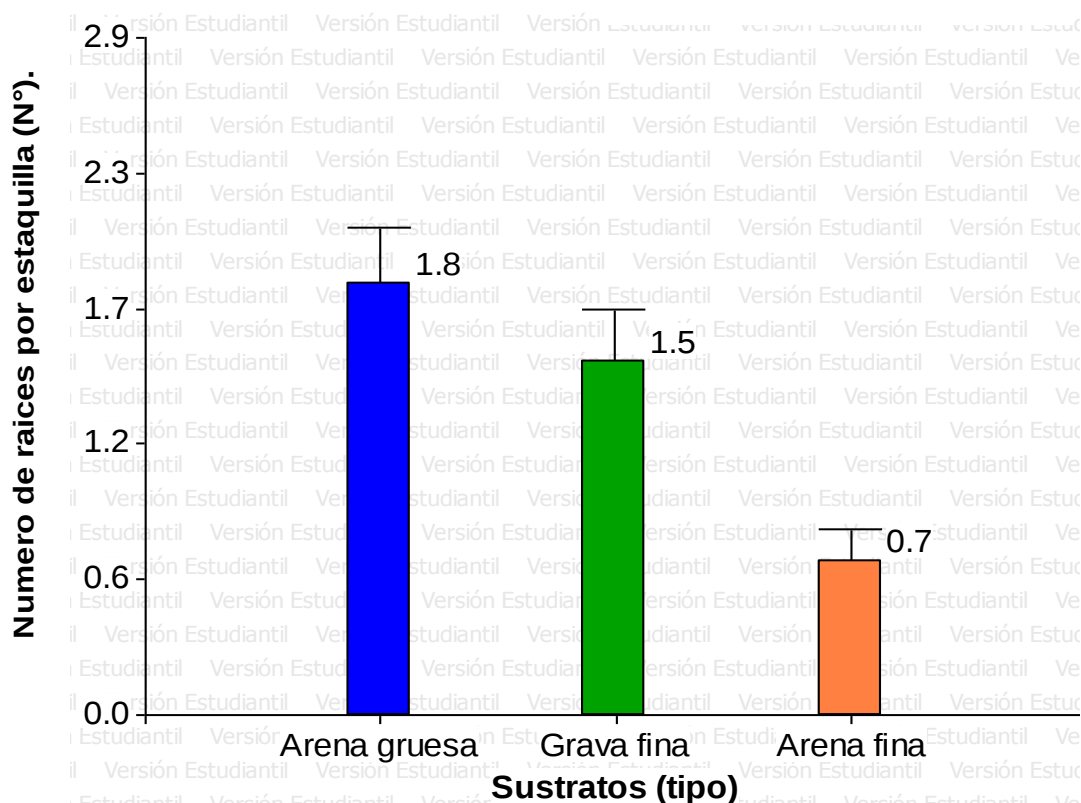


Figura 8. Efecto del tipo de sustrato en el número de raíces por estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 42 días en cámaras de sub-irrigación.

Evidentemente los sustratos con partículas más gruesas dieron mejores resultados, esto posiblemente a que generan mejores condiciones para la formación de muchas raíces entre ellos aireación y una suficiente retención de agua (Hartman y kester, 1977). Asimismo, la reducción del número de raíces por estaquilla de ishpingo en la arena fina se debe posiblemente al excesivo contenido de humedad. Como fue el es el caso de *Cordia alliodora* (Mesen, 1997), donde el contenido excesivo de agua del medio de enraizamiento (aserrín), fue identificado como el factor responsable en la reducción del enraizamiento haciéndose evidente la pudrición de la base de las estacas establecidas en el aserrín, lo cual estuvo asociado con una reducción significativa en el número de raíces producidas por las estacas (7.5 en arena, 6.8 en grava, 3.3 en aserrín). Avanzato y Cherubine (1993) citados por Pereira (2003), confirman esta tendencia, luego de, trabajar con sustrato de “perlitas”

de diferentes granulometrías, obteniendo resultados significativamente superiores en el número de raíces cuando la granulometría fue mayor, tal hecho está asociado con la mayor capacidad de retención de agua por la perlita de granulometría fina en detrimento de la aeración. Esto concuerda con un estudio realizado en la especie *Cryptomeria japonica*, donde 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 Núñez, 1997). Por lo tanto, existen evidencias para afirmar que la cantidad de raíces en estaquillas de ishpingo se ve favorecido en sustratos de granulometría gruesa de un evidente menor contenido de agua.

4.1.5. Número de callos por estaquilla (N°).

El análisis de varianza para el número de callos por estaquilla de ishpingo (cuadro 7) muestra que existen diferencias altamente significativas ($p \leq 0.05$), debido al factor principal tipo de sustrato. En la figura 9, se observa que cuando las partículas del sustrato tienen mayor grosor, el número de callos es menor.

La prueba de comparación de Tukey ($p \leq 0.05$), muestran estas grandes diferencias en el número de callos en las estaquillas de ishpingo debido a la influencia de los sustratos (cuadro 9), donde la arena fina obtuvo el mayor número de callos (1.2 callos/estaquillas), seguido por la arena gruesa y la grava fina, ambos con 0.3 callos/estaquillas. El efecto producido por el sustrato en la formación de callos posiblemente este relacionado a las mismas condiciones que desfavorecen la emisión de raíces. Por lo tanto, el sustrato con granulometría fina favorece la abundancia de callos en la estaquilla, pero no necesariamente abundantes raíces, porque son dos procesos independientes en esta especie.

4.1.6. Número de brotes por estaquilla (N°).

El análisis de varianza para el número de brotes por estaquilla de ishpingo (cuadro 7), también muestra, que existen diferencias significativas ($p \leq 0.05$), debido al factor principal tipo de sustrato. En la figura 9 y cuadro 9, muestran que los sustratos con granulometría gruesa y fina (arena gruesa, arena fina) tuvieron un promedio de 0.2 brotes/estaquilla superando a la grava fina que alcanzo un promedio de 0.1 brotes/estaquilla.

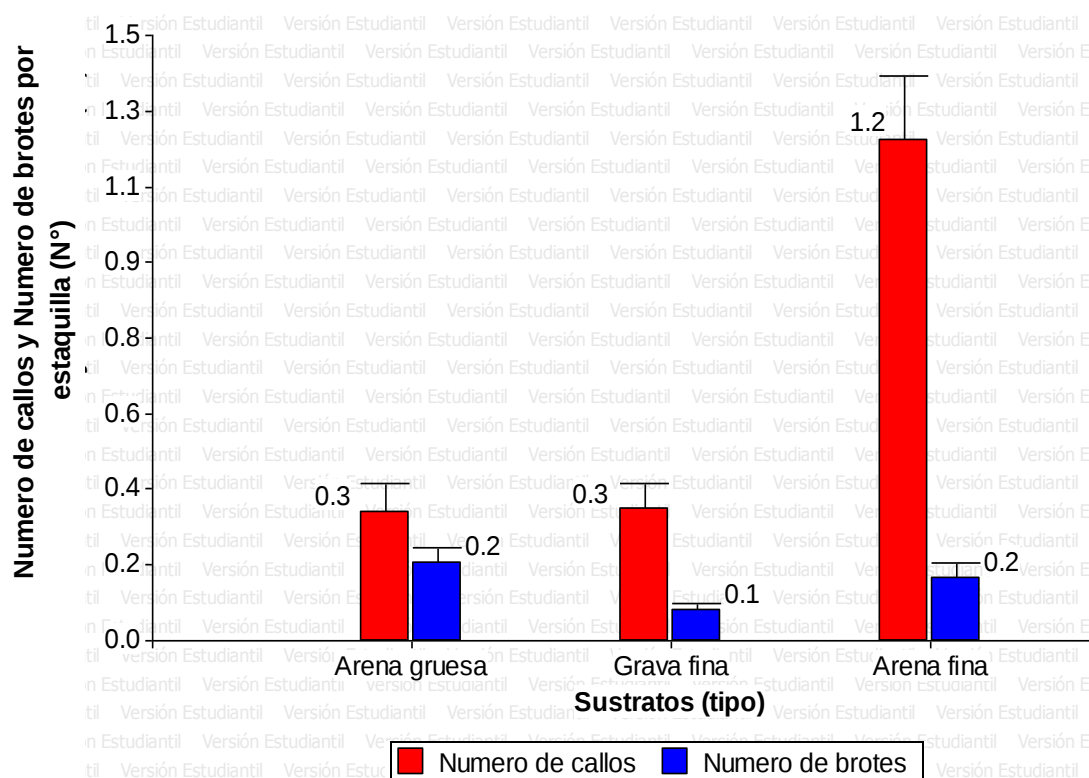


Figura 9. Efecto del tipo de sustrato en el número de callos y número de brotes, por estaquilla de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 42 días en cámara de sub-irrigación.

Esto fue confirmado con las evaluaciones periódicas realizados, donde el ishpingo es una especie que se caracteriza por no generar abundantes brotes, esto se debe posiblemente a que las estaquillas no contaron con un adecuado sistema radicular, razón por el cual no presentaron abundantes brotes, posiblemente porque las estaquillas utilizaron sus energías para generar raíces. Ruiz (2009), sustenta que en algunas especies el sistema radicular no es abundante para suministrar las necesidades de sustancias nutricionales, como

efectuar los procesos fisiológicos de la fotosíntesis y respiración, pues esto podría provocar que las sustancias de reserva de la estaca sean utilizadas para la formación de nuevos brotes y no de raíces, provocando la muerte de la estaquilla.

Cuadro 9. Prueba de rango múltiple de Tukey ($p \leq 0.05$), para el efecto principal del tipo de sustratos con respecto al número de raíces, número de callos, número de brotes y longitud de brotes en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 42 días en cámaras de sub-irrigación.

PROMEDIOS							
SUSTRATOS (Tipo)	NUMERO RAICES (N°)	SUSTRATOS (Tipo)	NUMERO CALLOS (N°)	SUSTRATOS (Tipo)	NUMERO BROTES (N°)	SUSTRATOS (Tipo)	LONGITUD BROTES (mm)
Arena gruesa	1.8 a	Arena fina	1.2 a	Arena gruesa	0.2 a	Arena gruesa	38 a
Grava fina	1.5 a	Arena gruesa	0.3 b	Grava fina	0.2 a	Grava fina	35 a
Arena fina	0.6 b	Grava fina	0.3 b	Arena fina	0.1 b	Arena fina	13 b

* Los tratamientos seguidos por las letras diferentes indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$).

En términos generales la respuesta de la estaquilla de ishpingo a priorizar la elevada emisión de raíces y escasos brotes durante los primeros 42 días, es muy favorable para su propagación, considerando que posteriormente se observó, que luego de 10 días del repique más del 50 % de las estaquillas enraizadas iniciaron la emisión de brotes. Por lo tanto aunque los tipos de sustrato (gruesos y finos) hayan generado condiciones favorables para la formación de brotes en las estaquillas de ishpingo, esto es independiente a la formación de raíces, caracterizándose por ser mínimo el número de brotes.

4.1.7. Longitud de raíces promedio por estaquilla (mm).

El análisis de varianza para la longitud de estaquilla de ishpingo (cuadro 7) muestra que existen diferencias significativas ($p \leq 0.05$), debido al factor principal tipo de sustratos. En la figura 10 y cuadro 9, se observa la variación altamente significativa en la longitud de raíces en las estaquillas de ishpingo

debido a los tres tipos de sustratos, donde los mejores resultados de longitud de raíz promedios ($p \leq 0.05$), se obtuvieron en la arena gruesa (36.7 mm) y en la grava fina (35.2 mm), diferenciándose con la arena fina donde las estaquillas de ishpingo solo obtuvieron 12.7 mm de longitud de raíces promedio.

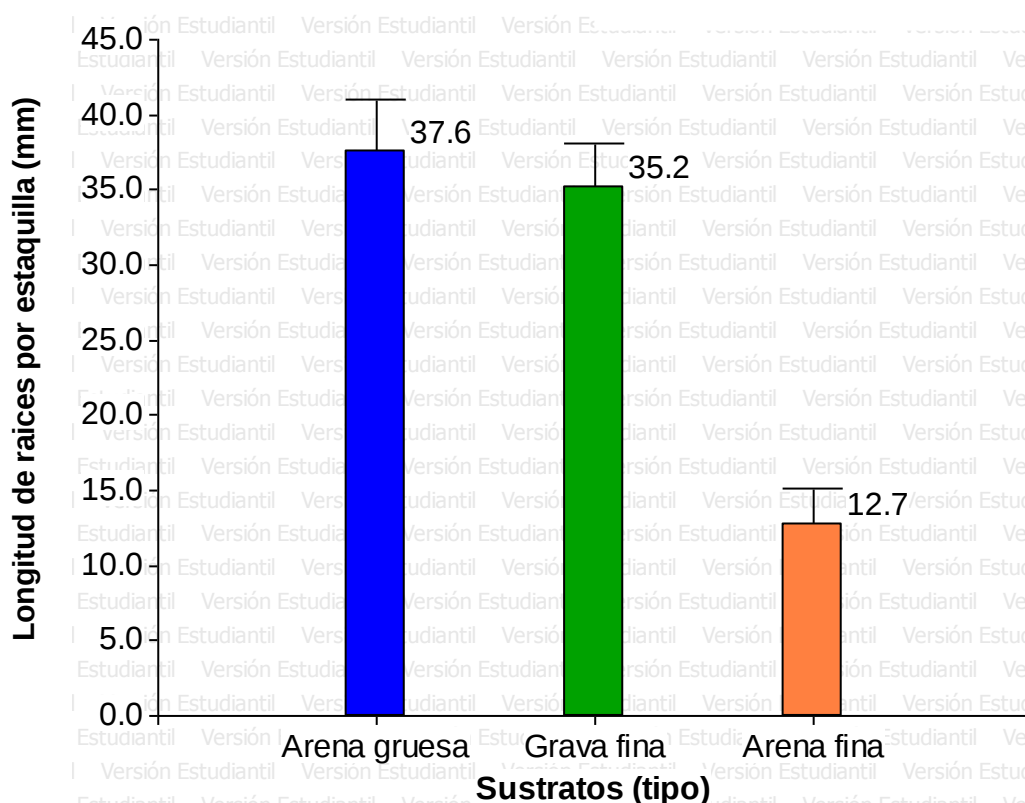


Figura 10. Efecto del tipo de sustrato en la longitud de raíces por estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 42 días en cámaras de sub-irrigación.

Es posible que los sustratos con partículas grandes sean menos densos y generen más espacios libres permitiendo que las raíces de las estaquillas de ishpingo desarrollen ampliamente en longitud. Al respecto, Leahey y Mesen, (1991) sustentan que las partículas que componen el sustrato no debe presentar obstáculos para el crecimiento de las raíces y debe tener la consistencia suficiente para mantener las estacas en su posición. Las observaciones realizadas a las raíces de estaquillas de ishpingo permitieron entender que en las arenas con partículas gruesas las raíces siempre serán más largas y quebradizas, debido posiblemente a la menor resistencia que

ofrece el crecimiento radical. (Felipe, 1999) menciona que el tipo de sustrato tiene influencia en las raíces de tal forma que las que se obtienen en arena son largas, sin ramificación, gruesas y quebradizas; pero cuando se usa una mezcla, como arena y turba o turba y perlita, las raíces son más ramificadas, delgadas y flexibles; esta diferencia se debe a la distinta capacidad para contener aire y humedad. Al respecto la mayor longitud radical estaría condicionada proporcionalmente a la facilidad de porosidad y aireación que el sustrato brinde a la estaca (Botti, 1999). La importancia de lograr un mayor tamaño de las raíces, se debe a que esta aumentaría la posibilidad de sobrevivencia en las estacas (Meryl 1987). Por lo tanto, se reconoce una vez más, los amplios beneficios de utilizar sustratos con partículas gruesas en el alargamiento celular de las estaquillas de ishpingo.

4.2. Influencia de la dosis de AIB en el enraizamiento de ishpingo.

4.2.1. Porcentaje de enraizamiento (%).

El análisis de varianza (cuadro 7), determinó diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$), debido al efecto de dosis hormonal de AIB; así como también por la interacción sustratos y dosis hormonal de AIB, demostrando que la combinación de ambos factores influyó positivamente en la formación de raíces en las estaquillas de ishpingo.

En la figura 11 y cuadro 10, se observa que las dosis hormonales AIB que lograron estadísticamente ($p \leq 0.05$), los mayores promedios de enraizamiento fueron: 2000 ppm con 63 estaquillas de ishpingo enraizadas y 8000 ppm con 69 estaquillas de ishpingo enraizadas (70 y 76.7 %, respectivamente), en comparación a las demás dosis, incluso la máxima dosis (8000 ppm) superó en un 40 % al testigo (estaquillas sin AIB).

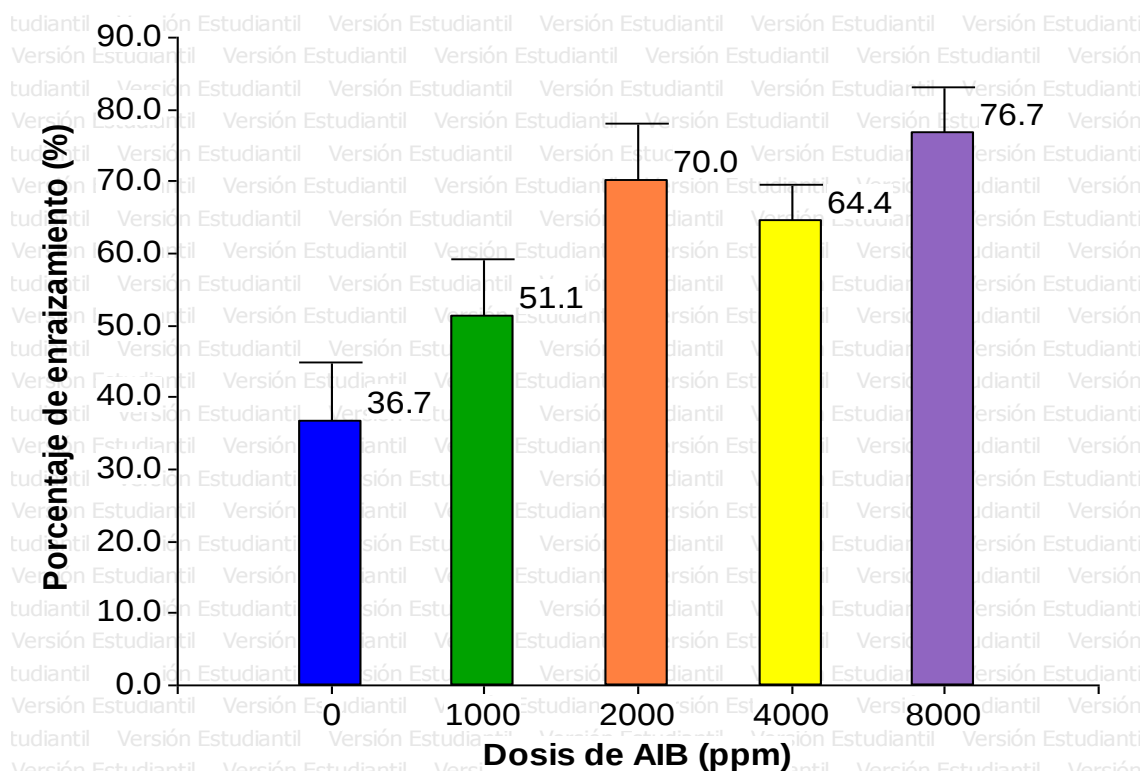


Figura 11. Efecto de las dosis hormonales AIB en el porcentaje de enraizamiento de estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 42 días en cámara de sub-irrigación.

Esta diferencia en el porcentaje de enraizamiento en las estaquillas de ishpingo podría deberse a que las plantas poseen varios mecanismos que reducen o anulan la efectividad de la auxina natural ácido indolacético (AIA) conjugándolo con otros compuestos o destruyéndolo lo cual no sucede con el ácido indolbutírico (AIB) (Blasich, 1988). También pudiera deberse que el contenido de auxina natural en las estaquillas de ishpingo es sumamente bajo y que la aplicación de AIB a partir de 2000 ppm en la base de la estaquilla produce un efecto positivo en la formación de raíces. Leakey (1972) afirma que uno de los efectos directos de la hormona enraizadora AIB, es el incremento de la actividad cambial con el subsecuente aumento del tejido parenquimático de mayor actividad metabólica en las estacas, estas circunstancias pueden incidir favorablemente en la disponibilidad de carbohidratos solubles durante el proceso de enraizamiento, 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).

El efecto positivo de las hormonas AIB se pueden confirmar en otras investigaciones. Festa y Gambi (1978), determinaron que el regulador de crecimiento aplicado (AIB) mejoró notablemente el enraizamiento en estacas de *Sequoia sempervirens*, obteniendo porcentajes de estacas testigo enraizadas que iban entre 12 al 15 % y de un 66 a un 78 % de estacas enraizadas tratadas con AIB. Blythe (1985), obtuvo alrededor de un 2 % de estacas de secoya enraizadas tratadas previamente con ANA al 0,3%. En el mismo experimento al tratar las estacas con una mezcla de AIB y ANA en concentraciones de 6.000 ppm el enraizamiento mejoró notablemente a un 46,8%. Este porcentaje subió aún más al tratar las estacas de secoya solamente con AIB en 16.000 ppm (1,6 %). Por otro lado, Blazková *et al.* (1997), propagaron clones de secoya, tanto jóvenes, como maduros, los jóvenes enraizaron un 61 %, en tanto que los clones adultos enraizaron un 30 %, los dos tratados con AIB, se observó que cuando no se trató no había enraizamiento, por lo que se concluyó que el AIB era un prerequisite para la formación de raíces.

Es importante señalar que aunque se obtuvo un enraizamiento aceptable por el efecto de los factores principales, el mayor porcentaje de enraizamiento se presentó tras analizarse la interacción de ambos factores sustrato y dosis de AIB, encontrándose diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$). En la figura 12, se observa que el máximo porcentaje de enraizamiento fue 91 %, en sustrato tipo arena gruesa y empleando tanto 2000 y 8000 ppm de AIB; Además en sustrato arena gruesa se obtuvo enraizamiento mayores al 50 % con cualquiera de las dosis evaluadas, incluso con la dosis testigo (sin AIB).

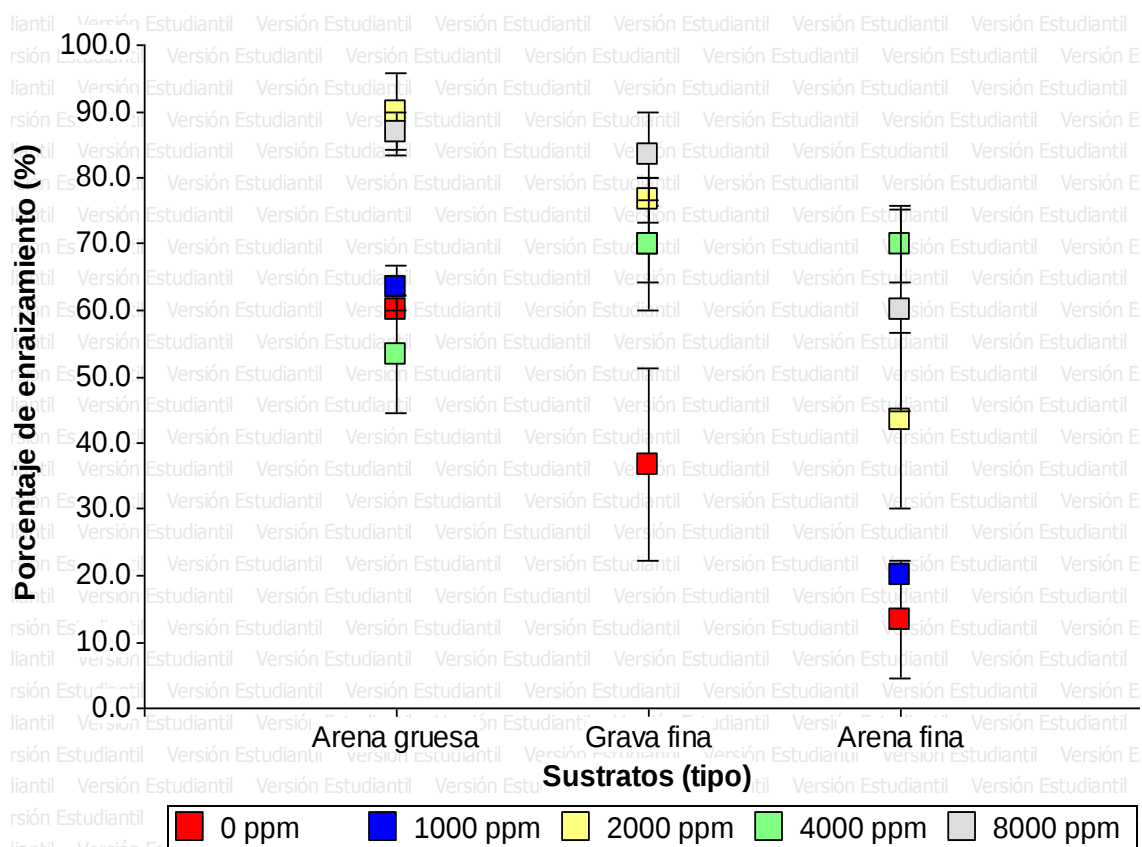


Figura 12. Efecto de la interacción tipo de sustrato y dosis hormonal AIB, en el porcentaje de enraizamiento de estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 42 días en cámara de sub-irrigación.

Sin embargo, aunque la interacción muestra la influencia compartida de ambos factores en el porcentaje de enraizamiento, la superioridad del factor sustrato frente a la dosis es evidente a la luz de los resultados encontrados, es decir, un progresivo incremento en el enraizamiento, desde los sustratos finos hasta los sustratos más gruesos, incluso las estaquillas de ishpingo sin hormonas AIB superaron el 50 % de enraizamiento en arena gruesa y 10 % en arena fina, confirmando con ello la influencia sobresaliente del tipo de sustrato. Estos porcentajes son aceptables sobre todo por tratarse de una especie con antecedentes de difícil de enraizamiento (Pinedo 1993; INIA 1998; Tarnowski 2003). Solo Manta y Schwyzer (1985) lograron obtener con estacas leñosas de ishpingo 56.7% de enraizamiento, pero en un periodo muy prolongado (cuatro meses). Leakey (1987), asegura que el rango mínimo aceptable de

enraizamiento se encuentra entre 70 – 90 %. Por lo tanto, para el caso de ishpingo, queda demostrada que la arena gruesa con dosis, tanto de 2000 ppm como de 8000 ppm, influyen significativamente en el enraizamiento exitoso, sobrepasando incluso el 90 % de enraizamiento.

Cuadro 10. Prueba de rango múltiple de Tukey ($p \leq 0.05$), para el efecto principal de dosis AIB, con respecto al porcentaje de enraizamiento (%), porcentaje de sobrevivencia (%) y número de raíces (N°), en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 42 días en cámaras de sub-irrigación.

PROMEDIOS					
DOSIS (ppm)	ENRAIZAMIENTO (%)	DOSIS (ppm)	SOBREVIVENCIA (%)	DOSIS (ppm)	RAICES (N°)
8000	77 a	2000	98 a	8000	2.2 a
2000	70 ab	8000	96 a	4000	1.6 ab
4000	64 ab	0	94 a	2000	1.5 b
1000	51 bc	1000	88 ab	1000	0.8 c
0	37 c	4000	76 b	0	0.6 c

* Los tratamientos seguidos por las letras diferentes indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$).

4.2.2. Porcentaje de sobrevivencia (%)

El análisis de varianza (cuadro 7), muestra la existencia de diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$), en el porcentaje de sobrevivencia debido a la dosis de AIB, en el cuadro 10 y figura 13 se observa que la dosis testigo (sin AIB) obtuvo 94.4 %, la dosis 2000 ppm alcanzó 97.8 %, y la de 8000 ppm logró 95.6%, en conjunto fueron estadísticamente similares ($p \leq 0.05$) y consiguieron los mayores porcentajes de sobrevivencia frente a la dosis de 1000 ppm y 4000 ppm que obtuvieron 87.8 y 75.6 %, respectivamente.

En estudios realizados con la especie *Plukenetia volúbilis* (sacha inchi), las dosis de AIB influenciaron en el porcentaje de mortandad, la dosis 0.20 % de ácido indolbutírico tuvo un mayor porcentaje de mortalidad de estacas con 16.05 %, no diferenciándose estadísticamente de las demás dosis 0.00 % con 8.64 % de

mortalidad, 0.10 % con 7.41 % de mortalidad y 0.15 % con 3.70 % de mortalidad (Ruiz, 2009).

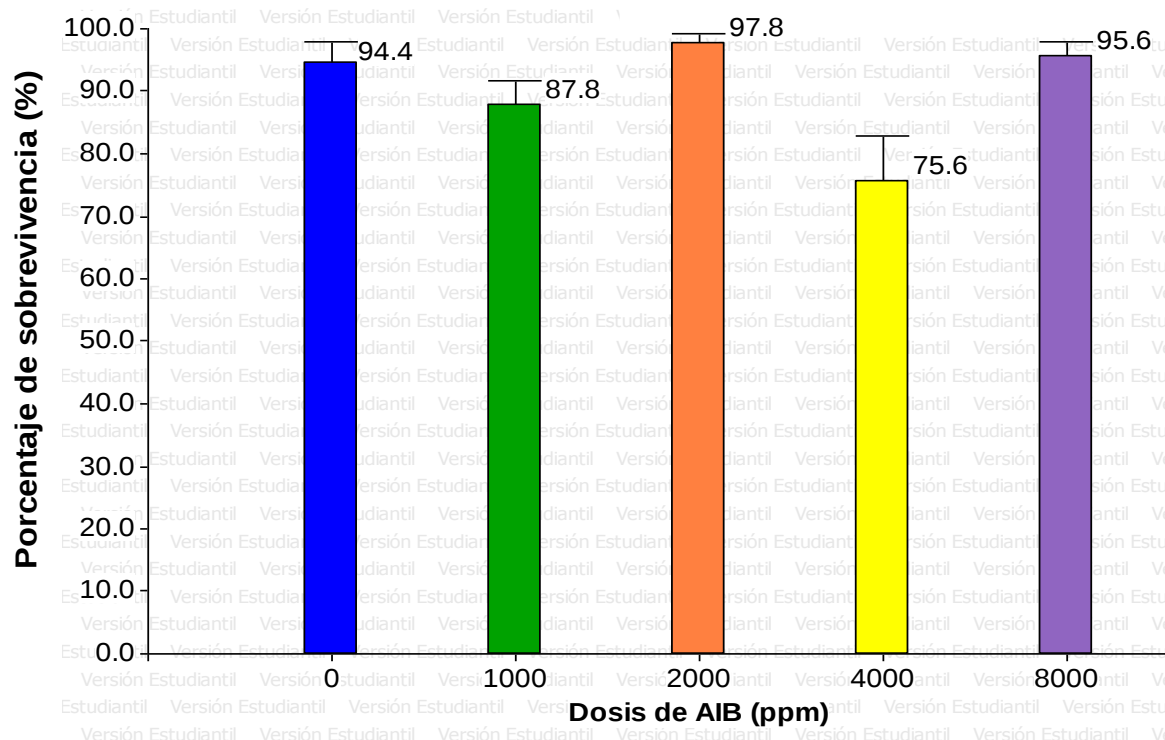


Figura 13. Efecto de la dosis hormonal AIB, en el porcentaje de sobrevivencia en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 42 días en cámara de sub-irrigación.

Sin embargo según lo observado en las estaquillas de ishpingo, en dosis tan contrastantes (0 y 8000 ppm), se logró similarmente un alto valor, (más del 90 %). Al respecto, Hartmann y Kester (1968), mencionan que existen numerosos factores anatómicos, fisiológicos y ambientales que afectan el éxito de la propagación vegetativa por estacas, todos ellos deben ser optimizados y controlados para un excelente enraizamiento. Asimismo, Loach (1988) señala que el efecto más inmediato es el estrés hídrico en las estacas pues esto produce el cierre de los estomas, lo que a su vez restringe la fotosíntesis y la producción consecuente de los carbohidratos, el crecimiento y la división celular y la traslocación de metabolitos en a los primordios radicales en desarrollo, reduciendo el suministro de cofactores los cuales afectan la formación de raíces produciendo la muerte en las estacas.

A pesar de que las dosis altas AIB, pudieron resultar tóxicas, estas no afectaron a las estaquillas de ishpingo, de lo contrario hubiera sido una de las principales causas de muerte. El aumento en la mortalidad de las estacas al aumentar concentraciones de AIB se ha asociado a efectos tóxicos (Shiembo *et al.*, 1996b). Porque tienden a producir pérdida por turgencia celular (Thimman, s.f). Concentraciones de auxinas más altas de las que pueden encontrarse en los tejidos pueden causar la muerte celular (Hartmann y Kester, 1992).

Por lo tanto, en el caso del éxito de la sobrevivencia de las estaquillas de ishpingo estaría influenciada más que a las propias dosis de AIB empleados, a las buenas condiciones microclimáticas, como una humedad relativa por encima del 80% y una temperatura de sustrato menores de 30 °C, serian las condiciones óptimas para generar un ambiente adecuado para el desarrollo normal del enraizamiento (Mesen, 1998).

4.2.3. Número de raíces por estaquilla (N°)

El análisis de varianza (cuadro 7), muestra que el número de raíces promedio por estaquilla esta influenciado significativamente ($p \leq 0.05$), debido al factor dosis de AIB. El cuadro 10 y la figura 14, muestran esta variación, donde presenta una relación positiva entre el número de raíces por estaquillas de ishpingo y las dosis de AIB, es decir, que a medida que aumenta la concentración de AIB existe un aumento significativo en la formación del número de raíces obteniéndose en promedio desde 0.6 con la dosis testigo hasta 2.2 con la dosis de 8000 ppm.

Este resultado sería atribuido al mayor estímulo en la formación de raíces conforme se incrementa la concentración de hormona AIB. Similar tendencia se ha observado también en otras especies tropicales, tales como *Cordia calliodora* (Mesen, 1997); *Vochisia guatemalensis* (Mesen, 1996); y *Khaya ivorensis*, (Leakey, 1990). Esto confirmaría que la aplicación de dosis altas de AIB acelera la formación y el crecimiento inicial de las raíces en las estaquillas de ishpingo. Haisig (1986), menciona que el aumento del número de raíces se puede

relacionar con la función de la hormona AIB de promover la movilización de carbohidratos de 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.

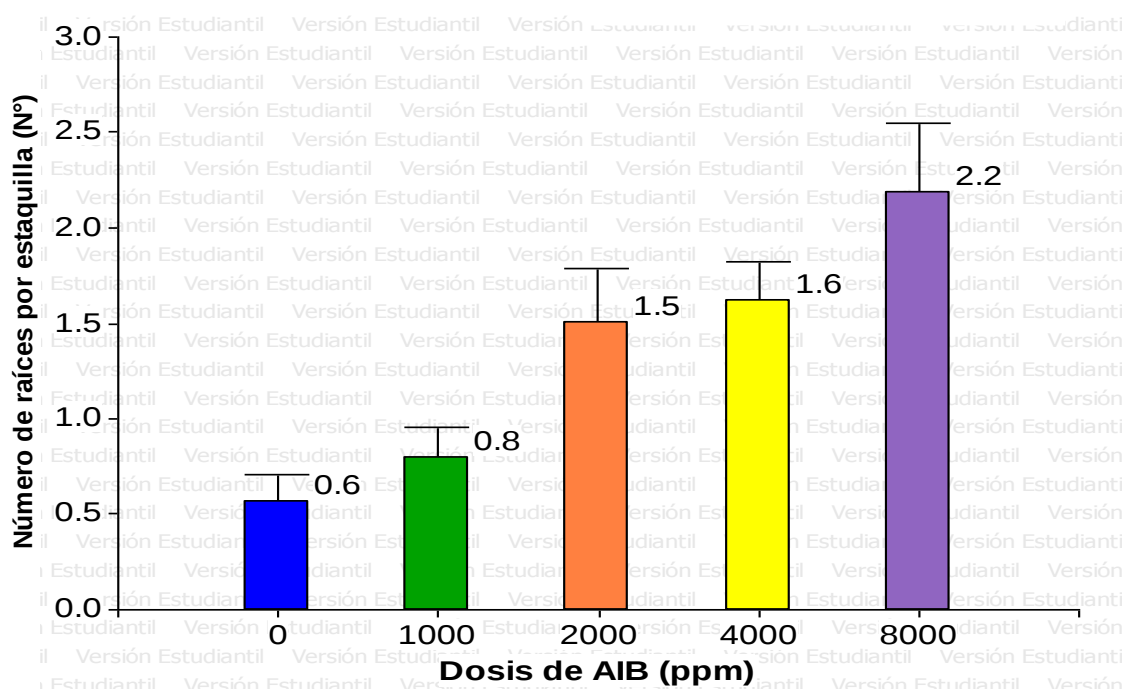


Figura 14. Efecto de las dosis hormonales AIB en el número de raíces por estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 42 días en cámara de sub-irrigación.

Los beneficios del uso de 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, 1972). 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). Por lo tanto, una vez que la estaquilla enraíza, las dosis crecientes de AIB, mediante sus reconocidos efectos sobre la división celular y el transporte de sustancias hacia la base de la estaquilla, habrían permitido el desarrollo de un mayor número de raíces.

El incremento del número de raíces en estaquillas de ishpingo frente a mayores dosis de AIB, también podría haber estado asociado a la propia condición fisiológica de la planta donante, influyendo en el contenido de carbohidratos de las estaquillas utilizados. Haissig (1986) y Veierskov (1988) indican 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 de 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).

En el presente experimento, los mejores resultados en el porcentaje de enraizamiento y números de raíces promedios por estaquilla de ishpingo se obtuvo con la dosis de 8000 ppm de AIB; sin embargo, algunas especies no tolera dosis tan altas y solo requieren dosis bajas o medias, como por ejemplo 2000 ppm como el *Eucalyptus spp*, *Cupressus lusitanica*, entre otras (Badilla y Murillo, 2005). Estos resultados confirman lo sustentado por Maldonado, (1991) quien indica que la respuesta de las estacas hacia dosis crecientes de hormona generalmente es una curva ascendente hasta alcanzar un máximo, para después descender, el descenso se da como resultado de desordenes fisiológicos que ocurren en las estacas debido a dosis excesivas, lo cual les ocasiona la muerte. Por ello, es necesario determinar la dosis optima de AIB mediante ensayos para cada especie (Mesen 2008).

Con la dosis alta de 8000 ppm se logró el mayor número de raíces en estaquillas de ishpingo (2.2), aunque las estaquillas a las que no se aplicó AIB, también formaron raíces, pero en menor cantidad (0.6). Es deseable que las estacas tengan muchas raíces, pero basta con tres que sean bien ramificadas y estén bien distribuidas en las estacas es suficiente (Leakey, 1985). Por lo tanto, en el caso de ishpingo, se confirmó que la formación de un mayor número de raíces esta relacionado directamente con altas dosis de AIB (8000 ppm) siendo suficiente para obtener el mayor número de raíces en las estaquillas de ishpingo.

Efecto de tres rasgos de morfotipo en el enraizamiento de ishpingo.

Para la realización de este ensayo se utilizó los mejores resultados del primer ensayo, es decir, arena gruesa y 8000 ppm AIB. La evaluación final del enraizamiento se realizó a la séptima semana encontrándose los siguientes resultados:

4.3. Influencia del nivel de estacilla en las variables de enraizamiento de ishpingo.

4.3.1. Porcentaje de enraizamiento (%).

El análisis de varianza (cuadro 11) muestra que la variable porcentaje de enraizamiento de las estaquillas de ishpingo a las siete semanas esta influenciado significativamente ($p \leq 0.05$), debido al factor nivel de estacilla. La figura 15 y cuadro 12, se observa esta variación existente debido a los niveles de estacilla, donde las del tipo apical y media obtuvieron el mayor porcentaje de enraizamiento (72.5 y 71.7 % respectivamente), mostrándose diferentes estadísticamente ($p \leq 0.05$), a las estaquillas básales, que solo alcanzaron 39.17 % de enraizamiento.

El mejor enraizamiento en las estaquillas de ishpingo en los niveles apicales y medias podría explicarse, por la posibilidad de que en el ápice se encuentre una mayor concentración de sustancias endógenas promotoras del enraizamiento ya que las mismas se originan de las partes apicales. Además las estacas apicales son más jóvenes y en consecuencia hay más células capaces de volverse meristematicas (Hartmann *et al*, 1992). Similar resultado se obtuvo, con la especie *H. appendiculatus* (Burio), donde existió 80% de enraizamiento en estaquillas apicales y medias, utilizando 3000 ppm de AIB. Asimismo, en *Cordia alliodora* el enraizamiento de estacas apicales fue mejor que el enraizamiento de estacas básales, con hojas, (Mesen 1997).

Sin embargo, la tendencia más común es que en la mayoría de especies, las estacas de la posición basal presenten mayor enraizamiento (Brouse y

Loussert, 1980). Pero también se sabe que la respuesta al enraizamiento se debe a una serie de factores como la composición química, anatómica y fisiológicas así como gradientes en succulencia, área foliar, edad, morfología, diferencias en el potencial de agua en los brotes y tallos, afectando notoriamente el enraizamiento; coincidiendo con Leakey (1983), quien asegura que en un mismo tallo o brote existen gradientes en succulencia, área foliar, edad, morfología así como diferencial en el potencial de agua, todo lo cual afecta el enraizamiento. En consecuencia, es posible que la gradiente de succulencia de las estaquillas de ishpingo de la parte apical y media, hayan presentado condiciones químicas, anatómicas, fisiológicas, en su conjunto, que favorecieron significativamente el enraizamiento, evidentemente el cuidadoso manejo ambiental de este material vegetativo contribuyo decididamente en el resultado final.

Cuadro 11. Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento (%), porcentaje de callos (%), porcentaje de brotes (%), porcentaje de sobrevivencia (%), de estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluadas a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.

F V	GL	CUADRADO MEDIO			
		Enraizamiento	Callos	Brotes	Sobrevivencia
Bloque	2	0.05	0.09	0.08	0.04
N_ estaquilla	2	0.55 *	0.16 *	0.15 *	1.12 **
L_ estaquilla	1	0.05	0.0038	0.56 **	0.01
Á_ foliar	1	0.03	0.22 *	0.01	0.13
N_ estaquilla * L_ estaquilla	2	0.14	0.04	0.07	0.16
N_ estaquilla * Á_ foliar	2	0.14	0.01	0.20 *	0.03
L_ estaquilla* Á_ foliar	1	0.08	0.20 *	0.15	0.40 *
N_ estaquilla * L_ estaquilla*A_ foliar	2	0.06	0.06	0.10	0.02

() No significativo; (*) Significativo al 5%; (**) altamente significativo al 1%

4.3.2. Porcentaje de callos (%).

El análisis de varianza muestra que la variable porcentaje de callos en las estaquillas de ishpingo (cuadro 11), esta influenciado significativamente

($p \leq 0.05$), debido al factor principal nivel de estaquilla. En la figura 15, se observa esta variación en el porcentaje de callos, en la parte apical se encontró que 54 estaquillas presentaron entre 1 a 6 callos y 66 estaquillas no presentaron callos, alcanzando el más alto porcentaje de callos 46 %; seguido de la parte media donde 42 estaquillas presentaron entre 1-6 callos y 78 no presentaron callos alcanzando un porcentaje de callos de 35 %; y finalmente en la parte basal 33 estaquillas presentaron callos y 87 estaquillas no presentaron callos, obteniendo solo un promedio de 28 % de callos. De forma general en este segundo ensayo el porcentaje de callos promedio fue de 35 % incrementándose en 3 %, con respecto al primer ensayo.

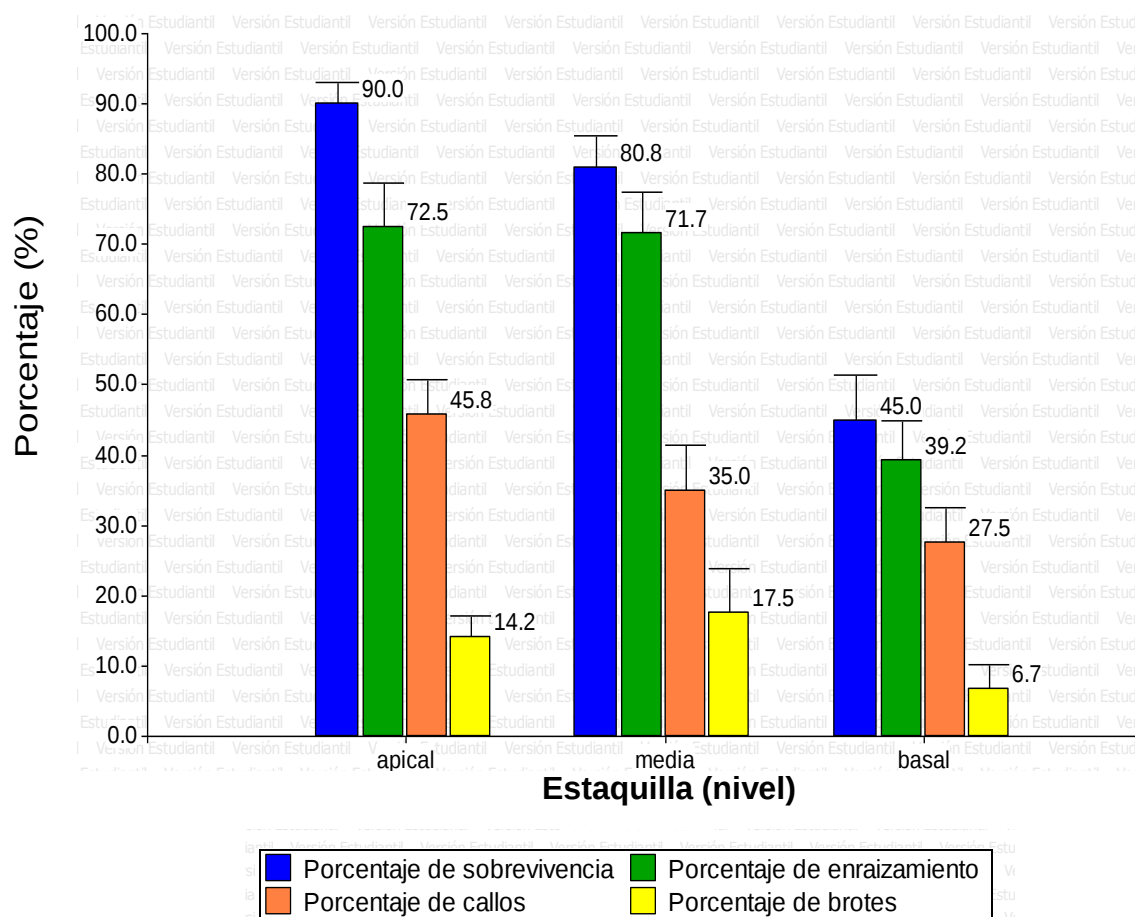


Figura 15. Efecto de los niveles de estaquillas, en el porcentaje de enraizamiento, callos, porcentaje de brotes y en el porcentaje de sobrevivencia, en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.

Con respecto a la prueba de rango múltiple de Tukey (cuadro 11), se observa la diferencia notable de las estaquillas apicales y medias obteniendo los máximos porcentajes de callos (46 y 35 % respectivamente), mientras que las estaquillas basales solo alcanzaron el 28 %. Con este último hallazgo se confirma que aunque no exista una relación anatómica entre callos es posible que la presencia de callos sea un indicador fisiológico que anticipa al enraizamiento, porque específicamente estos grupos también alcanzaron la misma tendencia en el porcentaje de enraizamiento, dado que la mayor parte de las estaquillas de ishpingo que formaron callos, posteriormente llegaron a formar raíces.

4.3.3. Porcentaje de brotes (%).

El análisis de varianza muestra que la variable porcentaje de brotes en las estaquillas de ishpingo a las siete semanas, (cuadro 10) esta influenciado significativamente ($p \leq 0.05$), debido al factor principal nivel de estaquilla.

La prueba de rango múltiple de Tukey (cuadro 12), muestra la superioridad de las estaquillas medias y apicales en el porcentaje de brotes (18 y 14 %, respectivamente) siendo ambos diferentes ($p \leq 0.05$), a las estaquillas basales que solo obtuvieron 7 %. Esto podría deberse a que en la parte basal existen gradientes hormonales mayores que en la parte media y apical como las citoquininas que probablemente sean las responsables de la formación de yemas teniendo un movimiento acopétalo hacia el ápice (Ruiz,2005). Similar resultados se observó en *Gmelina arborea*, donde los mayores porcentajes de brotación alcanzaron las estacas apicales con 55 % y menores porcentajes las estacas basales con 38 % de brotación (Ruiz et al 2005).

Por lo tanto, aunque la parte apical y media resultaron mayores en el porcentaje de brotes, sin embargo el promedio general solo alcanzo un 13 %, similar al primer ensayo, lo que confirmaría que las estaquillas de ishpingo no se caracterizan por formar abundantes brotes al menos desde el inicio; al parecer por que utilizan la mayor parte de su esfuerzo a la formación de raíces.

Aunque las estacas que no cuentan con un adecuado sistema radicular tampoco será posible que presenten una brotación abundante, posteriormente (Ruiz, 2009). Por es razón, en el caso de ishpingo solo es recomendable utilizar estaquillas de ishpingo la parte apical y media, pudiendo alcanzar la mayor cantidad de brotes.

Cuadro 12. Prueba de rango múltiple de Tukey ($p \leq 0.05$), para el efecto principal de los niveles de estaquillas con respecto porcentaje de enraizamiento (%), porcentaje de callos (%), porcentaje de brotes (%), porcentaje de sobrevivencia (%), número de raíces (N°), y longitud de raíz (mm), en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.

ESTAQUILLA (Nivel)	PROMEDIOS					
	ENRAIZAMIENTO (%)	CALLOS (%)	BROTES (%)	SOBREVIVENCIA (%)	NUMERO RAICES (N°)	LONG. RAÍZ (mm)
APICAL	73 a	46 a	14.1 a	90 a	2.1 a	18.5 a
MEDIO	72 a	35 ab	17.5 a	81 a	2.2 a	20.1 a
BASAL	39 b	28 b	6.6 b	45 b	1.3 b	10.9 b

Los tratamientos seguidos por las letras diferentes indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$).

4.3.4. Porcentaje de sobrevivencia (%).

El análisis de varianza muestra que la variable porcentaje de sobrevivencia (cuadro 10) también esta influenciada significativamente ($p \leq 0.05$), debido al factor principal nivel de estaquilla. Mostrando las estaquillas de ishpingo que lograron permanecer vivos hasta los 49 días aunque no presentaran raíces.

En la parte apical sobrevivieron 107 estaquillas y murieron 13 alcanzando un promedio de 90 % de sobrevivencia; estaquillas de la parte media sobrevivieron 97 y murieron 23 obteniendo un promedio de 80.8 %; con estaquillas basales solo sobrevivieron 54 y murieron 66 obteniendo un promedio de 45 % de sobrevivencia (figura 15). Según la prueba de comparación de medias de Tukey (cuadro 12), los promedios de sobrevivencia conservan la misma

tendencia que las anteriores variables (porcentaje de enraizamiento, callos y brotes), es decir, que las estaquillas procedentes de las partes apicales y medias, resultaron mejores alcanzando la máxima sobrevivencia. Esto se debería 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, presentando tejidos menos hidratados (Leakey, 1983).

Cabe mencionar, que los principales síntomas previos a la muerte de las estaquillas de ishpingo fueron caída de foliolos, seguido de la pudrición de la base de la estaquilla con olor desagradable, siendo de apariencia húmeda y de color oscuro necrosado con un progresivo avance por la parte lateral del tallo de la estaquilla; es posible que el origen de estas afecciones sea la acumulación de excesos de agua y falta de oxígeno alrededor de la base de la estaquilla, causando la muerte de los tejidos (Loach 1986). Sin embargo, el porcentaje de sobrevivencia general alcanzado en el primer ensayo (90 %) y segundo ensayo (72 %) en estaquillas de ishpingo sería un gran avance, considerando los resultados obtenidos en el pasado, donde el mayor porcentaje de sobrevivencia de estacas leñosas en ishpingo fue de 60 % en un periodo de seis meses (Manta y Schwyzer, 1985).

4.3.5. Número de raíces por estaquilla (N°).

El análisis de varianza demostró que la variable número de raíces por estaquilla, también está influenciado significativamente ($p \leq 0.05$), debido al factor principal nivel de estaquilla (cuadro 13).

La prueba de comparación de medias de Tukey ($p \leq 0.05$), para el efecto principal del nivel de procedencia de la estaquilla (cuadro 12), muestran claramente estas diferencias donde las estaquillas de la parte apical y la parte media resultaron mejores, ambas con promedio de 2.1 raíces por estaquilla,

mostrando en conjunto diferencia significativa ($p \leq 0.05$), frente a las estaquillas de la parte basal que obtuvo 1.3 raíces por estaquilla (figura 16).

Cuadro 13. Análisis de varianza del número de raíces por estaquilla (N°), número de callos (N°), longitud de raíz (mm) y longitud de brotes (mm), en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluadas a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.

F V	GL	CUADRADO MEDIO			
		Numero raíces	Numero callos	Longitud raíz	Longitud brotes
Bloque	2	0.17	0.33	26.14	20.05
N_ estaquilla	2	2.74 *	0.57	286.18 *	15.00
L_ estaquilla	1	1.03	0.40	41.05	134.02 *
Á_ foliar	1	1.03	1.78 *	66.42	3.62
N_ estaquilla * L_ estaquilla	2	0.46	0.07	46.49	18.81
N_ estaquilla * Á_ foliar	2	1.77 *	0.03	55.14	41.01 *
L_ estaquilla* Á_ foliar	1	0.15	0.32	32.07	41.56
N_ estaquilla * L_ estaquilla*Á_ foliar	2	0.29	0.08	30.54	23.97

() No significativo; (*) significativo al 5%; (**) altamente significativo al 1%

Resultados similares se encontraron en Sacha inchi (*Plukenetia volúbilis*), donde las estaquillas intermedias formaron mayor número de raíces (19.2 raíces/estaquilla) frente a las basales (15.7 raíces/estaquilla) y apicales (13.2 raíces/estaquilla) (Ruiz 2009).

Es posible que estas diferencias en el promedio del número de raíces por estaquillas de ishpingo pudieran estar relacionadas con el grado de juvenilidad, lignificación del tejido y la cantidad disponible de reservas de carbohidratos. Veierskov (1988) sustenta, que existe una relación positiva del contenido de carbohidratos con la capacidad de enraizado y número de raíces en estacas de diferentes especies leñosas y herbáceas, señalando que es común que exista un gradiente en la concentración de carbohidratos desde el ápice hasta la base de los tallos. Por lo tanto, es posible que la menor concentración de

carbohidratos producto de la mayor juvenilidad de las estaquillas de ishpingo de la parte apical y media hayan promovido el mayor número de raíces por estaquilla.

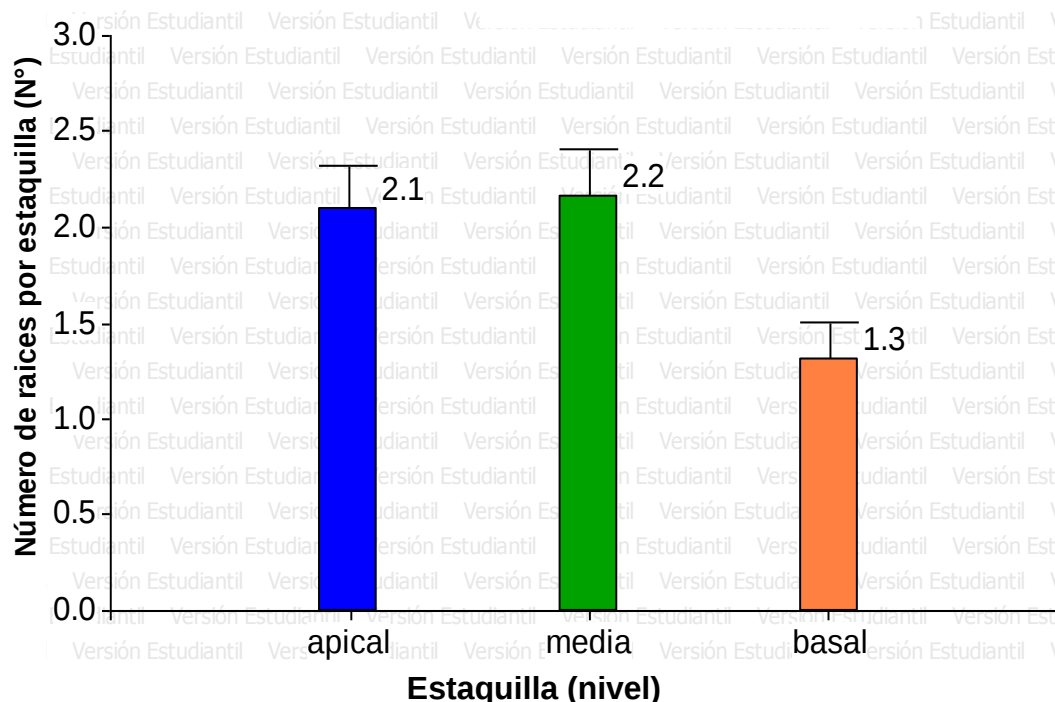


Figura 16. Efecto del nivel de estaquillas, en el número de raíces por estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.

4.3.6. Longitud de raíces por estaquilla (mm).

En el análisis de varianza se observa que la longitud promedio de raíz (cuadro 13) también está influenciado significativamente ($p \leq 0.05$), debido al factor principal nivel de estaquilla.

En el cuadro 12, la prueba de comparación de medias de Tukey ($p \leq 0.05$), muestra la misma tendencia de las anteriores variables, es decir, las estaquillas apicales (18.5 mm) y estaquillas medias (20.1 mm) estadísticamente alcanzaron las mayores longitudes promedios de raíz, diferenciándose con las basales (11.00 mm) (figura 17). Existen factores que favorecen al desarrollo en longitud de las raíces en las estacas como la presencia de carbohidratos como

fuelle de energías necesarias para la producción de nuevos productos metabólicos como el almidón (Puri y Khara, 1992). Según Haissig (1986), el nivel total de carbohidratos en las estacas está más relacionado con el desarrollo de raíces que con el inicio de enraizamiento.

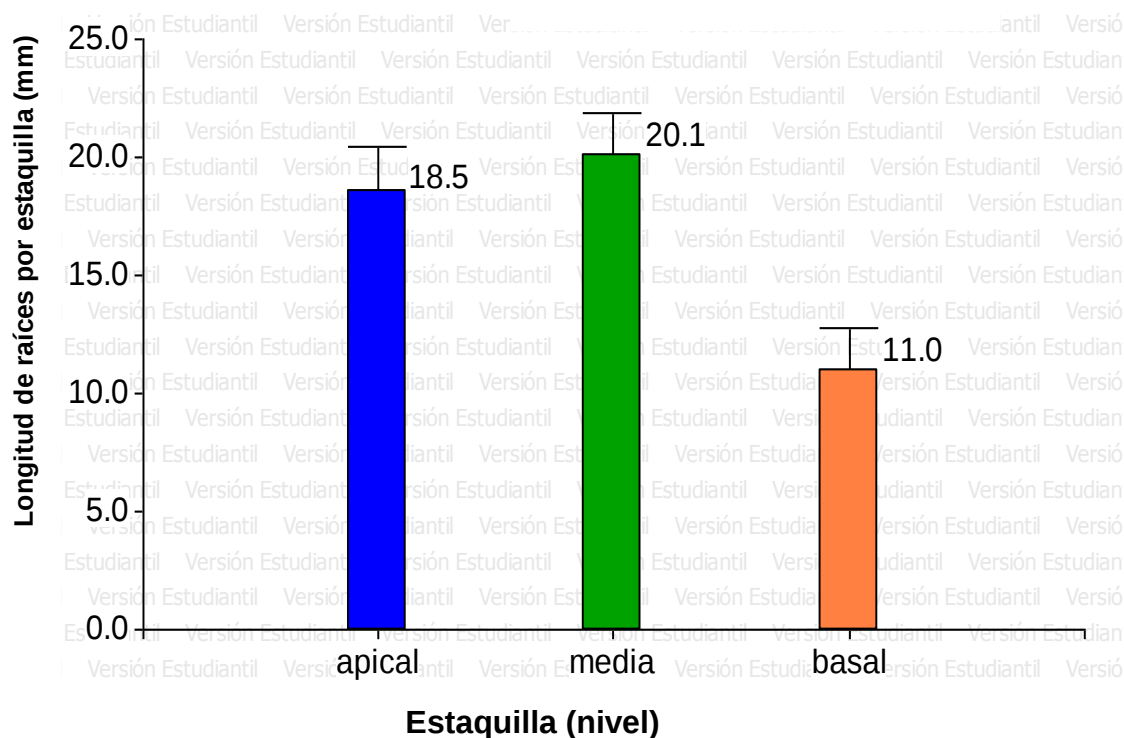


Figura 17. Efecto del nivel de estacilla, en la longitud promedio de raíces por estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 49 días en cámaras de sub- irrigación.

En consecuencia, posiblemente la cantidad total de carbohidratos activos habrían sido más disponibles en la parte apical y media de las estaquillas de ishpingo, frente a la cantidad total de carbohidratos almacenada en el leño de las estaquillas basales que sin duda fueron menos disponibles, el almidón generado en la parte superior (apical y media), fue la que permitió el mayor crecimiento en longitud de las raíces.

4.4. Influencia de la longitud de estaquilla en las variables de enraizamiento de ishpingo.

4.4.1. Porcentaje de brotes (%).

El análisis de varianza muestra que la variable porcentaje de brotes (cuadro 11) también está influenciado significativamente ($p \leq 0.05$), debido al factor principal longitud de estaquilla. Su descripción gráfica se muestra en la figura 18, donde las estaquillas de mayor longitud (4.5 cm), alcanzaron significativamente el mayor porcentaje de brotes.

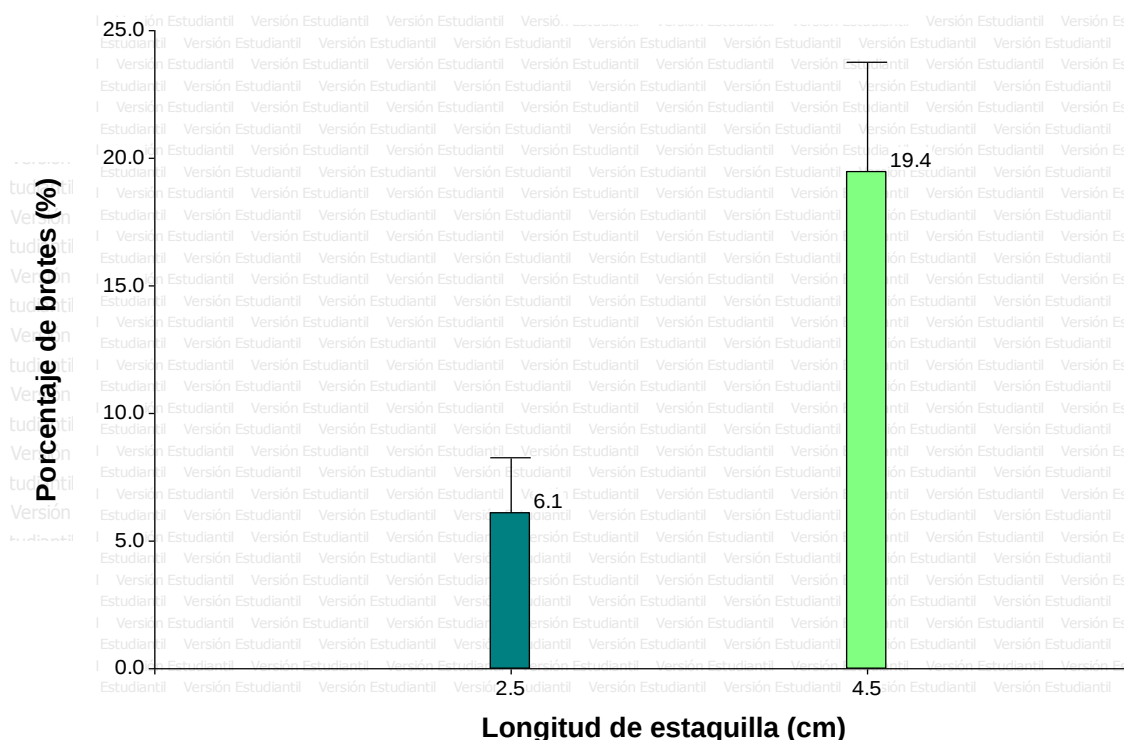


Figura 18. Efecto de la longitud de estaquilla, en el porcentaje de brotes en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.

Es posible que estos resultados sean el reflejo del mayor contenido de sustancias de reserva en las estaquillas de ishpingo 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, existiendo una longitud óptima que intervienen en el proceso de formación de raíces y brotes (Baggio 1982). Por lo tanto, existe una mayor posibilidad de lograr mayor número de brotes con el uso de estaquillas de ishpingo más largos. Este rasgo sería muy importante a considerar en la optimización no solo del proceso de enraizamiento, sino también del crecimiento y desarrollo futuro de los plantones propagados vegetativamente, es decir, que un mayor número de estaquillas enraizadas logra emitir brotes.

4.4.2. Longitud de brotes (mm).

El análisis de varianza también manifiesta que la variable longitud de brotes (cuadro 13) está influenciado significativamente ($p \leq 0.05$), debido al factor principal longitud de estaquilla. Su descripción gráfica se muestra en la figura 19, con similar tendencia a la variable anterior (porcentaje de brotes), es decir, la estaquilla de mayor longitud (4.5 cm), también lograron las mayores longitudes de brotes por estaquillas de ishpingo.

Cuadro 14. Prueba de rango múltiple de Tukey ($p \leq 0.05$), para el efecto principal de la longitud de estaquilla con respecto al porcentaje de brotes (%) y longitud de brotes (mm), en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.

LONGITUD DE ESTAQUILLA	PROMEDIOS	
	BROTOS (%)	LONG. BROTES (mm)
4,5 cm	19.4 a	5.0 a
2,5 cm	6.1 b	1.2 b

Los tratamientos seguidos por las letras diferentes indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$).

La prueba de comparación de medias de Tukey ($p \leq 0.05$), para el efecto principal de la longitud de estaquilla (cuadro 14), manifiestan estas diferencias existentes, la longitud de 4.5 cm alcanzó un promedio de longitud de brotes de

5 mm, mientras que las estaquillas con longitudes 2.5 cm obtuvieron un promedio de longitud de brotes de 1.2 mm.

Entonces se puede afirmar que en las estaquillas de ishpingo existe una relación positiva, por que a medida que aumenta la longitud de estaquillas también aumenta la longitud de brotes influenciado, al igual que los anteriores casos, por la mayor comulación de nutrientes y carbohidratos disponibles, responden positivamente no solo en la máxima longitud del brote, sino también del mayor número de estaquillas con brotes y mayor longitud de raíz (Baggio, 1982).

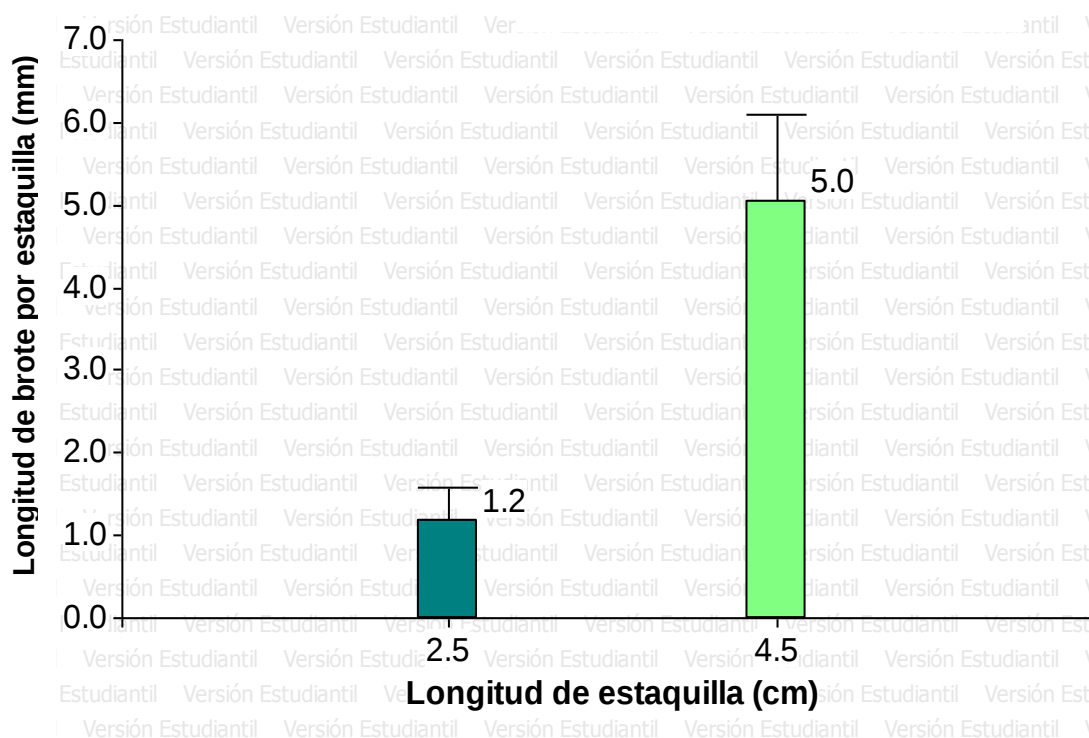


Figura 19. Efecto de la longitud de estaquillas, en la longitud del brote en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.

4.5. Influencia del área foliar en las variables de enraizamiento de ishpingo.

4.5.1. Porcentaje de Callos (%).

El análisis de varianza demostró que la variable porcentaje de callos en las estaquillas de ishpingo, (cuadro 11) esta influenciado significativamente ($p \leq 0.05$), tanto por el factor área foliar en la estaquilla, así como por la interacción entre la longitud de estaquilla y área foliar, esto significa, que la longitud de estaquilla no habría actuado de forma independiente sino que la influencia se debe a la combinación de la longitud de estaquilla y área foliar a su vez.

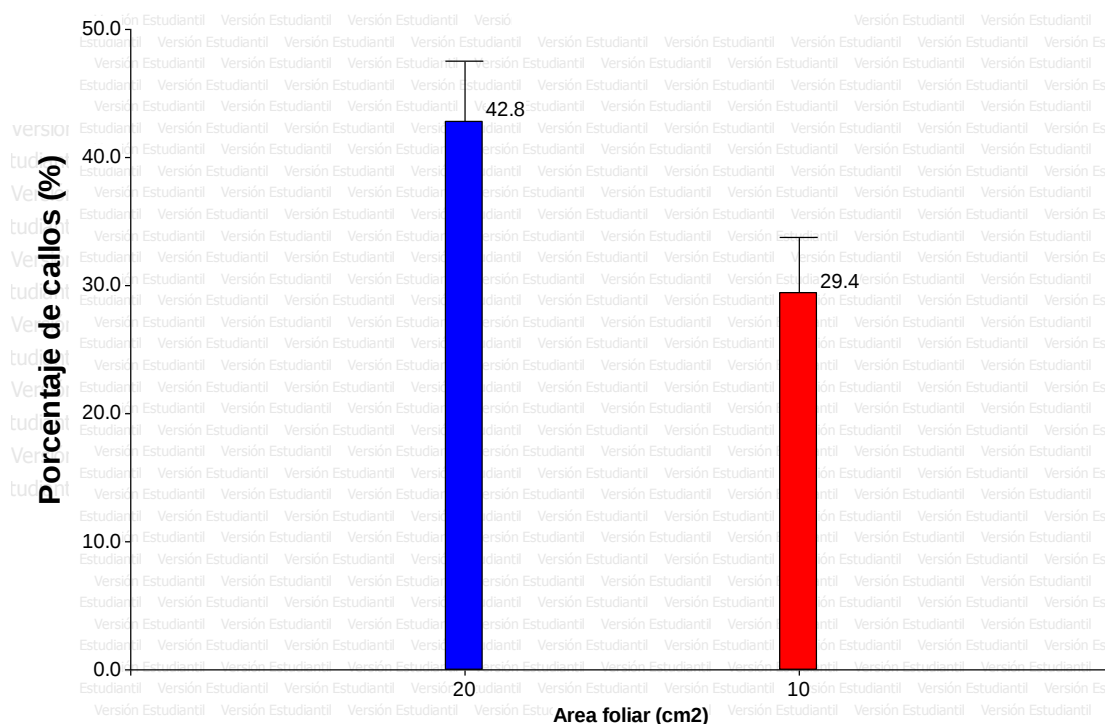


Figura 20. Efecto del área foliar, en el porcentaje de callos en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.

Al realizar la prueba de comparación de medias de Tukey ($p \leq 0.05$), para las áreas foliares, muestra que las estaquillas con área de 20 cm² alcanzó el mayor

porcentaje de callos (42.8 %), mientras que las estaquillas con área foliar de 10 cm² solo obtuvo 29.4 %, siendo superado por la primera en un 13 % (cuadro 111 y figura 20). Este rasgo también es importante para el proceso de enraizamiento en estaquillas de ishpingo, porque sería un precursor para la estimulación en la formación de raíces.

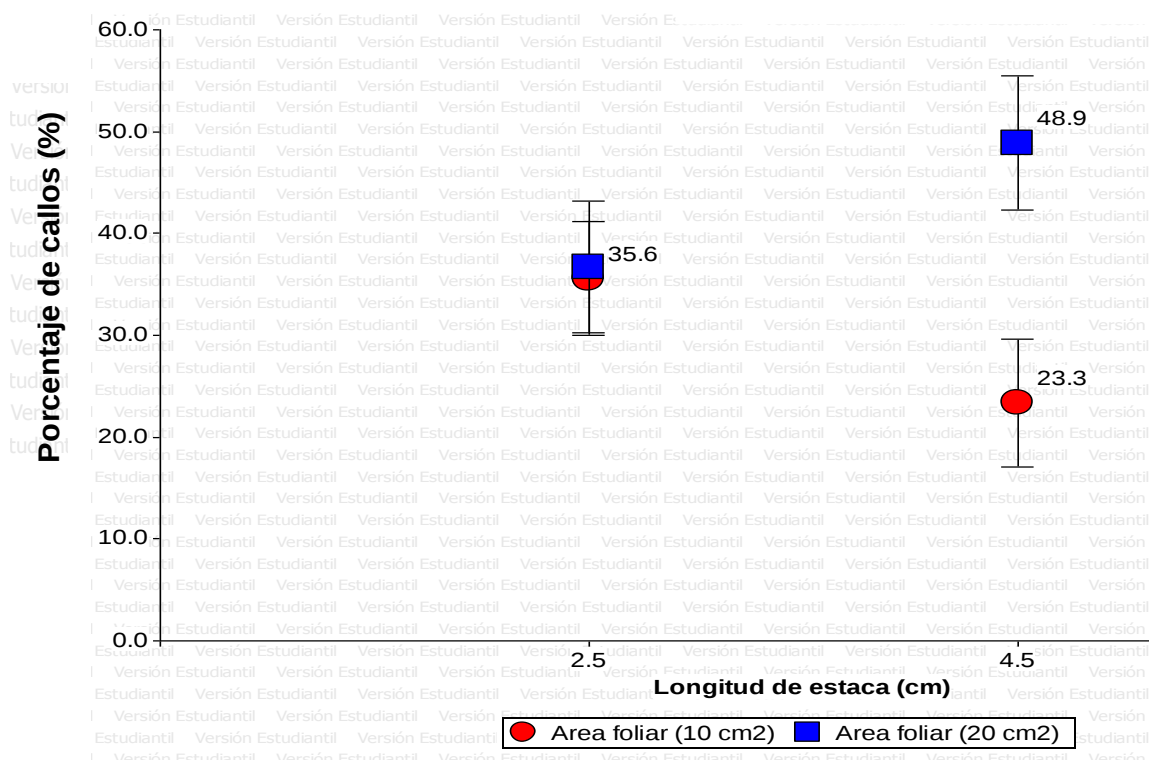


Figura 21. Efecto de la interacción longitud de estaquilla y área foliar en el porcentaje de callos en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.

La figura 21, muestra que en el porcentaje de callos existe diferencias significativa ($p \leq 0.05$), debido al efecto de la interacción longitud de estaquilla y área foliar, donde el mejor tratamiento resultaron las estaquillas de longitud 4.5 cm y un área foliar de 20 cm² logrando alcanzar hasta un 49% de callosidad. Sin embargo al utilizar estaquillas de 2.5 cm, con área foliar de 10 y 20 cm², se podrá alcanzar el mismo promedio de callosidad (35.6 %). Por lo tanto en el caso de ishpingo queda manifestado que el efecto de la interacción de la

longitud de estaquilla y área foliar produce un aumento en el porcentaje de callosidad.

4.5.2. Porcentaje de brotes (%).

El análisis de varianza manifestó que la variable porcentaje de brotes en las estaquillas de ishpingo, (cuadro 11) esta influenciado significativamente ($p \leq 0.05$), por la interacción entre el nivel de estaquilla y área foliar, es decir, que el efecto de ambos factores a su vez producen un aumento en el porcentaje de brotes.

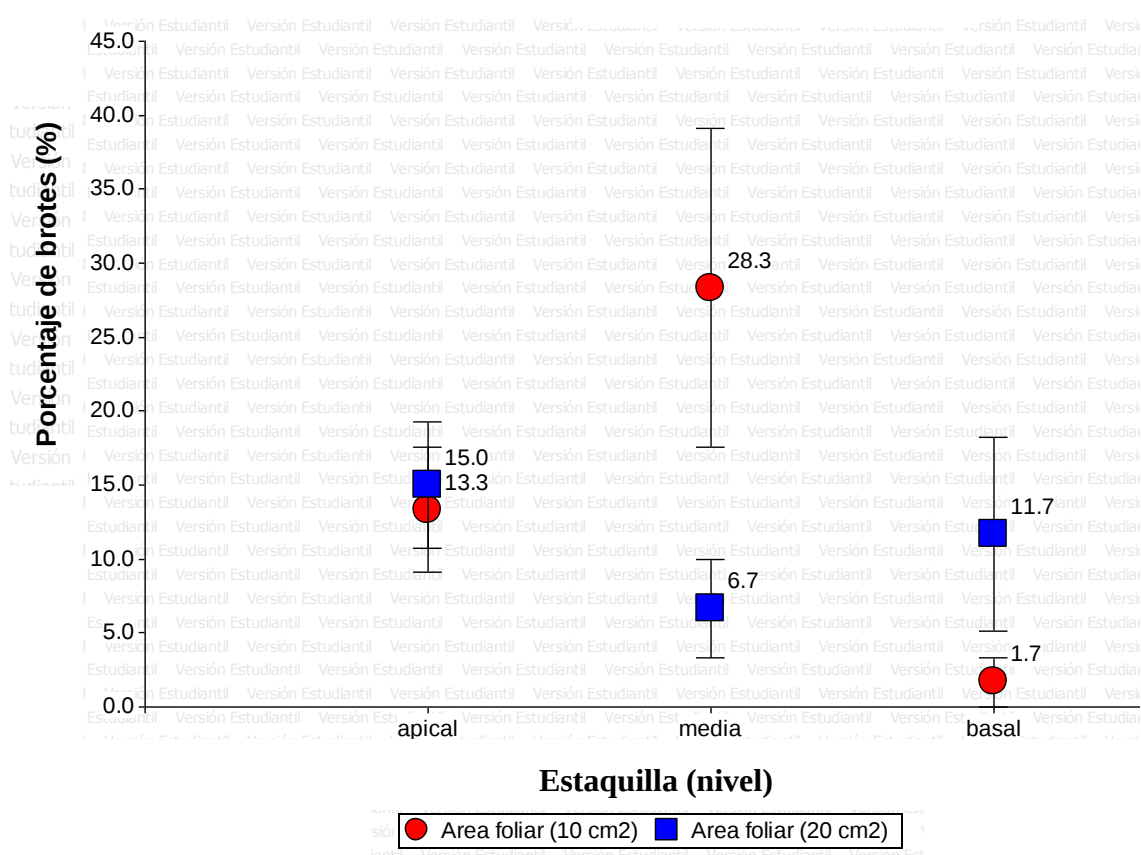


Figura 22. Efecto de la interacción nivel de estaquilla y área foliar en el porcentaje de brotes en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.

En la figura 22, se muestran gráficamente los valores medios en el porcentaje de brotes debido al área foliar (10 y 20 cm²) manteniendo fijos los niveles de

estaquillas (apical medio y basal), observando el incremento significativo en el porcentaje de brotes, específicamente en el tratamiento con estaquillas de ishpingo de la parte media y con área foliar de 10 cm² pudiendo alcanzar hasta un 28 % de brotación, mostrando una gran diferencia con las estaquillas de la parte basal con área de 10 cm² donde solo se logró un mínimo porcentaje de brotes (1.7 %).

Cabe señalar, que existe una diferencia notable entre el porcentaje de brotes significativo (28 %) alcanzado por el efecto de la interacción (nivel de estaquilla y área foliar) y el efecto principal por los factores nivel de estaquillas y longitud de estaquilla (13 y 19 % respectivamente) demostrando claramente, que las estaquillas de ishpingo de la parte media con área foliar de 10 cm² favorece en mayor grado la formación de brotes. Además, la formación de brotes nuevos en las estaquillas de ishpingo fue observada en los 49 días que duró el ensayo, Sólo en las primeras dos semanas del ensayo no se presentaron brotes, posiblemente debido al periodo de adaptación al nuevo ambiente de enraizamiento.

4.5.3. Porcentaje de sobrevivencia (%).

El análisis de varianza manifestó que la variable porcentaje de sobrevivencia en las estaquillas de ishpingo (cuadro 11), esta influenciado significativamente ($p \leq 0.05$), debido a la interacción longitud de estaquilla y área foliar, mostrando que la influencia de ambos factores favorecen a la sobrevivencia de las estaquillas de ishpingo.

Es importante tener en cuenta que no todos los efectos de las hojas son benéficos en las estacas, si se retiene la hoja en una estaca, la fotosíntesis puede continuar, pero el costo de fotosintetizar es transpirar reduciendo su contenido 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). Puesto que la pérdida de agua por transpiración puede causar problemas de desecación en las estacas, algunas veces a un grado tal que sobreviene la muerte de las mismas. En especies catalogadas “difíciles de enraizar” la obtención de este balance parece ser crítico en el éxito o el fracaso de la propagación (Leahey, 1985).

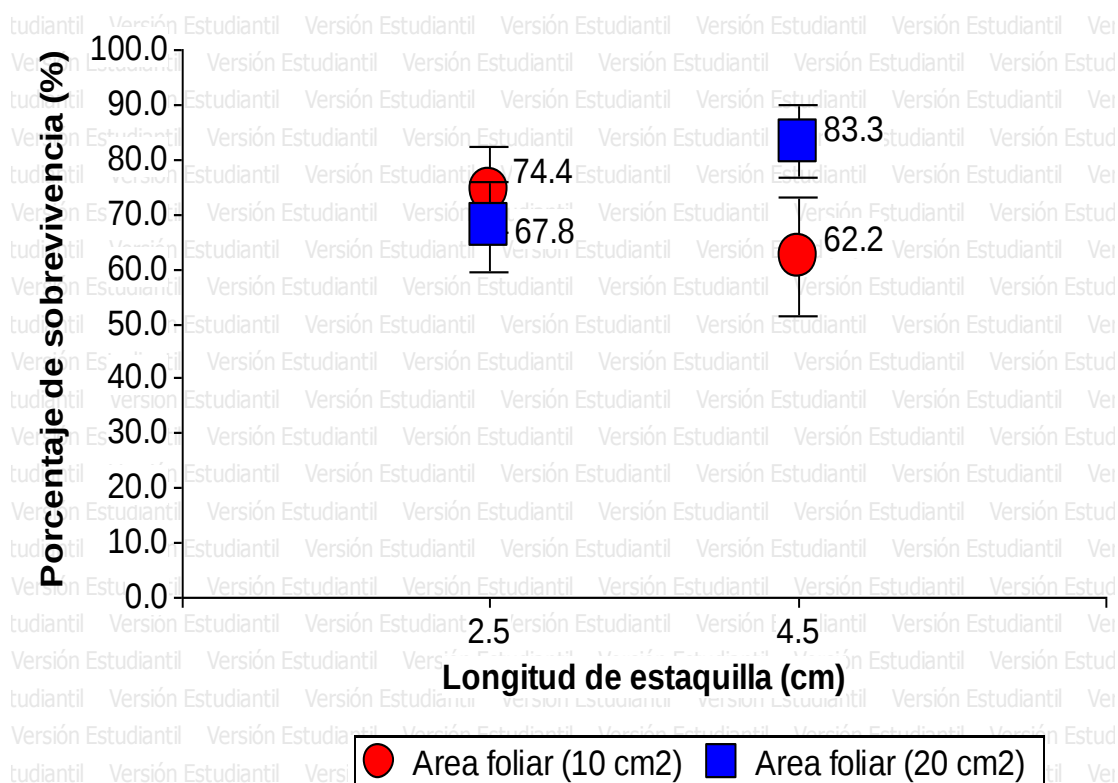


Figura 23. Efecto de la interacción longitud de estaca y área foliar en el porcentaje de sobrevivencia en estacas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.

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). Por esta razón en este segundo ensayo se utilizó áreas foliares mínimas (10 y 20 cm²), teniendo en cuenta el tamaño en longitud de las estacas de ishpingo (2.5 y 4.5 cm) para contrarrestar en lo mínimo la pérdida de agua por

transpiración producido en las hojas, tratando de evitar el estrés hídrico que podrían causar la posterior muerte de la estaquilla.

Además se observó que las estaquillas de ishpingo que sufrieron caídas de folíolos no lograron sobrevivir aunque algunas emitieron raíces. A este respecto Braudeau (1981), sustenta que en ciertas especies 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 emitir 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. Por lo tanto, quedaría demostrado que ambos tratamientos en los que se uso 2.5 cm de longitud de estaquilla de ishpingo y área foliar de 10 y 20 cm² ó 4.5 cm de longitud de estaquilla y área foliar de 20 cm² contribuyen en la sobrevivencia de las estaquillas permitiendo el equilibrio entre la pérdida de agua por transpiración y la fotosíntesis.

Cuadro 15. Prueba de rango múltiple de Tukey ($p \leq 0.05$), para el efecto principal del área foliar con respecto porcentaje de callos y número de callos, en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.

AREA FOLIAR	PROMEDIOS	
	CALLOS (%)	NÚMERO CALLOS (Nº)
20 cm ²	42.8 a	1.0 a
10 cm ²	29.4 b	0,5 b

Los tratamientos seguidos por las letras diferentes indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$).

4.5.4. Número de callos (Nº).

Asimismo el análisis de varianza muestra que la variable número de callos en las estaquillas de ishpingo, (cuadro 13) esta influenciado significativamente ($p \leq 0.05$), debido al factor área foliar en la estaquilla.

Al realizar la prueba de comparación de medias de Tukey ($p \leq 0.05$), para las áreas foliares, la diferencia es notable en estaquillas con área foliar de 20 cm² obteniendo el mayor número promedio de callos (1.0), mientras que las estaquillas con área foliar de 10 cm² solo lograron 0.5 unidades en promedio de callos por estaquillas (cuadro 15 y figura 24).

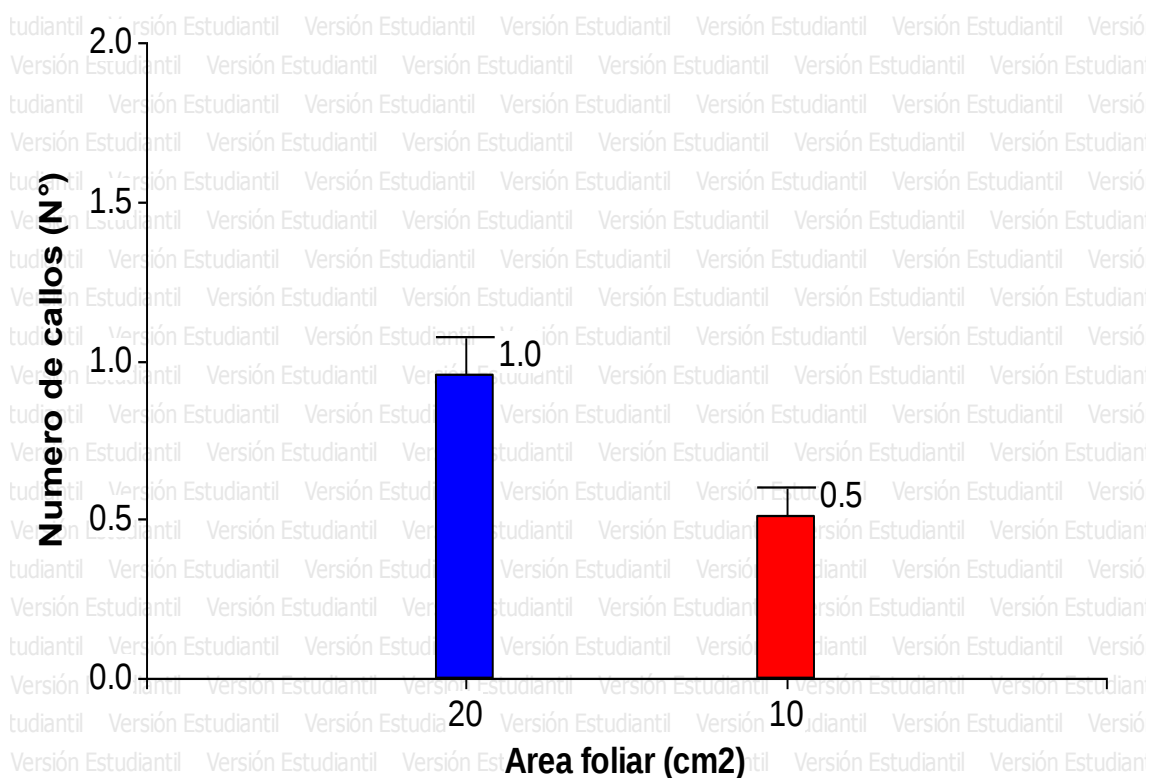


Figura 24. Efecto del área foliar en el porcentaje de callos, en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), evaluados a los 49 días en cámaras de sub-irrigación.

En este segundo ensayo se volvió establecer que aunque la formación de callos y de raíces en las estaquillas de ishpingo, son procesos anatómicos independientes, sin embargo parece ser un indicador fisiológico que anticipa el enraizamiento por que este grupo también llegaron a formar la mayor cantidad de raíces. Por lo tanto para obtener el mayor número de callos (1.0) en el caso de ishpingo las estaquillas deben ser de la posición apical o media con área foliar de 20 cm².

CAPITULO V.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 CONCLUSIONES

- Se estableció que el utilizar arena gruesa y la dosis de 8000 ppm de AIB, favorecerá el mayor porcentaje de enraizamiento en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*) logrando hasta un 90 % de enraizamiento.
- Se estableció que con 8000 ppm de AIB se logra los máximos valores de porcentaje de sobrevivencia (95.6 %), número de raíces (2.2) y longitud promedio de raíces (32.7mm) en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), frente al resto de dosis experimentadas
- Se determinó que con sustrato de arena gruesa se logra alcanzar el mayor número de raíces (1.8) y mayor longitud promedio de raíces (37.6 mm) en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), superando a los sustratos arena fina y grava fina.
- Se comprobó que los niveles apical y media son los más convenientes para alcanzar los máximos valores en todas las variables evaluadas en el enraizamiento de estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*).
- Se estableció que 4.5 cm es la longitud de estaquilla más adecuada para obtener el mayor porcentaje en brotes (19.4 %) y la mayor longitud de brotes (5 mm) en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*).
- Se determinó que el área foliar de 20 cm² es la más adecuada para obtener el mayor porcentaje de brotes (42.8 %) y el mayor número promedio de callos (1.0) en estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*).

5.2. RECOMENDACIONES

- Para obtener un enraizamiento exitoso de estaquillas de ishpingo (*A. cearensis*), se recomienda utilizar como sustrato arena de granulometría gruesa y dosis de 8000 ppm de ácido indol-3-butírico (AIB).
- Si se desea incrementar el porcentaje de enraizamiento, callos y sobrevivencia se sugiere utilizar los mejores tratamientos en el segundo ensayo, es decir, estaquillas de ishpingo (*A. cearencis*) de la parte apical y media, con 20 cm² de área foliar y longitud de 4.5 cm.

CAPITULO VI.

BIBLIOGRAFIA

- Araujo, V. 2010. Muestra botanica de *Amburana cearensis*, identificada en laboratorio de Dendrologia Tropical. Facultad de Ciencias Forestales y Ambientales. Universidad Nacional de Ucayali, Perú.
- Arostegui, A. 1990. Características tecnológicas y usos de la madera de 145 especies del país. Vol. I. Lima - Perú 472 p.
- Acosta, S 1959. Propagación vegetativa de leñosas y forestales. Editorial LA HACIENDA. Barcelona España. 36p.
- Badilla, Y y Murillo, O. 2005. Enraizamiento de estacas de especies forestales. Revista forestal KURÚ. Vol. 2; N° 6. Instituto Tecnológico de Costa Rica, Costa Rica.
- Baggio, A. 1982. Establecimiento, manejo y utilización del sistema agroforestal cercos vivos de *Gliricidia sepium* en Costa Rica. Tesis Mag. Sc. Turrialba.C.R. UCR/CATIE. 91p.
- 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.
- Blythe, G. 1985. Cutting propagation of *Sequoia sempervirens* cultivars. Combined Proceedings International Plant Propagators Society. 34: 204 – 211.
- 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 72-82 p.

- Braco, L y Zarucchi, J. L. 1993. Catalogo de Angiospermas y Gimnospermas del Perú. 448p.
- Broudeau, J. 1981. El Cacao. Técnicas Agrícolas y Producciones Tropicales. Blume Distribuidora S. A. Casas Grandes N° 69. México – D. F. 296 p.
- Brousse, G Loussert, 1980. el olivo. Ed. Mundi – Prensa. España. 533 p.
- 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.V (1977). La propagación vegetativa en el genero Pinus. Ciencia forestal (Méx.) 2 (7): 3 – 29 p.
- Cuculiza, P. I. (1956) Propagación de plantas. Editorial talleres gráficos VILLANUEVA. Lima – Perú. 280 p.
- Dias M, E.R.A. 1991. Técnicas de enraizado de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. y *Gmelina arborea* Linn. Tesis Mag. Sc. Turrialba; Costa Rica. CATIE. 93 p.
- Díaz E.R.A, Salazar R, Mesén F. 1991. Enraizamiento de estacas juveniles de *Gmelina arborea* Linn. Silvoenergía, 49.1- 4 p.
- Easley, D. F. 1989. Tendencia en el potencial de enraizamiento de *Eucalyptus grandis*. Cartón de Colombia. Informe de Investigación nº 126. 5 p.

- Egoavil, A 1989. Producción de plantas a raíz desnuda y en envase con dos tipos de siembra en tres sustratos. Tesis para optar el título de ing. Forestal. Huancayo - Perú.
- Erstad, L; Gislerod, R. 1994. Water uptake of cuttings and stem pieces as affected by different anaerobic conditions in the rooting medium. *Scientia Horticulturae* (Holanda) 58: 151-160.
- Encarnación. F (1983). Nomenclatura de las especies forestales comunes en el Perú. Proyecto PNUD/FAO/PER/81/002. Documento de trabajo N° 07. Lima – Perú. 149 p.
- 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.
- Felipe, A. 1999. Revista Fruticola Copefrut. Volumen 20, N° 2. Zaragoza. España.
- Festa, F.P. y Gambi, G. 1978. Seasonal variations in the natural and induced rooting potential of *Sequoia sempervirens* cuttings. Itali. *Annali dell' Instituto Sperimentale per la Selvicoltura*. 9: 71-90.
- Flores A. R. 1986. Efectos de topofisis 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
- French, C., Linn, W. 1984. Seasonal variation in the effects of CO₂ mist and suplementary lighting from high-pressure sodium lamps on rooting of English holly cuttings. *Horticultural Science*, 19:519-521.
- Gay, A.P.; Loach, K. 1977. Leaf conductance changes on leafy cuttings of *Cornus* and *Rhodendron* during propagation. *Journal of Horticultural Science*, 52:509-516.

- Gispert, 1984. Frutales y bosque. Biblioteca Práctica Agrícola y Ganadera. Tomo 3. Ediciones OCEANO. Barcelona – España. 204 p.
- Grange, R.I., Loach, K. 1985. The effect of light on the rooting of leafy cuttings. *Scientia Horticulturae*. 27:105-111.
- 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.
- Haissig, B.E. 1974 a. Influences of auxin and auxin synergists on adventitious root primordium initiation and development. *New Zealand of Forestry Science*, 4(2):311-323.
- Haissig, B.E. 1986. Metabolic processes in adventitious rooting of cuttings. In: Jackson, MB. New root formation in cuttings. Dodrech. NE. Martinus Nijhoff, p. 141 – 189.
- Hansen, J., Stromquist, L.H., Ericsson, A. 1978. Influence of the irradiance on carbohydrate content and rooting of cuttings of pine seedlings (*Pinus sylvestris* L.). *Plant Physiology*. 61:975-979.
- Hartmann, H. Kester, D. 1968. Plant propagation, principles and practices. 2 ed. Eglewood cliffs, N.J. EE.UU, practice Hall. 702 p.
- 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. México. Compañía Editorial Continental S. A. 760 p.
- Hartmann, H. Kester, D. 1992. Plant propagation. Principles and practices. Filth.
- Hartmann, H. y Kester, D. 1996. Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial continental S.A. México. 814 p.
- Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana (IIAP). 2003. Propuesta de zonificación ecológica y económica de la cuenca del río Aguaytía. Pucallpa, Perú. 125p.
- Instituto Nacional de Investigación Agraria (INIA), 1998. Estudio de propagación vegetativa tres especies. Programa Nacional de Investigación de agroforestería y cultivos tropicales. Experimento cod 98. 52. 05.
- Juárez, E y Rodríguez, R. 2005. Mecánica 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.
- Kramer, P. y Koslowski, T. 1979. Physiology of woody plants. New York. USA. Academic Press. 811 p.
- Leakey, R; Mohammed, R 1985. The effects of stem length on root initiation in sequential single-node cuttings of *Triplochiton scleroxylon* K. Schum. Journal of Horticultural Science. 60(3): 431-437
- Leakey, R.B. 1983. Stockplant factors affecting root initiation in cuttings of *Triplochiton scleroxylon* K. Schum., and indigenous hardwood of West Africa. Journal of Horticultural science, 58(2):277-290.

- Leahey, R.R.B; Mohammed, R.S. 1985. The effects of stem length on root initiation in sequential single-node cuttings of *Triplochiton scleroxylon* K. Schum. Journal of Horticultural Science 60(3): 431-437 p.
- Leahey R. B. 1990. Low tecnology techniques for the vegetative propagation of tropical trees. Common – wealth Forestry Review (G.B.) 69 (3): 247 – 257.
- Leahey, R. 1990. Propagación vegetativa de especies forestales. In Manual sobre Mejoramiento genético. CATIE, Turrialba. Costa Rica. p 113 -120
- Leahey, 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.
- Loach, K. 1977. Leaf water potential and the rooting of cuttings under mist and polythelene. *Physiologia Plantarum* (Dinamarca) 40:191 -197.
- Loach, K. 1988. Water relations and adventitious rooting. In Adevntitious root formation in cuttings. Ed. By T.D. Davis; B.E. Haissig; N.B. Sankhla. Portland, Or. EE.UU., Disocorides Press.102-116 p.
- Macdonald, B. 1986. Practical woody plant propagation for nursery growers. London. Ed. Batsford. 669 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.
- Meryl, N. 1987.Mejoramiento de Plantas en ambientes poco favorables. Editorial Noriega, México. 535 p.

- Mesén, F (1993). Vegetative Propagation of Central American Hardwoods. Unpublished Ph. D. Thesis, University of Edimburgh, Institute of terrestrial Ecology. Edimburgh, scotland. 231 pp.
- Mesen F, Newton AC, Leakey RRB. 1997. The effects of propagation environment and foliar areas on the rooting physiology of *Cordia alliodora* (Ruiz & Pavon) Oken cuttings. *Trees*. 11:401-411.
- Mesén, F (1998). Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. Serie Técnica. Manual Técnico No. 30. Turrialba, CR. CATIE. Proyecto de Semillas forestales-PROSEFOR. 36 p.
- Mesén, F y Trejos, E. 1997. Propagación vegetativa de San Juan (*Vochysia guatemalensis*). Mediante enraizamiento de estacas juveniles. *Revista Forestal Centroamericana* 21: 19-24 p.
- Mesen F, Leakey R, Newton A. 2001. The influence of stockplant environment on morphology, physiology and rooting of leafy stem cuttings of *Albizia guachapele*. *New Forests*. 22:213-227.
- Mesen, F. 2008. Curso: "Bases Técnicas Para la Propagación Vegetativa de Árboles Tropicales Mediante Enraizamiento de Estaquillas". Pucallpa - Perú.
- Nuñez, Y. 1997. Propagación vegetativa del Cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); pilon (*Hyeromina alchorneoides*, Allemo) y surá (*Terminalia oblonga*, Ruiz & Pavon) mediante el enraizamiento de estacas juveniles Tesis Mg. Sc. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 172 p.
- Parry, M.S 1976. Método de plantación de bosques en África tropical. FAO. Cuaderno de fomento forestal, Nº 8. 334 p.

- Pérez, F Y Dreyfus R. (1996). Propagación de Plantas Medicinales. Informe 1993 – 1997. Universidad Nacional de Ucayali. Facultad de Ciencias Agropecuarias. 17-2
- 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.
- Perez f, Y Dreyfus R (1998). Propagación de Plantas Medicinales. Informe 1993 – 1997. Universidad Nacional de Ucayali. Facultad de Ciencias Agropecuarias. 17-22 pg.
- 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.
- 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.
- Proyecto de capacitación, extensión y divulgación forestal 1989. Manual de identificación de especies forestales. Primera edición. Pucallpa – Perú. 75 p.
- Quijada R.M 1980. Métodos de propagación vegetativa. En mejora genética de árboles forestales. FAO. DANIDA. Roma.341 pg.

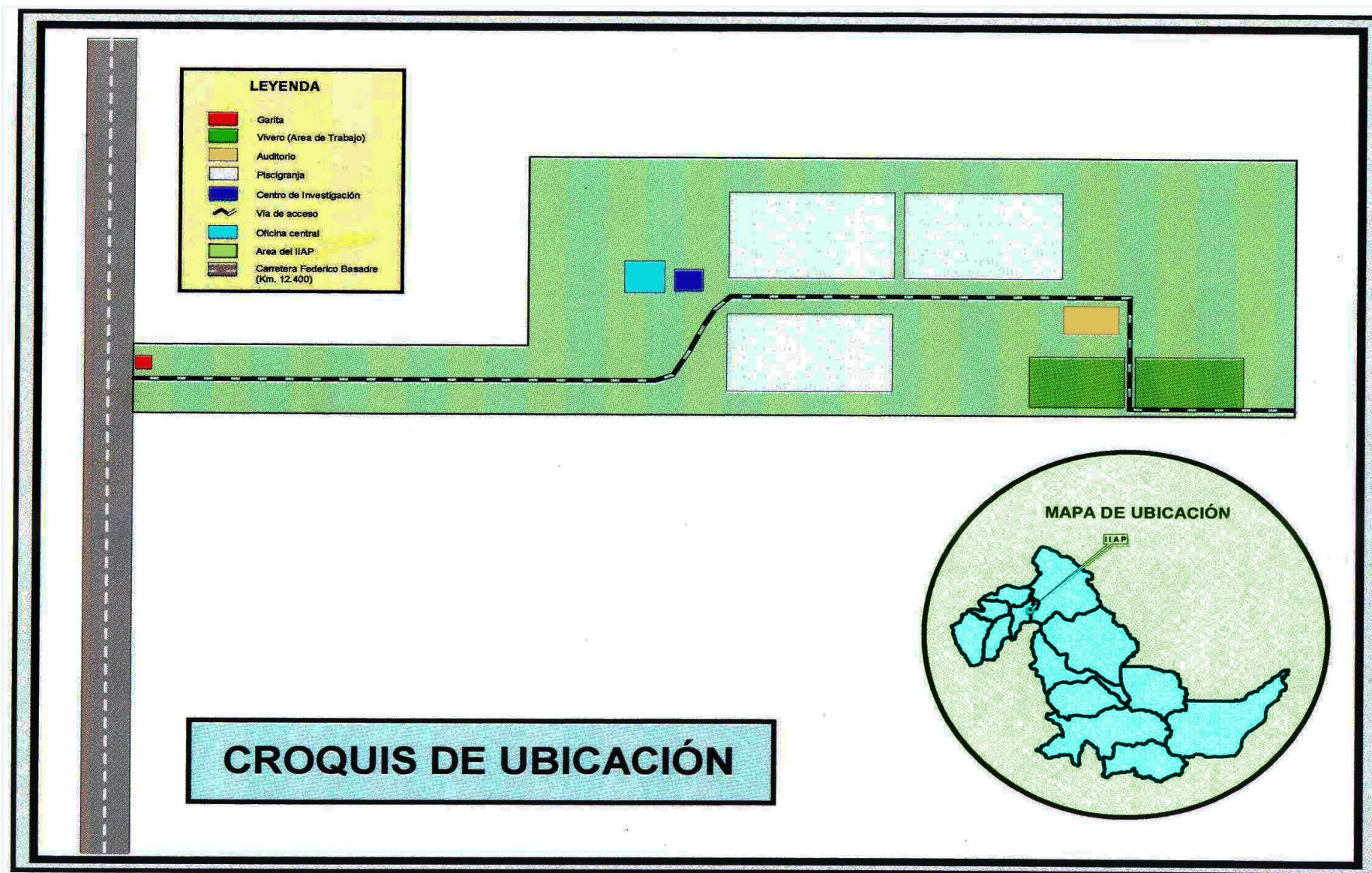
- Ramos A. 2004. Propagación vegetativa de *Sequoia sempervirens* (D. Don) Ende, a través de estacas. Memoria para optar al Título Profesional de Ingeniero Forestal. Facultad de ciencias forestales escuela de ciencias forestales. Universidad de Chile. 25- 40 p.
- Ruiz, G., Vargas, J., Cetina, V., Villegas, A. 2005. Efecto del ácido indolbutírico (AIB) y tipo de estaca en el enraizado de *Gmelina Arborea* Roxb. Revista Fitotecnica Mexicana. 28(4):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.
- Salazar, R Y Mesen, F (1991) enraizamiento de estacas juveniles de *Gmelina arborea* Linn. Silvoenergía N° .49. 4p
- Salazar, R Y Mesen, F (1991) enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata*. L. Silvoenergía N° .51. 4p
- Santisteban, C.S 1986. Influencia de dos hormonas en el enraizamiento de estacas de aliso (*Alnus jorullensis*), en Cajamarca. Tesis para optar el título de ing. Agrónomo. Cajamarca – Perú. 982 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.

- Shiembo, P; Newton, A; Leakey, B. 1996. Vegetative propagation of *Ricinodendron heudeloti*, a West African Fruit tree. J. Trop. For. Sci. In press.
- Strasburguer, E. 1994. Tratado de botánica. Omega, Barcelona. 1.068 p.
- Tarnowski. C 2003. Propagación por estacas de roble del país (*Amburana cearensis*). Estación experimental de cultivos tropicales Yuto (INTA). Centro Regional Salta-Jujuy. 22-24 p.
- Thimann, K.V. s.f. The auxins. In: Wilkins, M.B. ed. The physiology of plant growth and development. London, Mcgraw-Hill. Pp 3-37.
- Trucios Y Quintana 1987. Estudio conjunto sobre investigación y experimentación de bosques en la amazonia de Perú. Proyecto info. – JICA. Seminario taller 3 – 21/08/1987. Lima – Perú. P 2/6 – 2/3.
- Trucios, R. T. 1988. Calendario fonológico para 55 especies forestales del bosque nacional A. Von Humboldt. Pucallpa – Peru. Centro forestal (CENFOR) XII - Pucallpa. Serie: nota técnica N° 2. 26 p.
- 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.
- UNU, 2009. Universidad Nacional de Ucayali. Estación meteorológica. Datos climáticos de ocho años en la zona de Pucallpa, Perú.
- Wells, J. 1979. Silvicultura chilena actual. Chile. Ed. Huckle. 75 p.
- Weaver, R. J. 1976. Reguladores del crecimiento de las Plantas en la agricultura. Editorial Trillas. México. 622 p.

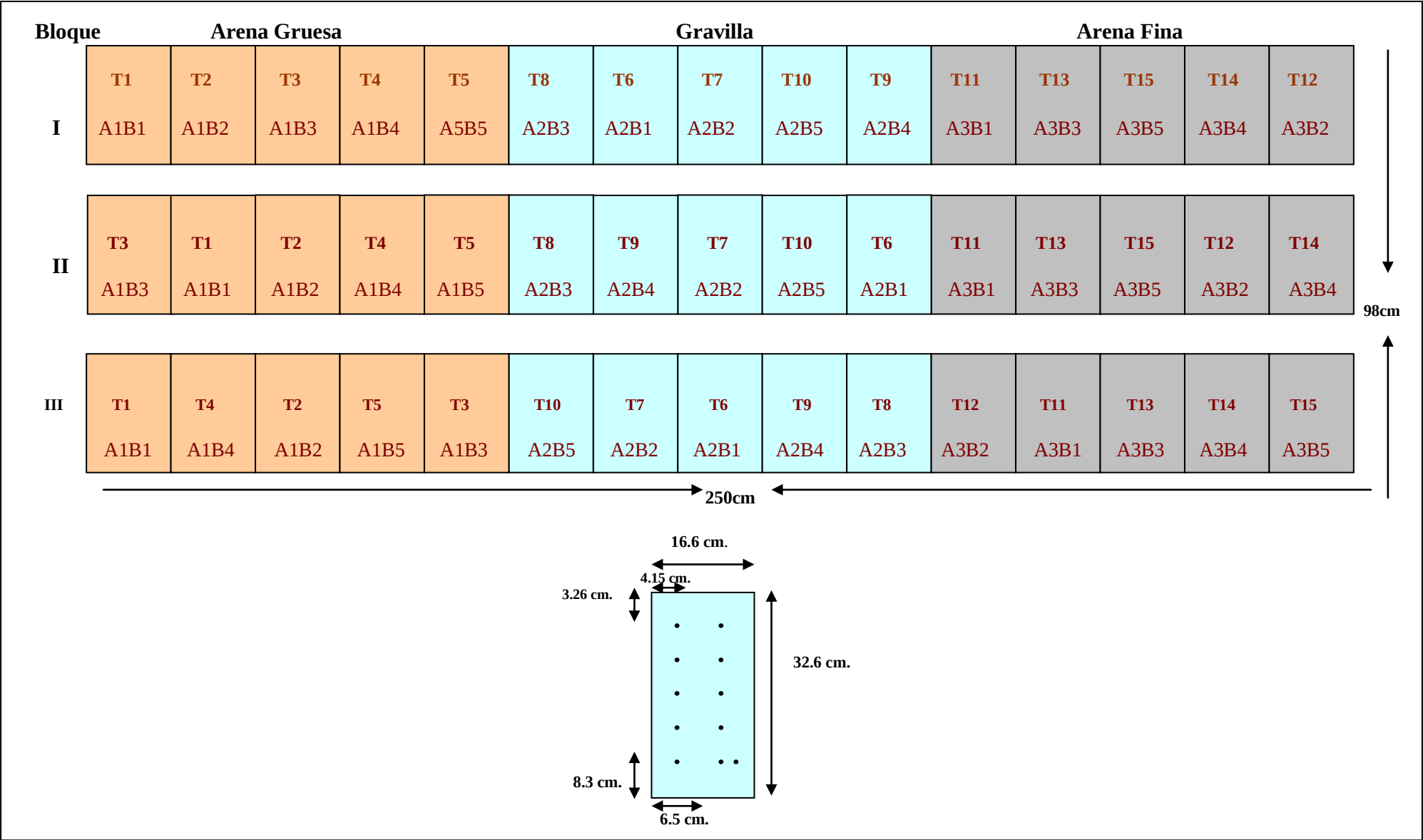
- Yorleny B. Y Olman M. (2005). Soluciones tecnológicas en el establecimiento de jardines clónales. Kuru: revista forestal. San José – Costa Rica. 2-4 p.
- Vastey, J. 1982 Estudio sobre propagación de especies forestales. Tesis de magíster Agricultura en Turrialba. Costa rica. 67 pg.
- Vekhov, N. K. 1941. Vegetative propagation of trees and shrubs by means of summer cuttings. Bull. Appl. Bot. And Plant Breeding. Suppl. 61: 1 – 247.
- Vieitez, A.M.A, Ballester, M.I, García y E. Vieitez. 1980. Start depletion and anatomical changes during the rooting of *Castanea sativa* Mill. Cuttings Scientia Horticulturae. 13(2):261-266.
- Veierskov, B 1988. Relations between carbohydrates and adventitious root formation. Vol 2. Portland, Oregon. Disserdation. 70-78 p
- 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.
- Zasoni – Mendiburu, C.A. 1975. Enraizamiento de estacas de 8 especies forestales utilizando estimuladores para germinación de raíces. Editorial Turrialba, Universidad de Costa Rica.

ANEXOS

Anexo 1. Croquis de ubicación del área de estudio (IIAP – UCAYALI)



Anexo 2. Croquis del diseño de la distribución de los tratamientos en el primer ensayo



Anexo 3. Registro meteorológico en la cámara de sub-irrigación en los primeros doce días (primer ensayo).

FECHA DE INSTALACION: 31/08/2008

LUGAR: VIVERO IIAP

TESISTA: MARCOS FLORES PAIMA

FECHA	HORA	INTERNA						Luminosidad LUM (lux)	Temperatura de Sustratos (°C)		
		Temperaturas (°C)			Humedad (%)				Arena Gruesa	Grava Fina	Arena Fina
		Tiº Media	Tiº Maxima	Tiº Minima	Hiº Media	Hiº Maxima	Hiº Minima				
01/09/2008	08:30 a.m.	27,4	29,5	27,4	67	77	20	1624	26	27	27
01/09/2008	12:30 p.m.	32,6	39,9	20	59	92	43	1322	29	30	30
01/09/2008	03:30 p.m.	32,7	39,9	20	46	77	20	2010	30	30,5	30,5
02/09/2008	08:30 a.m.	26,1	39,9	20	74	77	20	879	26	27	27
02/09/2008	12:30 p.m.	32,5	39,9	26,6	54	73	54	1254	30	30	30
02/09/2008	03:30 p.m.	31,6	39,7	26,6	49	73	48	1147	30	30	30
03/09/2008	08:30 a.m.	26,5	39,9	20	76	77	48	7251	27	27	27
03/09/2008	12:30 p.m.	32,2	39,9	20	55	75	55	1652	30	31	31
03/09/2008	03:30 p.m.	33,1	39,9	20	50	75	49	1437	31	31	31
04/09/2008	08:30 a.m.	27,8	27,8	27,6	71	71	71	1722	29	29	29
04/09/2008	12:30 p.m.	32,4	39,8	27,6	54	72	53	4164	30	30	30
04/09/2008	03:30 p.m.	39,9	39,9	30,1	77	78	53	5121	29	29	29
05/09/2008	08:30 a.m.	24,8	24,8	24,8	79	83	79	984	26	26,5	26,5
05/09/2008	12:30 p.m.	28,3	28,3	24,7	80	87	79	4287	28	29	29
05/09/2008	03:30 p.m.	29,4	39,9	20	71	87	59	1286	29	30	30
06/09/2008	08:30 a.m.	25,6	39,9	20	77	87	59	1349	27	27	27
06/09/2008	12:30 p.m.	27,6	20,6	25,4	80	82	69	795	28	28	28
08/09/2008	08:30 a.m.	22,3	22,3	22,2	84	84	83	1260	25	25	25
08/09/2008	12:30 p.m.	26,1	26,1	22,2	69	85	68	4796	25	25	26
08/09/2008	03:30 p.m.	25,5	26,5	22,2	75	85	66	3514	26	26	26
09/09/2008	08:30 a.m.	24,7	26,5	22,2	83	85	65	8462	25	25	25
09/09/2008	12:30 p.m.	30,4	39,9	24,9	63	83	61	1574	28	27	27
09/09/2008	03:30 p.m.	31,1	39,9	24,9	57	83	57	964	29	29	29
10/09/2008	08:30 a.m.	25,7	39,9	20	85	86	55	145,8	26	26	26
10/09/2008	12:30 p.m.	29,6	29,6	25,7	76	85	76	48,8	29	29	28
10/09/2008	03:30 p.m.	28,4	39,9	20	75	85	63	692	29	29	28,5
11/09/2008	08:30 a.m.	25,8	25,8	25,2	82	83	82	1669	27	27	26
11/09/2008	12:30 p.m.	31,7	39,9	25,2	58	83	58	8580	29	29	28
11/09/2008	03:30 p.m.	31,9	39,9	25,2	55	83	51	899	31	31	30
12/09/2008	08:30 a.m.	26,3	39,9	20	76	83	51	1598	27	27	26
12/09/2008	12:30 p.m.	32,1	39,9	26,5	56	76	56	5150	31	30	39
12/09/2008	03:30 p.m.	32,1	39,9	32,1	49	76	46	9130	31	31	30

Anexo 4. Formato de evaluación final del primer ensayo

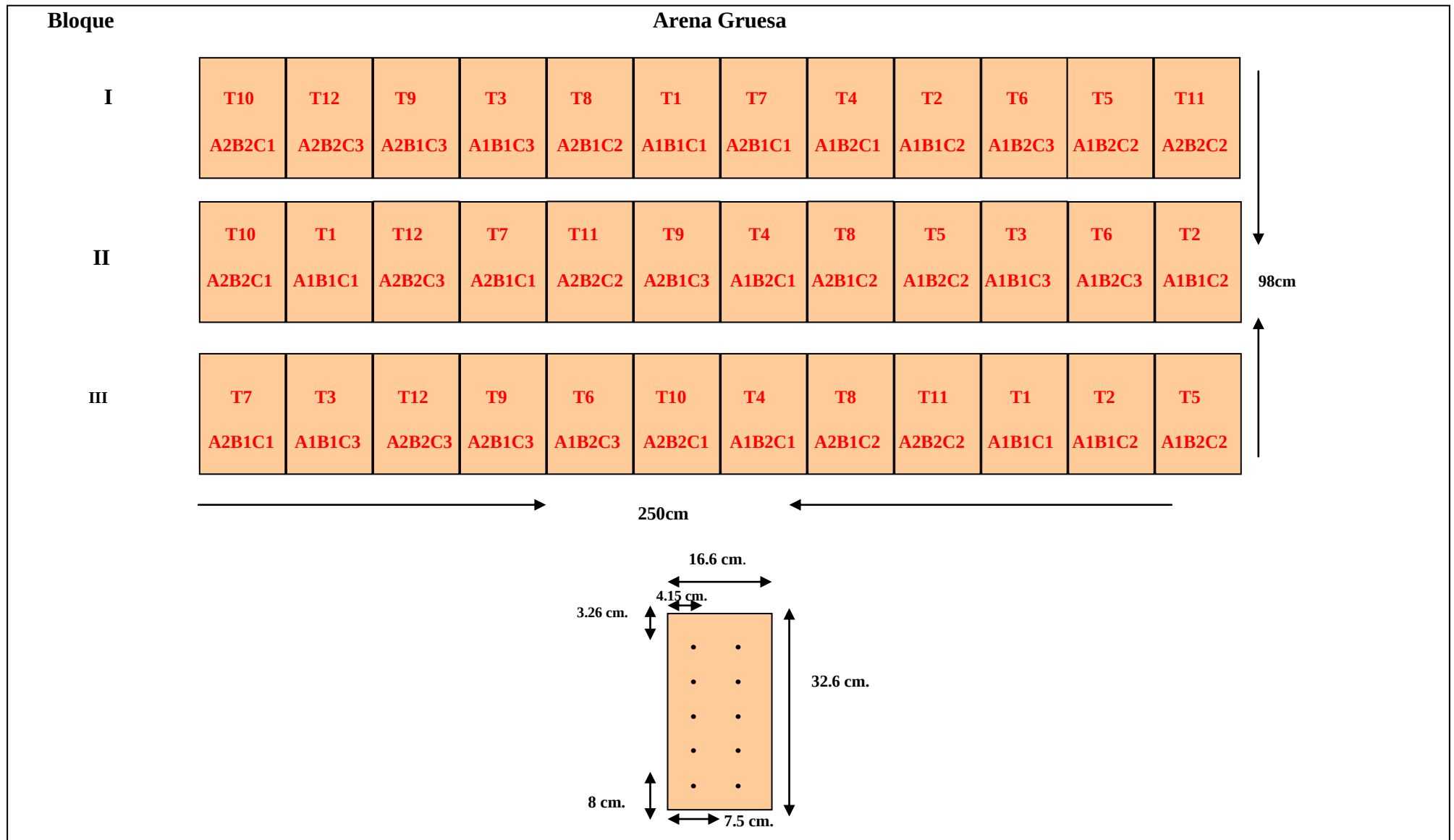
FECHA DE INSTALACION: 31/08/2008

LUGAR: VIVERO IIAP

TESISTA: MARCOS FLORES PAIMA

CODIGO	Tratamiento	N° ESTAQ UILLA	Ø	RAICES (1)		CALLOS (2)		BRO TES (3)			vigor (4)	Observaciones
			mm	N°	long (mm)	N°	diam (mm)	N°	long (mm)	N° hojas		

ANEXO 5. Croquis del diseño en la distribución de los tratamientos en el segundo ensayo



ANEXO 6. FORMATO DE EVALUACION FINAL DEL SEGUNDO ENSAYO

FECHA DE INSTALACION: 31/08/2008

LUGAR: VIVERO IAP

TESISTA: MARCOS FLORES PAIMA

CODIGO	Tratamiento	Estaca	Raices (1)		Callos (2)		Brotes aereos (3)			vigor (4)
			Nº	long (mm)	Nº	diam (mm)	Nº	long (mm)	Nº hojas	
I - T1	A1B1 (arena Gruesa-0 ppm de AIB)	1			2	1,75	0			2
		2					1	22,63		1
		3	1	51,59	1	1,09				2
		4	1	58,87						2
		5	1	85,77	1	1,53				2
		6	0							3
		7	1	39,7						2
		8	3	43,83						1
		9	3	64,65			1	40,42	3	1
		10			2	2,09				2
I - T2	A1B2 (arena Gruesa-1000ppm de AIB)	1	1	62,65						2
		2	1	73,79						2
		3	1	12,28						3
		4			2	1,57				3
		5					1	22,86	1	3
		6	2	46,68						2
		7	1	11,87	1	1,9				2
		8	2	69,83						2
		9			1	2,44				3
		10	1	69,94						3
I - T3	A1B3 (arena Gruesa-2000 ppm de AIB)	1	3	29,69						1
		2	3	90,19			1	11,83	2	1
		3	5	48,73						1
		4	3	89,12						1
		5			3	1,31				2
		6	6	47,32	3	1,63				1
		7	1	80,1			1	10,69	3	1
		8	4	48,74						3
		9	1	90,27	1	1,85				3
		10	2	64,98						2
I - T4	A1B4 (arena Gruesa-4000ppm de AIB)	1	2	22,32						3
		2	2	62,25			1	22,73		1
		3	0	0	0	0	0	0	0	0
		4	0	0	0	0	0	0	0	0
		5	2	59,04						2
		6	5	52,54						1
		7	0	0	0	0	0	0	0	0
		8	0	0	0	0	0	0	0	0
		9	4	52,74						1
		10	0	0	0	0	0	0	0	0

ANEXO 7. Procedimiento metodológico de la instalación del primer ensayo.



Foto 1. Cosecha del material vegetativo Foto 2. Preparación de las estaquillas



Foto 3. Desinfección en cupravit

Foto 4. Aplicación de AIB



Foto 5. Evaporación de alcohol

Foto 6. Cámara instalada

ANEXO 8. Estaquillas enraizadas de ishpingo en el primer ensayo.

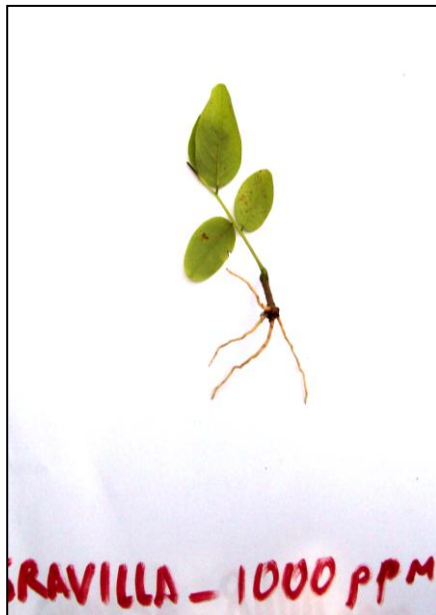


Foto 7. Estaquilla enraizada en gravilla, 1000 ppm



Foto 8. Estaquilla enraizada en arena gruesa, 2000 ppm



Foto 9. Estaquilla enraizada en A. gruesa, 4000 ppm

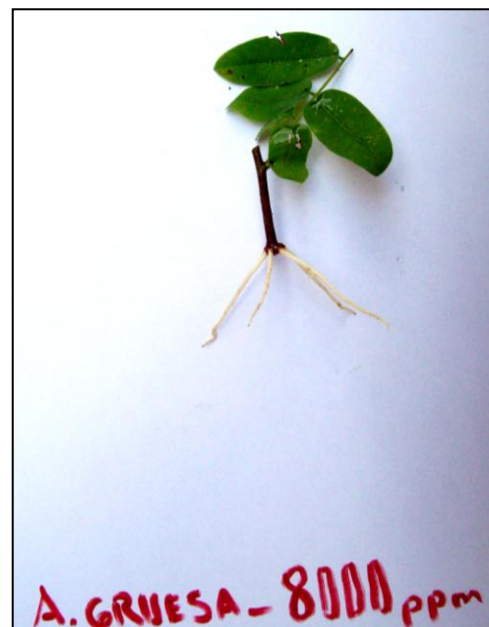


Foto 10. Estaquilla enraizada en A. gruesa, 8000 ppm

ANEXO 9. Procedimiento metodológico de instalación del segundo ensayo.



Foto 11. Huerto yemero de ishpingo

Foto 12. Preparación de estaquillas



Foto 13. Recipientes codificados

Foto 14. Desinfección en cupravit.



Foto 15. Selección de estaquillas, según vigor

Foto 16. Aplicación de AIB



Foto 17. Evaporación del alcohol

Foto 18. Instalación en la cámara

ANEXO 10. Estaquillas enraizadas de Ishpingo en el segundo ensayo.



Foto 19. Estaquilla enraizada del nivel apical



Foto 20. Estaquilla enraizada del nivel medio



Foto 21. Estaquilla enraizada del nivel basal