

# UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI



FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES Y AMBIENTALES

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERIA FORESTAL

---

INFLUENCIA DEL MORFOTIPO, FITOHORMONA Y SUSTRATO EN LA  
PROPAGACION DE ESTACAS JUVENILES DE *Cedrela odorata* L. (CEDRO  
COLORADO), EN PUCALLPA, PERÚ

---

TESIS PARA OPTAR EL GRADO  
DE INGENIERO FORESTAL

**AUTOR:**

Carlos Jobino Francis Murrieta Laulate

PUCALLPA – PERU

2010

## DEDICATORIA

*A Dios todo poderoso por la vida y la oportunidad de ser feliz en compañía de los míos.*

*A mi querido padre Carlos J. Murrieta Arévalo por su amor inmensurable.*

*A mi hermana por su apoyo incondicional*

*A las personas que de alguna u otra manera aportan en mi crecimiento personal y profesional.*

## INDICE GENERAL

	<i>Página</i>
DEDICATORIA.....	ii
INDICE GENERAL.....	iii
LISTA DE ANEXOS .....	vii
LISTA DE CUADROS .....	vii
LISTA DE FIGURAS .....	viii
RESUMEN .....	xi
INTRODUCCIÓN .....	1
CAPITULO I .....	4
Planteamiento del problema.....	4
1.1. Formulación del problema.....	4
CAPITULO II .....	6
Marco teórico .....	6
2.1 Con respecto a la especie en estudio .....	6
2.2 Con respecto a los factores de enraizamiento .....	11
2.2.1 Reguladores de crecimiento.....	11
2.2.2 Tamaño y diámetro de las estacas .....	12
2.2.3 Área foliar .....	13
2.2.4 Tipo de estaca .....	13
2.2.5 Medio de enraizamiento.....	14
2.2.6 Humedad .....	15
2.2.7 Temperatura .....	15
2.2.8 Irradiación .....	16
2.3 Descripción botánica de la especie.....	17
2.3.1 Clasificación taxonómica .....	17
2.3.2 Características generales de la especie .....	17
2.4 Propagación vegetativa.....	18
2.4.1 Propagación por estacas.....	19

2.4.2 Raíces adventicias .....	21
2.5 Reguladores de crecimiento.....	22
2.5.1 Acido indol-3-butirico (AIB).....	23
2.6 Factores de la estaca.....	25
2.6.1 Tamaño y diámetro de estacas .....	25
2.6.2 Área foliar .....	26
2.6.3 Tipo de estaca.....	27
2.7 Factores ambientales.....	28
2.7.1 Medio de enraizamiento.....	28
2.7.1.1. <i>La arena como sustrato</i> .....	29
2.7.1.2. <i>Clasificación granulométrica del suelo</i> .....	29
2.7.2 Humedad.....	30
2.7.3 Temperatura.....	31
2.7.4 Irradiación (Luminosidad).....	31
DEFINICIÓN DE CONCEPTOS BÁSICOS .....	33
CAPITULO III .....	35
Metodología.....	35
3.1 Ubicación del área de investigación.....	35
3.2 Material vegetativo .....	36
3.3 Población y muestra.....	36
3.4 Método de la investigación .....	36
3.4.1 Diseño Metodológico .....	36
3.4.1.1. Primer ensayo: Diseño de bloques completamente al azar (DBCA) con parcelas divididas .....	36
3.4.1.2. Segundo ensayo: Diseño de bloques completamente al azar (DBCA) .....	40
3.5 Instrumentos de recolección de datos.....	44
3.5.1 Material y equipo experimental .....	44
3.5.2 Material y equipo de campo.....	45

3.5.2	Material y equipo de gabinete .....	45
3.6	Procedimiento de recolección de datos.....	45
3.6.1	Construcción y características del propagador .....	45
3.6.2	Preparación del sustrato .....	46
3.6.3	Identificación y recolección de estacas .....	47
3.6.4	Preparación de estaquillas .....	47
3.6.5	Aplicación de hormona AIB .....	48
3.6.6	Colocación de las estacas en el propagador.....	49
3.6.7	Cuidados durante el periodo de propagación.....	49
3.6.8	Toma de datos meteorológicos .....	50
3.6.9	Evaluaciones .....	54
3.7	Procesamiento para recolección de datos .....	55
3.7.1	Variables evaluadas .....	56
3.8	Tratamiento de datos .....	57
CAPITULO IV	.....	59
RESULTADOS Y DISCUSION.....		
4.1	Influencia del tipo de sustrato y dosis de AIB sobre la propagación de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ) .....	59
4.1.1.	Porcentaje de enraizamiento (%) .....	59
4.1.2.	Número de raíces por estaquilla (N°) y longitud de raíz promedio (mm) .....	62
4.1.3.	Porcentaje de callos (%), porcentaje de brotes (%), porcentaje de sobrevivencia (%); número de brotes por estaquilla (N°) y longitud de brotes promedio (mm). .....	64
4.2	Segundo ensayo .....	67
4.2.1	Influencia del tipo de estaquilla, longitud de estaquilla y área foliar de estaquilla sobre la propagación de Cedro colorado ( <i>C.</i> <i>odorata</i> ).....	67
4.2.1.1	Porcentaje de enraizamiento (%) .....	67
4.2.1.2	Número de raíces por estaquilla (N°) y longitud de raíz promedio (mm).....	72

4.2.1.3 Porcentaje de callos (%), porcentaje de brotes (%), porcentaje de sobrevivencia (%); número de brotes por estaquilla (N°) y longitud de brotes promedio (mm).....	76
CAPITULO V .....	83
CONCLUSIONES Y REACOMENDACIONES.....	83
5.1 CONCLUSIONES.....	83
5.2 RECOMENDACIONES .....	84
CAPITULO VI .....	85
BIBLIOGRAFIA .....	85
ANEXOS .....	92

## LISTA DE ANEXOS

	<i>Página</i>
Anexo 1. Formato para datos climatológicos .....	93
Anexo 2. Formato para evaluación de los ensayos.....	94
Anexo 3. Fotografías del resultado del primer ensayo .....	95
Anexo 4. Fotografías del resultado del segundo ensayo .....	97

## LISTA DE CUADROS

	<i>Página</i>
Cuadro 1. Clasificación granulométrica del suelo .....	29
Cuadro 2. Descripción de los tratamientos del primer ensayo .....	37
Cuadro 3. Grados de libertad del ensayo uno.....	37
Cuadro 4. Descripción de los tratamientos del segundo ensayo.....	40
Cuadro 5. Grados de libertad del ensayo dos .....	41
Cuadro 6. Condiciones ambientales promedio durante la evaluación de <i>C. odorata</i> . Promedio 68 días.....	51
Cuadro 7. Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento de estaquillas de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ), después de 42 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa ( $p \leq 0.05$ ).....	59
Cuadro 8. Análisis de varianza del número de raíces por estaquilla y longitud de raíz promedio para Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ), después de 42 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa ( $p \leq 0.05$ ) .....	62
Cuadro 9. Análisis de varianza para los porcentajes de callos, brotes y sobrevivencia, número de brotes por estaquilla y longitud de brote promedio para Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ), después de 42 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa ( $p \leq 0.05$ ).. .....	64
Cuadro 10. Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento de estaquillas de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ), después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa ( $p \leq 0.05$ ).....	68
Cuadro 11. Prueba del rango múltiple de Tukey del porcentaje de enraizamiento de estaquillas de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ) en	

función de la interacción tipo de estaquilla, longitud de estaquilla y área foliar, después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa ( $p \leq 0.05$ ) .....	71
Cuadro 12. Análisis de varianza del número de raíces por estaquilla y longitud de raíz promedio para Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ), después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa ( $p \leq 0.05$ ). .....	72
Cuadro 13. Análisis de varianza para los porcentajes de callos, brotes y sobrevivencia; número de brotes por estaquilla y longitud de brote promedio de estaquillas de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ), después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa ( $p \leq 0.05$ ).....	77

## LISTA DE FIGURAS

	<i>Página</i>
Figura 1. Especie <i>Cedrela odorata</i> (Cedro colorado).....	17
Figura 2. Croquis de ubicación del área de estudio .....	35
Figura 3. diseño experimental del primer ensayo.....	39
Figura 4. Distribución de los tratamientos en el propagador del ensayo uno .....	39
Figura 5. Distribución de las estacas dentro de una unidad experimental .....	40
Figura 6. Distribución de los tratamientos en el propagador del ensayo dos .....	41
Figura 7. Distribución de las estacas dentro de una unidad experimental .....	42
Figura 8. Propagador de subirrigación .....	46
Figura 9. Temperatura del aire y sustrato dentro del propagador durante el día. Promedio 68 días .....	51
Figura 10. Luminosidad durante el día, promedio 68 días .....	52
Figura 11. Humedad relativa fuera y dentro del propagador durante el día, promedio 68 días .....	53
Figura 12. disposición de número de estaquilla y arreglo de evaluación para la unidad experimental del ensayo uno .....	54
Figura 13. disposición de número de estaquilla y arreglo de evaluación para la unidad experimental del ensayo uno .....	55

Figura 14. Porcentaje de enraizamiento de estaquillas de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ) en función del tipo de sustrato, después de 42 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa. ....	60
Figura 15. Porcentaje de enraizamiento de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ) en función a la interacción tipo de sustrato y dosis AIB, luego de 42 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa .....	61
Figura 16. Número de raíces por estaquilla (izquierda) y longitud de raíz promedio (derecha) en función del tipo de sustrato para las estaquillas de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ), luego de 42 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa. ....	63
Figura 17. Porcentaje de brote y porcentaje de sobrevivencia en función al tipo de sustrato para las estaquillas de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ), después de 42 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa. ....	66
Figura 18. Número de brotes por estaquilla en función al tipo de sustrato para las estaquillas de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ), después de 42 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa. ....	67
Figura 19. Porcentaje de enraizamiento de estaquillas de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ) en función del tipo de estaquilla, después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa .....	68
Figura 20. Porcentaje de enraizamiento de estaquillas de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ) en función a las interacciones del tipo de estaquilla con longitud de estaquilla (izquierda) y tipo de estaquilla con área foliar por estaquilla (derecha), después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa.....	70
Figura 21. Número de raíces por estaquilla (izquierda) y longitud de raíz promedio (derecha) en función del tipo de estaquilla de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ), luego de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa.....	73
Figura 22. Número de raíces por estaquilla en función al área foliar de la estaquilla de Cedro colorado ( <i>Cedrela odorata</i> ), luego de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa. ....	74
Figura 23. Número de raíces por estaquilla de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ) en función a las interacciones del tipo de estaquilla con longitud de estaquilla (izquierda) y tipo de estaquilla con área foliar por estaquilla (derecha), después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa.....	75

Figura 24. Longitud de raíz promedio por estaquilla de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ) en función a la interacción del tipo de estaquilla con longitud de estaquilla, después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa.....	75
Figura 25. Porcentaje de callos, porcentaje de brotes y porcentaje de sobrevivencia en función al tipo de estaquilla de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ), después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa.....	78
Figura 26. Porcentaje de callos en función a la interacción longitud de estaquilla y área foliar de estaquilla de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ), después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa. ....	79
Figura 27. Porcentaje de brotes en función a la interacción tipo de estaquilla y longitud de estaquilla de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ), después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa. ....	80
Figura 28. Número de brotes (izquierda) y Longitud de brotes (derecha) en función a la interacción tipo de estaquilla y longitud de estaquilla de Cedro colorado ( <i>C. odorata</i> ), después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa.....	81

## RESUMEN

La presente investigación tuvo lugar en las instalaciones del vivero forestal del Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana, sede Ucayali-Perú, sito en la Carretera Federico Basadre km. 12.400, con el objetivo de evaluar la influencia de tres tipos de sustrato, cuatro dosis de ácido indol butírico (AIB) y tres características morfológicas en la propagación de estaquillas de *Cedrela odorata* (Cedro colorado) en ambientes de una cámara de subirrigación. Para tal fin, se realizaron dos ensayos. En el primero, se probaron cuatro dosis AIB (0, 2000, 3000 y 4000 ppm) en las estaquillas de **C. odorata** de 6 cm de longitud y 36 cm<sup>2</sup> de área foliar, puestas a enraizar en tres tipos de sustrato (arena fina, gravilla y arena gruesa). El diseño experimental fue de bloques al azar con parcelas divididas, con tres bloques de seis estaquillas por unidad experimental, las parcelas grandes fueron los sustratos y las subparcelas las dosis de AIB. Después de 6 semanas de instalado el ensayo se registraron los datos y analizaron los ANOVAS y pruebas de Tukey para las variables: porcentaje de enraizamiento, porcentaje de callos, porcentaje de brotes, porcentaje de sobrevivencia, número de raíces por estaquilla longitud de raíces por estaquilla, número de brotes por estaquilla y longitud de brotes por estaquilla. Los resultados obtenidos muestran que el tipo de sustrato arena gruesa influyó significativamente ( $p \leq 0.05$ ) en la mayoría de las variables estudiadas; mientras que, ninguna de las dosis de AIB usadas presentó influencia significativa ( $p \leq 0.05$ ) en alguna de las variables analizadas, sin embargo la dosis de 3000 ppm presentó resultados satisfactorios cuando se combina con la arena gruesa, obteniendo hasta un 89.0% de enraizamiento. En el segundo ensayo, se utilizó la arena gruesa y la dosis de 3000 ppm de AIB como mejores resultados, para probar tres tipos de estaquilla (basal, medio y apical), dos longitudes de estaquilla (4 y 8 cm) y dos aéreas foliares (20 y 50 cm<sup>2</sup>), en un diseño experimental de bloques completos al azar, tres bloques y diez estaquillas por unidad experimental. El resultado obtenido a las seis semanas de instalado el ensayo, con el mismo análisis y variables del ensayo anterior, es que estaquillas de *Cedrela odorata* provenientes de la parte apical, con 4 cm de longitud, 20 cm<sup>2</sup> de área foliar, aplicándolos AIB a una dosis de 3000 ppm y enraizados en sustrato de arena gruesa, bajo las condiciones de la cámara de subirrigación, produjeron una influencia positiva en su propagación vegetativa, hasta pasar del 90% de enraizamiento, lo que le hace una técnica recomendable.

## SUMMARY

This research took place in the forest nursery facilities of the Research Institute of the Peruvian Amazon, Ucayali, Peru headquarters, located on Highway Federico Basadre km. 12,400, with the aim of assessing the influence of three types of substrate, four doses of indole butyric acid (IBA) and three morphotypes in the propagation characteristics of cuttings of *Cedrela odorata* (Cedro colorado) in environments with a camera subirrigation. To this end, two experiments. In the first four doses were tested AIB (0, 2000, 3000 and 4000 ppm) in cuttings of *Cedrela odorata* than 6 cm in length and 36 cm<sup>2</sup> leaf area to root placed in three types of substratum (fine sand, gravel and coarse sand). The experimental design was randomized blocks with split plot with three blocks of six cuttings per experimental unit, were the main plots and subplots substrates doses of IBA. After 6 weeks of installing the test data were recorded and analyzed ANVAS and Tukey tests for the variables: percentage of rooting, percentage of callus, shoot percentage, survival percentage, root number and root length peg by peg, number of shoots per peg and length of shoots per peg. The results show that the gravel substrate type significantly ( $p \leq 0.05$ ) in most of the variables studied, whereas none of the doses used AIB significant influence ( $p \leq 0.05$ ) in any of the variables analyzed, but the dose of 3000 ppm showed satisfactory results when combined with coarse sand, getting up to 89.0% of rooting. In the second experiment, we used the gravel and the dose of 3000 ppm of IBA as better results, to test three types of cuttings (basal, middle and apical), two lengths of peg (4 and 8 cm) and two leaf-air (20 and 50 cm<sup>2</sup>) in an experimental design of randomized complete block, three blocks and ten cuttings per experimental unit. The result at six weeks of the test set with the same analysis and test variables above, is that cuttings of *Cedrela odorata* from the apical 4 cm in length, 20 cm<sup>2</sup> leaf area, and applied to AIB dose of 3000 ppm and rooted in coarse sand substrate, under conditions subirrigation chamber, produced a positive influence on vegetative propagation, to spend 90% of rooting, which makes it a recommended technique.

## INTRODUCCION

Desde hace ya mucho tiempo una de las especies con mayor valor comercial en el país lo representa *Cedrela odorata* L. "Cedro", muy apreciada en el mercado internacional por su trabajabilidad, durabilidad, peso liviano y color atractivo. Esta necesidad, ha generado entre los productores forestales (madereros) un uso intensivo del recurso. Es así, que Reynel (1988) afirmó que poblaciones de Cedro estaban siendo impactadas negativamente y por ello el tamaño de sus poblaciones ha disminuido drásticamente, lo que ha comprobado la destrucción de la mayor parte del germoplasma, especialmente de aquellos árboles con características deseables para la producción de madera, consiguiendo que la mayoría de individuos que todavía se encuentran dispersos en las zonas de Loreto, Ucayali, San Martín y Madre de Dios (PENNINGTON y SARUKHAN, 1968; ARÓSTEGUI, 1982), no presenten buenas características morfológicas.

Este hecho unido a los problemas de propagación que presenta el cedro, como su corta área de dispersión de semillas, (FAO 1974), su alta susceptibilidad al ataque del barrenador de brotes y yemas terminales (*Hypsiphyla grandella*) y representar una especie díoca, dificulta la disponibilidad de semilla para el establecimiento de plantaciones forestales, que es una opción para satisfacer las demandas del mercado y contribuir a la reducción de la tasa de deforestación, pero con la desventaja de la variabilidad genética y con ello el no garantizar que la descendencia tenga características genotípicas superiores.

Es así que, la propagación vegetativa representa una buena alternativa en el marco de sus amplias ventajas, en la que se puede resaltar: la obtención de ganancias genéticas en periodos cortos, y además de la conservación de características únicas actuales y potenciales, como lo constituye la madera para el caso del Cedro.

En tal sentido, los factores influyentes de la propagación vegetativa han sido evaluados para cada especie. Sin embargo para especies leñosas, como el Cedro, y el manejo de estas con adecuadas técnicas, es un mundo poco descrito, por lo que se debe enfatizar las evaluaciones para dejar información necesaria que satisfaga estas necesidades en conocimiento.

He ahí donde radica la importancia del estudio del sustrato, como uno de los factores de enraizamiento. Es así que, muchos sustratos han sido probados para el cedro, pero la arena y grava fueron los que dieron mejores resultados. El sustrato proporciona a la estaca: estabilidad, drenaje y aireación adecuada para el enraizamiento.

También, el tipo y la dosis de fitohormona empleado influyen en la velocidad y en el porcentaje de enraizamiento. Sin embargo, parece que no hay una relación simple entre niveles de auxina y el enraizamiento, por lo que para el caso de cedro, como especie de importancia comercial merece una evaluación según nuestras condiciones.

Además, las características morfológicas (longitud de estaca, área foliar y tipo de estaca) son factores intrínsecos a la estaca, que naturalmente influyen en su enraizamiento y por lo tanto son materia de estudio para la optimización de resultados.

Bajo esta premisa el presente estudio planteó el desarrollo de una metodología eficiente de reproducción vegetativa para la producción y conservación de germoplasma de mejor calidad de "Cedro colorado", teniendo como objetivos los siguientes:

## **Objetivo General**

Determinar en un primer ensayo el efecto del sustrato y dosis de ácido indolbutírico (AIB) en el enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. "Cedro colorado", empleando un propagador de sub-irrigación.

Establecer en un segundo ensayo el efecto de características morfológicas (tipo de estaca, longitud y área foliar) en el enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. "Cedro colorado", empleando un propagador de sub-irrigación.

## **Objetivos Específicos**

- Determinar el efecto de tres sustratos: arena fina, gravilla, y arena gruesa, en el porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. "Cedro colorado"
- Establecer el efecto de un testigo y 3 dosis: 2000 ppm, 3000 ppm, 4000 ppm, de ácido indol butírico (AIB) en el porcentaje de enraizamiento de estaquillas de *Cedrela odorata* "Cedro colorado".
- Determinar el efecto de tres tipos de estaca: apical, media y basal, en el porcentaje de enraizamiento de estaquillas de *Cedrela odorata* "Cedro colorado".
- Establecer el efecto de dos longitudes de estaca: 4 y 8 cm, en el porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* "Cedro colorado".
- Determinar el efecto de dos áreas foliares: 20 y 50 cm<sup>2</sup>, en el porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* "Cedro colorado".

## CAPITULO I

### PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA DE INVESTIGACION

#### 1.1. FORMULACION DEL PROBLEMA

El problema es: El escaso conocimiento en propagación vegetativa del Cedro colorado, lo que dificulta el desarrollo de programas de jardines clonales, para el abastecimiento a plantaciones forestales. Entre las causas, de acuerdo a los factores en estudio, figuran:

- Escaso conocimiento del sustrato, en la propagación de estacas juveniles de Cedro. Pues a pesar de la determinación de la arena y grava como medios de enraizamiento recomendable para esta especie, es necesario conocer la influencia de su granulometría.
- Insuficiente conocimiento de la dosis de fitohormona para la propagación de estacas juveniles de Cedro. Las diferentes experiencias muestran que al parecer no hay una relación simple entre niveles de fitohormona y el enraizamiento.
- Escaso conocimiento en la procedencia (tipo), longitud y área foliar de la estaca, para la propagación de estacas juveniles de Cedro. Estas características morfológicas fueron estudiadas, pero no optimizadas para la implementación en programas a gran escala, pues sus resultados fueron medianamente satisfactorios.

Considerando lo manifestado la presente investigación persigue dar respuesta a la siguiente interrogante: ¿Cuál es la relación entre las variables: características morfológicas (tipo, longitud y área foliar de estaca), tipo de sustrato, dosis de fitohormona, con respecto al nivel de propagación vegetativa

de estacas juveniles de cedro colorado, utilizando propagadores de sub-irrigación?

## CAPITULO II

### MARCO TEORICO

#### 2.1. Con respecto a la especie en estudio

QUIJADA y GUTIERREZ (1971) en Venezuela, evaluaron el grado de enraizamiento por acodos y porcentaje de brotaduras de Cedro, consiguiendo una relativa facilidad de propagación por injertos en ambientes de invernadero. Mientras que, GOMEZ (1974) propagó con mucha dificultad estacas de Cedro y Caoba usando Acido Indol Acético (AIA). De igual manera, ZANONIMENDIBURU (1975), con la utilización de fitorreguladores evaluó el porcentaje de enraizamiento de *Cedrela odorata* en Costa Rica, donde obtuvo fracasos en los mismos. Más aun, problemas como lo que presentó FAO (1979), que realizó varios ensayos con estacas de Cedro, resultando en la formación de brotes y raíces los cuales, fueron atacados por *Hypsipyla sp.* Este mismo autor indicó que debido a las dificultades que presenta el Cedro para el establecimiento en plantaciones puras, el manejo de la regeneración natural puede ser una alternativa para su cultivo extensivo.

Afinando los factores de evaluación, se estudió el efecto de dos auxinas y dos dictiocarbonatos en el enraizamiento de estacas de cedro colorado *Cedrela odorata* L. en Tingo María-Perú. En el mismo se obtuvo los siguientes resultados: El dictiocarbonato que realizó mayor cantidad de defoliación en las estacas herbáceas fue el Permte al 10%, esta defoliación se debe a que las células de este tipo de estacas son menos lignificadas que las semileñosas. La cantidad de yemas vegetativas y hojas rebrotadas a los 30 días de estacado

alcanzó mayor promedio con el AIB, a 450 ppm. A los 60 días, se pudo observar el descenso del número de yemas y rebrotes, a causa de una excesiva humedad propiciando la proliferación del hongo. Logrando mayores resultados a los 90 días con estacas herbáceas. Mayor formación callosa se puede observar en estacas herbáceas en forma homogénea para los demás tratamientos debido a que las células productoras de floema y xilema. El grado de enraizamiento de las estacas de cedro fue mínimo, sobresaliendo las estacas herbáceas (TRIGOSO, 1988)

Más aún, resultados medianamente satisfactorios son los que presenta DIAZ (1991) en Turrialba-Costa Rica, utilizando cámaras de subirrigación y material vegetativo de plantas juveniles y vigorosas procedentes de semillas locales, quien experimentó con la propagación de estaquillas de ***Cedrela odorata***, evaluando porcentajes de enraizamiento, brotación y número de raíces por estaca. Para esto el autor, determinó dos ensayos: en el primer ensayo, trabajó con tres sustratos (arena, grava y una mezcla de arena grava (50:50p/v) y cinco dosis de AIB (0.0; 0.2; 0.4; 0.8; 1.6%) disuelta en metanol, empleando para todos los tratamientos una longitud de 6 cm y el área foliar de 50 cm<sup>2</sup> por estaca, el diseño experimental fue de bloques al azar con parcelas divididas, con nueve bloques y unidades experimentales de seis estacas. Mientras que para el segundo ensayo se utilizó la concentración de AIB y el sustrato, que dieron mejores resultados en el ensayo anterior. En este se probaron tres longitudes de estacas (4, 6 y 8 cm) y tres áreas foliares (25, 50 y 100 cm<sup>2</sup>), el diseño experimental fue de bloques completos al azar, en arreglo factorial (3x3), con ocho repeticiones y unidades experimentales de seis estacas. Con todo esto, el mejor enraizamiento (64%) se obtuvo en el sustrato arena, con AIB 0.2%, 6 cm. de largo y 100 cm<sup>2</sup> de área foliar.

Ahora en Costa Rica, con el objetivo de desarrollar una metodología de micropropagación aplicable a genotipos selectos de ***C. odorata***, utilizó explantes de nudo cotiledonar, obtenidos de semillas germinada *in vitro*, los que se establecieron en medio MS al 50% suplemento con 2.2 µM de 2-iP para

iniciación de brotes axilares. Para evaluar el efecto de citocininas en la multiplicación, los brotes obtenidos se subcultivaron en el mismo medio, suplementado con 2.2, 6.5, 13.3 o 20  $\mu\text{M}$  de BAP, kinetina o 2-iP. Con explantes epicotiledonares, se evaluaron los medios MS y WPW (100, 75, 50 Y 25%) combinados con sacarosa (10, 20, 30, 40 g/L), para obtener un medio de desarrollo que acondicionara los brotes antes del enraizamiento. Para el enraizamiento *in vitro*, se utilizaron brotes obtenidos de nudo cotiledonar establecidos en medio MS al 50% suplementado, en la fase de inducción con ANA (0.5 y 1.0 mg/L) combinada con AIB (1.0 y 1.5 mg/L), donde también se tuvo un testigo absoluto sin auxinas, mientras que para la fase de expresión se evaluó el efecto de carbón activado (0, 1.5, 2.0 y 3 g/L) combinado con sacarosa (15, 30, 45 g/L) y Agar o Phytigel como gelificante. Para el enraizamiento *ex vitro* se evaluaron altas concentración de ANA (11.5 y 23 mg/L) y de AIB (43 y 86 mg/L) mas tiempos de oscuridad (8, 16 y 24 h.) en arreglo factorial. Los explantes sobrevivieron en todos los tratamientos de citocininas. El número máximo de brotes se obtuvo con BAP a 2.2 y 6.5  $\mu\text{M}$ . Estos tratamientos también fueron estadísticamente superiores en cuanto a días, a brotación, porcentaje de brotación y altura de brotes obtenidos. Las altas concentraciones de esta y las demás citocininas produjeron callo en la base de los explantes. El mejor medio fue WPW al 50% suplementado con sacarosa a 30g/L, en base a la tendencia observada para altura de brote y porcentaje de sobrevivencia. Además, esta combinación favoreció más notoriamente el enraizamiento de los explantes. Se observo efecto de ANA para la inducción de raíz. La mejor concentración fue ANA a 0.5 mg/L mas AIB a 1.0 mg/L. El carbón activado en general, y las altas concentraciones del mismo en particular, afectaron la sobrevivencia de los brotes y el porcentaje de enraizamiento y el número y la longitud de raíces (PEREZ, 2001).

También MUÑOZ (2003) en Lima buscó una metodología de regeneración para la especie *Cedrela odorata* Linnaeus, a través de la micropropagación de yemas y la inducción de embriogénesis somática. Para la micropropagación se utilizaron yemas axilares y apicales y para la inducción de embrioides se

utilizaron como explantes entrenudos, hojas y cotiledones. La estandarización de la metodología de micropropagación fue realizada en base a la utilización del medio basal de Murashigue y Skoog (1962) suplementado con hormonas, para ello se diseñaron una serie de experimentos de interacción de auxinas (ANA y IBA) y citoquininas (Zeatina, BAP y Kinetina), encontrándose que al utilizar Zeatina sola en el medio permite un buen crecimiento y desarrollo de los explantes. Sin embargo, el medio que dio mejor resultado en términos del desarrollo de las yemas fue el medio basal de Murashigue y Skoog (1962) suplementado solo con endospermo líquido de coco (20 ml/l). Para la inducción de la embriogénesis somática se sembraron los explantes en diferentes medios basales, suplementados con diferentes concentraciones de auxinas (2,4-D y ANA) observándose alta tasa de formación de masas callosas con apariencia embriogénica al utilizarse 2,4-D a 20 ppm. Se estudiaron diferentes tiempos de inducción, observándose los mejores resultados en cuanto a la formación de masas callosas con apariencia embriogénica cuando los explantes permanecieron en el medio inductor por más de 2 meses.

Mientras que, en Argentina evaluó el desarrollo radicular de tres especies de Cedro (*Cedrela balance*, *Tonna ciliata*, *Cedrela odorata*), usando segmentos basales y medios de ramas del año, estacas de 5-10cm de longitud y entre 0.5 - 1cm diámetro, conteniendo en promedio 4 yemas cada uno, en sustrato de mezcla de turba:perlita (3:1) y en cajones de madera tapadas con tela plástica transparente de 150  $\mu$ m. Se usó como factores 10 dosis de la hormona ácido naftalenacético-ANA (0 ppm, 12.5 ppm, 25 ppm, 50 ppm, 100 ppm, 1000 ppm, 2000 ppm, 3000 ppm, 4000 ppm y polvo). Los resultados obtenidos para *Cedrela odorata* fueron: al final de las 7 semanas de cultivo, ninguna emisión radicular en las estacas; a los primeros 30 días la mayoría de las estacas más pequeñas se secaron y murieron (TARNOWSKI, 2003).

Además, el Centro de Bioplantitas del Proyecto de Manejo biotecnológico de especies forestales y bambúes en Cuba (2003), probó la micropogación de Cedro a partir de semillas de árboles seleccionados. Primero, se evaluó el

efecto de 4 dosis de 6-BAP (0.25 mg/L, 0.50 mg/L, 0.75 mg/L, 1.00 mg/L) en la multiplicación y elongación de los brotes, obteniéndose como mejor resultado para tal fin el suplemento de 0.25 mg/L de BAP, en medio de cultivo MS, con 1.5 brotes/explante, 3.7 cm de longitud de brote y 2.9 nudos/brote. Posteriormente, para el enraizamiento, se evaluó el efecto de 3 dosis de AIB (0.5 mg/L, 1.0 mg/L y 1.5 mg/L), donde se obtuvo como mejor resultado (3.98 raíces/explante y 3.29 cm de la longitud de la raíz mayor) la aplicación de 0.5 mg/L de AIB. Por último, se evaluó la formación de callos, en medio de cultivo MS, con 5 dosis de tidiazuron-TDZ (0.1 mg/L, 0.25 mg/L, 0.50 mg/L, 1.0 mg/L y 2.0 mg/L) y con tres estructuras embriogenéticas (ápices, entrenudos y cotiledones), logrando el mejor resultado con medio de cultivo MS suplementado con 0.25 mg/L de Tidiazuron y a partir de inflorescencias juveniles.

Por último, la Universidad católica de occidente del Salvador (2006), propuso una metodología para la regeneración de material vegetal de las meliáceas: Cedro (*Cedrela odorata* L.) y Caoba (*Swietenia humilis*) mediante cultivo de microestacas regeneradas a partir de semilla seleccionada. La siembra se hizo en tubos de ensayo los cuales contenían un medio de agua destilada, 3% sacarosa, 0.65% de agar, y se ajustó a un pH de 5.7, sin reguladores de crecimiento. En cuanto a las condiciones de incubación, fueron oscuridad y alta temperatura (30°C ideal) mientras comienza la germinación; posteriormente, condiciones normales para el laboratorio de la UNICO, La alta temperatura es necesaria para lograr la germinación (ideal 30°C). En cedro, la germinación se completó en aproximadamente un mes y medio, por esperar el desarrollo de hojas verdaderas. En este caso, el medio inicial consistió del medio MS con macro y microsales a la mitad, 30 g/L de sacarosa, 8 g/L de agar y 2.46 mM de 2-ip (6-y, y – dimethylamino purina); pH 5.7, a razón de 30 mL por frasco. Además, que se tomaron explantes del nudo cotiledonar de aproximadamente 2 cm. y se colocaron verticalmente en el medio de cultivo. El resultado obtenido fue 84.6 % de plántulas útiles para corte.

## 2.2 Con respecto a los factores de enraizamiento

### 2.2.1. Reguladores de crecimiento

En Venezuela se evaluó el enraizamiento de estaquitas de *Bombacopsis quinata* semilignificadas, obtenidas de plántulas de 15-30 cm de altura de siete semanas de edad. Se probaron varios tratamientos hormonales (Seradix I, II y III, Wurzelfix, ácido indol potásico al 0.1%, 0.5% y 1.0% y un testigo sin tratamiento) y tres sustratos (tierra comercial, granzón de cuarzo y una mezcla 1:1 de ambos). Después de 28 días obtuvo porcentajes de enraizamiento superiores al 98%, sin diferencias significativas entre tratamientos, aunque en general, la aplicación hormonal causó un aumento en el número de raíces por estaca (MELCHIOR, 1972)

DIAZ (1991), experimentó con cinco dosis de AIB (0.0; 0.2; 0.4; 0.8; 1.6%) disuelta en metanol, aplicadas a la base de cada estaca en 10 ml de solución, en estacas juveniles de *C. odorata*, siendo 0.2 y 0.4% las que dieron los porcentajes de enraizamiento mayores (76 y 72% respectivamente). Es así que, un aumento en la concentración de la hormona (AIB), produjo un número mayor de raíces por estaca por los niveles más altos (0.8% y 1.6%) que podrían haber causado una intoxicación. A estos niveles hubo una disminución del porcentaje del enraizamiento y brotación de dichas estacas. Las estacas que resistieron la toxicidad de la hormona, produjeron un número mayor de raíces.

En Costa Rica, con el propósito de conservar los genotipos de un huerto clonal se evaluó el efecto de cinco concentraciones de AIB (0; 0,1; 0,2; 0.4 y 0.8%) y cuatro sustratos (arena, aserrín, grava y una mezcla 1:1 de grava y arena) sobre el enraizamiento de estaquitas de *B. quinata* de rebrote revigorizados originados de material propagado previamente por estacas leñosas, se utilizaron estaquitas uninodales de 6 cm de longitud de 0.5 – 0.8 cm de diámetro y con presencia de una hoja, la cual fue podada a la mitad y se

pusieron a enraizar en propagadores de subirrigación como los descritos por LEAKEY et al. (1990), LONGMAN (1993), MESÉN et al. (1992, 1996) y MESÉN (1997, 1998). En promedio, se obtuvieron porcentajes de enraizamiento cercanos al 50% para todas las dosis de AIB, con una ligera superioridad, aunque no significativa de la dosis de 0.2%.

### **2.2.2. Tamaño y diámetro de las estacas**

DIAZ (1991) en la propagación vegetativa de *Cedrela odorata*, con tres longitudes de estacas juveniles (4, 6 y 8 cm.), se obtuvo los siguientes resultados: el análisis de varianza detectó diferencias estadísticamente significativas ( $P < 0,05$ ) en el porcentaje de enraizamiento, en estacas de diferentes longitudes. El mejor enraizamiento se obtuvo con las longitudes de 6cm (65%) y 8cm (57%). Las longitudes de 6 y 8 cm. superaron en 28% y 27% respectivamente a la longitud de 4cm en porcentaje de brotación. En contraste, el promedio del número de raíces de estacas de 4cm de longitud, superó a las otras dos longitudes en un 43%. Estos resultados concuerdan con BAGGIO (1982), quien mostró que existe una longitud de estacas óptimas para el enraizamiento. Este efecto podría relacionarse con el contenido de sustancias de reserva en la estaca que intervienen en la formación de raíces.

Por otro lado, se propagaron estacas juveniles de *P. oocarpa* cortadas a 8 y 12 cm de largo, obteniendo un enraizado operacional aceptable (41%) (EASLEY y LAMBETH, 1989), También, en Colombia se utilizaron estacas lignificadas de *Cordia alliodora* sin hoja, obtenidas de la parte media de la copa de los árboles (edad no reportada) y evaluaron tres longitudes (20, 30 y 40 cm.) y tres diámetros (1, 2 y 3 cm.) de estacas, obteniendo un máximo de 51% (estacas de 20cm. por 3cm) y un mínimo de 33% (estacas de 40cm. por 3cm.) de enraizamiento SEGURA et al., (1991).

Estacas de *Gmelina arborea*, de 5 a 6 cm de largo, diámetro de 2 – 5 mm, área foliar de 50 cm<sup>2</sup>, y tratadas con AIB al 0.2 y 0.4% disuelto en alcohol, presentaron un enraizado superior al 75% (LEAKEY *et al.* 1990).

### **2.2.3. Área foliar**

En estacas juveniles de *C. odorata*, DIAZ (1991), probó que existe una relación directa entre área foliar por estaca y el número de raíces, obteniendo un mayor porcentaje de enraizamiento (60%) a 100 cm<sup>2</sup> por estaca, en su ensayo en camas de arena, con dosis 0.2% de AIB, en cámaras de subirrigación, utilizando para esta prueba tres áreas foliares (25, 50 y 100 cm<sup>2</sup>).

También, experimentaron con estacas de *T. Scleroxylon* K. Schum, usando diferentes áreas foliares (0, 5, 50 y 100 cm<sup>2</sup>); el mayor porcentaje de enraizamiento (75%) a las 11 semanas, se obtuvo con el área foliar de 50 cm<sup>2</sup> (LEAKEY *et al.*, 1982). En la misma especie, se estudiaron el enraizado de estacas, probando tres áreas foliares, 10, 50 y 100 cm<sup>2</sup> y seis posiciones del nudo, de apical (1) a basal (6); las estacas se trataron con 40 ug de AIB disuelto en 10  $\mu$ l de metanol, y se depositaron en camas de arena, dentro de cámaras de enraizado. El enraizamiento fue superior al 80% para las estacas con área foliar de 10 y 50 cm<sup>2</sup>, mientras que para las de 100 cm<sup>2</sup> fue de 65% (LEAKEY y COUTTS, 1989),

### **2.2.4. Tipo de estaca**

En la empresa Monterrey Forestal de Colombia se evaluó el enraizamiento de estaquitas de *B. quinata* de dos longitudes (8 y 16 cm.) provenientes de la porción terminal o subterminal de la plántula, puestas a enraizar bajo un sistema de riego por nebulización con uno de dos niveles de sombra (50 y 70%). Las estaquitas fueron tratadas con AIB al 0.5% y colocadas en bolsas que contenían suelo franco-arenoso. Las estaquitas de la porción terminal

dieron mejor resultado, pero de acuerdo con el autor, ambos tipos pueden ser utilizados KANE (1989).

### **2.2.5. Medio de enraizamiento**

DIAZ (1991), propago estacas juveniles de *C. odorata* de 6 cm de longitud y área foliar de 50 cm<sup>2</sup> por estaca, en cámaras de sub-irrigación con la utilización de tres sustratos: arena, grava y una mezcla arena-grava (50:50 p/v). El porcentaje de enraizamiento en arena (64%) fue superior en 8 y 13% al de la mezcla y la grava, respectivamente, aunque no mostraron diferencias significativas.

En los ensayos del Proyecto Mejoramiento Genético Forestal-PMGF se han encontrado diferencias sustanciales entre especies en su capacidad de enraizamiento en diferentes sustratos. *G. arborea* ha enraizado mejor en arena que en grava o en las mezclas de estas con aserrín, mientras que arena fue el peor sustrato para *A. guachapele*. *C. alliodora* enraizó mejor en arena y en la mezcla arena-aserrín (1:1 p/v), mientras que *V. hondurensis* enraizó mejor en arena o en las mezclas con aserrín. La adición de aserrín a la arena y a la grava mejoro el enraizamiento de *E. deglupta*, y fue, el aserrín junto con la arena, el mejor sustrato para *B. quinata*. Con *S. macrophylla* se probaron varias combinaciones arena:grava y se obtuvo el mejor enraizamiento en sustratos con contenidos de arena del 50% o mayores (MESÉN *et al.*, 1992).

En otros estudios VALLEJO (1991) evaluó el efecto de cinco sustratos sobre el enraizamiento de estaquitas de *Bombacopsis quinata* de 16 cm de longitud provenientes del jardín de multiplicación clonal de Monterrey Forestal. Los tratamientos fueron vermiculita, arena y mezcla de arena + vermiculita, arena + cascajo y arena + cascarilla de arroz, las estaquitas recibieron el tratamiento rutinario de 0.5% de AIB y fueron mantenidas en el área de propagación de la empresa, bajo sombra del 70% y riego por nebulización. El porcentaje de enraizamiento fue alto (>86%) en todos los casos, pero el mayor número de

pelo y raíces absorbentes fue obtenido cuando se utilizó vermiculita, tanto sola como en mezcla con arena.

### **2.2.6. Humedad**

EASLEY (1989), enraizó estacas de *E. grandis* bajo una cubierta plástica, lo cual facilitó mantener la humedad relativa entre 80% y 90%. De 950 clones probados, 940 enraizaron y 460 tuvieron un porcentaje suficientemente alto de enraizamiento (> 59%).

Mientras que, trabajando con estacas de *G. arborea*, utilizando propagadores donde la temperatura del aire fue mantenida en un rango de 20-34 °C y la humedad relativa varió entre 75 y 95%, se logró un enraizado mayor del 75% (LEAKEY *et al.* 1990)

### **2.2.7. Temperatura**

IVASHCHENKO (1940) multiplicó por estaca a *E. urnigera* y *E. tereticornis*, obteniendo porcentajes de enraizamiento de 40% y 38% respectivamente. La temperatura que prevaleció fue de 20-22 °C durante el día y cerca de 8°C durante la noche.

En *E. grandis* logró un promedio de enraizamiento del 71% a una temperatura ambiental entre 30 y 35°C (EASLEY, 1989)

LEAKEY *et al.* (1982), hicieron dos experimentos a diferentes temperaturas, con estacas de *T. scleroxylon* K. SCHUM, uno de 20-30 °C sin auxina y otro de 23-38°C con auxina. El enraizamiento fue mejor (80%) y más rápido en el segundo de los experimentos a 28°C.

### 2.2.8. Irradiación

Con *E. platyphylla*, se encontró un enraizamiento de 60% para las estacas plantadas bajo luz directa contra 45% para las plantadas bajo sombra. (GIORDANO/cit. por VARGAS, 1982)

En *C. alliodora*, la propagación sin sombra (irradiación máxima de  $1638 \mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ ) resultó en temperaturas del aire excesivamente altas (hasta  $42^{\circ}\text{C}$ ), las cuales, en estacas con áreas foliares grandes (20-30  $\text{cm}^2$ ), causaron déficits hídricos, daños a las hojas y redujeron el enraizamiento (68% y 55% respectivamente), en comparación con las estacas con áreas foliares de 10  $\text{cm}^2$  (79%). Por otro lado, el exceso de sombra (dos capas de saran; irradiación máxima de  $88 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ), redujo el enraizamiento de estacas con áreas foliares pequeñas (10  $\text{cm}^2$ , 58%) y aumento el enraizamiento en estacas con áreas foliares de 20 y 30  $\text{cm}^2$  (78% y 80% respectivamente; MESEN, 1993). Esto se debió probablemente a la cantidad insuficiente de reservas y a las tasas reducidas de fotosíntesis en las estacas con áreas foliares pequeñas. Áreas foliares de 30  $\text{cm}^2$  e irradiación de entre 300 y 400  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  fueron apropiadas para maximizar la tasa fotosintética y la capacidad de enraizamiento de las estacas. Aunque las estacas con áreas foliares pequeñas mostraron porcentajes de enraizamiento similares a los de estacas con áreas foliares mayores bajo la misma irradiación, lo cual representa una ventaja en términos de espacio en el propagador, el número de raíces por estaca fue mayor en las estacas con áreas foliares mayores. Se ha sugerido aumentar la irradiación progresivamente durante el periodo de propagación, como una forma de aumentar el número de raíces en las estacas, pero este aspecto necesita mayor investigación (MESEN, 1993).

## 2.3 Descripción botánica de la especie

### 2.3.1 Clasificación taxonómica

De acuerdo a CRONQUIST (MARZOCCA, 1985/cit. por TULLUME, 2000), el Cedro se clasifica de la siguiente manera:

- División : Magnoliophyta
- Clase : Magnoliopsidae
- Sub clase : Rosidae
- Orden : Sapindales
- Familia : Meliáceae
- Género : Cedrela
- Especie: Cedrela odorata L.



Figura 1: *Cedrela odorata* Linneaus (Cedro)

### 2.3.2 Características generales de la especie

Es una especie del trópico americano; se le encuentra en forma natural desde México hasta el Amazonas, incluyendo las Antillas, donde comúnmente se le conoce como cedro amargo.

Es una meliácea de crecimiento rápido, que se adapta para a una amplia gama de condiciones climáticas, desde el nivel del mar hasta 900 m de elevación, con precipitaciones de 1.500 mm con una época seca bien definida, hasta 5.000 mm sin una época seca y temperaturas desde 22 hasta los 35° C. Usualmente se le encuentra como árboles aislados en suelos fértiles y bien drenados tanto en bosques primarios como secundarios, combinada en forma natural con cultivos como café, coco, caña de azúcar o en potreros.

El árbol puede alcanzar 40m de altura, con diámetro de 90cm. Generalmente, el fuste es recto y bifurcado a los 3 ó 4 m de altura, con una copa amplia y redondeada. La madera de *C. odorata* es muy apreciada por su trabajabilidad, durabilidad, peso liviano, color atractivo, por lo que ha sido empleada en la región de origen, en la fabricación de muebles, puertas, ventanas y cuando fue abundante, hasta en la construcción de viviendas.

#### **2.4 Propagación vegetativa**

ACOSTA (1959), sostiene que la propagación vegetativa es la multiplicación de especies y variedad de plantas por medio de órganos caulinares, que pueden ser tallos, ramas, hojas, yemas, retoños, hijuelos, inclusive trocitos o tejidos celulares.

QUEJADA (1980), cita que la propagación vegetativa consiste en la obtención de nuevos individuos a partir de partes vegetativas bien diferenciadas, debido a la capacidad de regeneración que poseen estas partes (ramas, fuste, hojas, etc.), cuando se colocan en condiciones favorables.

La propagación vegetativa o asexual se efectúa con partes de una planta provistas de yemas y con capacidad de enraizamiento para originar nuevos individuos. La técnica asegura rápidas ganancias genéticas, ya que se pueden seleccionar y reproducir genotipos individuales (DIAZ, 1991). Además, la

propagación vegetativa captura ambos componentes genéticos: aditivos y no aditivos, para producir masas de población altamente uniformes y productivas (EASLEY, 1989), lo cual es más difícil de lograr por vía sexual.

Más aun, la propagación vegetativa se ha convertido en una de las herramientas principales del mejorador forestal. Tradicionalmente ha sido utilizada en silvicultura para la multiplicación de individuos sobresalientes y su inclusión en huertos semilleros clonales, aunque en las últimas décadas se ha extendido su aplicación hacia la conservación de genotipos valiosos en bancos clonales y para el establecimiento de plantaciones operacionales (MESEN y VIQUEZ, 2003).

#### **2.4.1 Propagación por estaca**

GISPERT (1984), menciona que la estaca es todo fragmento de rama que, enterrado parcialmente, es capaz de producir una planta perfectamente igual a aquella de la cual procede. En tal sentido, MESEN (1998), define a la estaca como una porción de la planta susceptible de adquirir autonomía fisiológica, si esta se instala en un medio favorable, condiciones ambientales convenientes y protegida de la desecación.

Mientras que, ACOSTA (1959), sostiene que las estacas, para enraizar, deben poseer yemas o meristemas axilares, que al ser enterrados, se desarrollan, transformándose en raíces, cuando se trata de partes inferiores, en hojas y ramitas, las que se encuentran sobre el nivel del suelo.

FLORES (1986), comenta 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 la diferencia de constitución genética entre árboles.

Según, LIBBY y RAUTER (1984), algunas de las principales ventajas del uso de estacas en la plantación en comparación con el uso de materia proveniente de semillas son:

- La habilidad para capturar rápidamente una mayor proporción de la variación genética de la que puede lograrse por cruzamiento, aunque los avances a largo plazo son dependientes del cruzamiento.
- La eliminación de los individuos que muestren consanguinidad en las plantaciones de producción.
- La reproducción masiva de genotipos valiosos, producto de la hibridación o de la ingeniería genética.
- La reproducción masiva de individuos únicos que presenten dos o mas características favorables que normalmente estén negativamente correlacionadas.
- La capacidad de seleccionar y utilizar una mayor diversidad genética de la que se encuentra normalmente en una sola descendencia.
- La capacidad de utilizar clones bien adaptados a sitios particulares.
- la mayor simplicidad y flexibilidad de manejar grupos de plantas madre que de manejar huertos semilleros.
- El periodo más corto, en comparación con los huertos semilleros, entre selección y producción.
- La capacidad de utilizar otros estados de madurez que no sea el estado juvenil.

Por lo tanto, si el objetivo de la propagación es la generación de material para plantaciones operacionales, se deberá utilizar estaquitas suculentas procedentes de material fisiológicamente juvenil. Este tipo de material se obtiene a partir de plántulas, de rebrotes de tocones, de rebrotes basales de árboles en pie o de rebrotes de setos manejados para tal fin. Mediante injertación serial sobre patrones juveniles es posible lograr el rejuvenecimiento del material, pero sus limitaciones practicas, esta técnica raramente es utilizada (MESEN y VIQUEZ, 2003)

### 2.4.2 Raíces adventicias

En la superficie de corte de la estaca se forma un tejido cicatricial originado en la zona generatriz llamado callo, a través del cual emergen las raíces. Los brotes originados de las yemas se alimentaran de las reservas almacenadas en los tejidos, mientras las raíces nuevas les facilitan nutrientes y agua tomadas del suelo.

En las estacas de tallo, el origen de la mayoría de las raíces adventicias se encuentra en grupos de células capaces de volverse meristemáticas. Sin embargo, en algunas plantas las raíces adventicias pueden formarse durante los primeros periodos de desarrollo del tallo y están presentes aun antes de tomar las estacas. Las estructuras de este tipo son llamadas “iniciales de raíz preformadas” y por lo general, permanecen latentes hasta que las estacas son colocadas en condiciones ambientales favorables para su desarrollo y la emergencia de los primordios como raíces adventicias (p.e. *Salix*, *Populus*, *Picus*, etc.) (HARTMANN y KESTER, 1972).

El origen de las raíces se localiza en un amplio rango de tejidos, de los cuales el cambium , el floema y el periciclo son los tejidos más importantes, mientras que la corteza, la medula y el xilema son de menor importancia (HAISSIG, 1974).

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). Como frecuentemente las primeras raíces aparecen a través del callo, esto ha hecho suponer que la formación de dicha estructura es esencial para el enraizamiento. Al respecto, PRIESTLEY y SWINGLE (1929), indicaron que la formación de callo y raíz es independiente; el que ocurra en forma simultánea se debe a su dependencia de condiciones internas y externas similares. Sin embargo, el mecanismos de rizogénesis no

solo depende de los factores fisiológicos o bioquímicas, sino también de la relación de las estructuras anatómicas de la estaca (VARGAS, 1982).

Los anillos continuos de esclerénquima situados en el exterior del punto de origen de las raíces, a veces llegan a constituir una barrera anatómica para el enraizamiento (BEAKBANE, 1961). BUGGERI (1980), encontró que en estacas de *E. camaldulensis* el anillo de esclerénquima es discontinuo, determinando que este no es factor limitante para el enraizamiento. Existen experiencias (SACHS et al., 1964) en donde la propagación bajo una neblina de agua y los tratamientos con auxinas, ocasionan una expansión y proliferación considerable de las células de la corteza, el floema, y el cambium, que resulta de la ruptura de los anillos continuos de esclerénquima. También existen tratamientos mecánicos como el lesionado, donde una herida superficial puede cortar el anillo de esclerénquima y permitir que las raíces en desarrollo salgan con más facilidad (BEAKBANE, 1961, HARTMANN y KESTER, 1972).

## **2.5 Reguladores de crecimiento**

Los reguladores de crecimiento, hormonas vegetales o auxinas son sustancias elaboradas por la propia planta en pequeñísima proporción que controlan el crecimiento y otras funciones vitales de la misma (PRIMO y CUÑAT, 1968).

El tratamiento con reguladores de crecimiento se traduce generalmente en el aumento de la velocidad y del porcentaje de enraizamiento de las especies capaces de enraizar sin la ayuda de productos químicos (WRIGHT, 1964).

En tal sentido, MESEN (1998) cita que, existen gran cantidad de sustancias naturales sintéticas que han mostrado su capacidad como promotores del enraizamiento, pero los más comunes son: Acido Indol-acético (AIA), Acido indol-3-butírico (AIB), Acido Naftalenacetico (ANA) y Acido 2,4-Diclorofenoxiacético (2,4-D).

Más aun, los beneficios de la aplicación de auxinas sobre la formación de raíces en las estacas es bien reconocido (HARTMAN Y KESTER, 1972). Sin embargo, parece que no hay una relación simple entre niveles de auxina y el enraizamiento. Hasta la fecha, no se ha determinado el papel exacto de las auxinas (GASPAR Y HOFINGER, 1988/cit. por MESEN *et al* 1992) además de los efectos directos de la auxina sobre la división y el crecimiento celular, los efectos benéficos de la auxina sobre el enraizamiento han sido asociados con un aumento en el transporte de carbohidratos y cofactores hacia la base de la estaca, donde promueve la iniciación y el desarrollo de raíces (HAISSIG 1974). También se ha establecido que ciertos metabolitos y otros factores de crecimiento se trasladan hacia regiones del tallo que han sido tratadas con auxinas. La formación de raíces adventicias en las estacas, probablemente sea el resultado de una interacción compleja entre estos y otros procesos.

Pero, no siempre los tratamientos con reguladores de crecimiento pueden mejorar en ciertas especies el proceso de enraizamiento, la formación de raíces pueden estar más relacionada a ciertos factores inherentes a la especie (DIAZ, 1991).

### **2.5.1 Acido Indol-3-butírico (AIB)**

Aunque el AIA es una auxina natural que se encuentra en las plantas; dos compuestos relacionados: el AIB y ANA han sido utilizados con éxito en la promoción de enraizamiento de la mayoría de las especies forestales informadas en la literatura (MESEN *et al.* 1992)

El AIB es una auxina sintética químicamente similar al ácido 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. Tiene las ventajas comparativas, de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradada fácilmente por la luz o

microorganismos y al ser insoluble en agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto (BLAZICH, 1988).

Además, las plantas poseen mecanismos que reducen y/o nulifican el AIA, ya sea conjugándolo con otros compuestos o destruyéndolo, no así con el AIB. Por su parte el ácido  $\alpha$ -naftalenacético (ANA) con frecuencia presenta problemas de toxicidad (GASPAR Y HOFINGER, 1988).

Por otro lado, MESEN (1997), mencionan que dentro del rango normal de concentraciones de AIB utilizadas para la mayoría de las especies (0.1-2.0%), las concentraciones mayores también tienen un efecto positivo al inhibir el crecimiento de las yemas en las estacas durante las primeras semanas en el propagador, al inducir el transporte de asimilados hacia la base de la estaca y permitir el desarrollo de raíces sin competencia con un brote de crecimiento.

La mayoría de las especies forestales enraízan bien con dosis de 0,2% (2000 ppm) a 0,3% (3000 ppm) de AIB, aunque algunas pueden requerir dosis mayores o menores (MESEN, 1998). Así MESEN *et al.* (1992), encuentra grandes variaciones entre especies en cuanto a sus respuestas a diferentes concentraciones de AIB. *V. hondurensis* es un caso interesante por cuanto presentó el mayor porcentaje de enraizamiento sin aplicación de AIB; sin embargo, el sistema radical formado mejoró con concentraciones crecientes de AIB, por lo cual sugiere utilizar la concentración de 0.2%. Por el contrario, tanto *A. guachapele* como *C. alliodora* mostraron un enraizamiento muy pobre en ausencia de AIB y enraizaron mejor con las concentraciones de 0.1% y 1.6% respectivamente. La concentración de 0.2% presentó los mejores resultados en *B. quinata* y *S. microphylla*. No se han realizado ensayos de contracción de AIB en *E. deglupta*; sin embargo, en el ensayo de sustratos se utilizó una concentración estándar de 0.2%, lográndose un enraizamiento promedio de 90%.

## **2.6 Factores de la estaca**

Numerosos factores anatómicos, fisiológicos y ambientales afectan el enraizamiento de estacas (HARTMANN y KESTER, 1968). Todos ellos deben ser optimizados para un enraizamiento exitoso (LEAKEY y MESÉN, 1991); sin embargo, la minimización del estrés hídrico en las estacas es considerado como el punto fundamental en el proceso (LOACH, 1988).

HARTMANN y KESTER (1972), indican que es imposible definir un tipo de material que sea mejor para todas las especies; los que pueden ser ideales para una especie, pueden constituir un fracaso en otra. Sin embargo, las experiencias con algunas especies pueden aplicarse a otras afines.

### **2.6.1 Tamaño y diámetro de estacas**

HARTMANN Y KESTER (1977), afirman que, al igual que el diámetro, la longitud de estaca, es un factor determinante para favorecer el enraizamiento; por lo que recomiendan utilizar estacas de 7 a 15 cm de largo, con 2 a más nudos.

MESEN (1998) menciona que, las estacas deben ser cosechadas de brotes ortrópicos, sanos y vigorosos, de 30-50 cm. de longitud; de los cuales se utilizan, generalmente estaquitas de 4-6 cm. de longitud, con diámetros centrales de 3-6mm.

Experiencias anteriores muestran que para ciertas especies las estacas de mayor tamaño enraízan mejor que las de menor tamaño (MELCHIOR, 1974), pero existen algunas excepciones.

Por otro lado, HARTMANN y KESTER (1983) sostiene que es evidente que las concentraciones nutricionales son mayores cuando mayor sea el grosor de la estaca. De igual modo la rigidez de una estaca esta en relación directa con el

diámetro. Así los delgados son generalmente suaves y flexibles, mientras que los más gruesos son firmes y rígidos y al doblarlos se rompen con facilidad. Las estacas delgadas se flexionan por tener tallo suculento y los gruesos tienen tallos leñosos. El enraizamiento por tanto está relacionado con el grosor del diámetro de la estaca.

### **2.6.2 Área foliar**

En estacas suculentas es bien conocido el efecto benéfico de las hojas sobre el enraizamiento, el cual ha sido asociado con la actividad fotosintética y el suministro de metabolitos a los primordios radicales en desarrollo (HARTMANN y KESTER, 1968). Otras sustancias producidas en las hojas, llamadas en términos genéricos cofactores foliares, también experimentan un transporte basipeto en las estacas y permiten o estimulan la iniciación y desarrollo de los primordios radicales (HAISSIG, 1974; HARTMANN y KESTER, 1968). El tipo y cantidad de cofactores, en realidad, parece determinar parcialmente que las estacas inicien la producción de raíces con facilidad, con dificultad o que no las produzcan del todo (HAISSIG, 1974). Así por ejemplo, VARGAS (1982), obtuvo con estacas de *E. deglupta*, que la presencia de hojas en la estaca presentó un efecto positivo sobre el enraizamiento.

No todos los efectos de las hojas son benéficos, puesto que la pérdida de agua por transpiración puede causar problemas de desecación en las estacas (LEAKEY, 1985), algunas veces a un grado tal que sobrevive la muerte de las mismas (HARTMANN y KESTER, 1968). La pérdida de agua también causa una reducción en la fotosíntesis debida al cierre de estomas (LOACH, 1988). La práctica común de reducir el área foliar de la estaca pretende minimizar la pérdida de agua por transpiración, pero a la vez permitir la fotosíntesis durante el periodo de enraizamiento. En estacas catalogadas como "difíciles de enraizar", la obtención de este balance parece ser crítico y en realidad puede determinar el éxito o el fracaso de la propagación (LEAKEY, 1985).

Según MESEN (1993), el área foliar óptima varía de cada especie y de acuerdo a la iluminación durante el proceso de enraizamiento, de manera que no se puede dar una recomendación única; esta deberá ser determinada en cada caso en particular con base en ensayos preliminares. Pero por lo general se deja entre 30-50% de la hoja (MESEN, 2008)

### **2.6.3 Tipo de estaca**

A lo largo de un brote se presentan gradientes hídricos, hormonales, de nutrientes e inhibidores del enraizamiento; variaciones en diámetro y longitud del entrenudo, así como el grado de lignificación, además de que las hojas basales son más viejas y reciben menos cantidad de luz que las hojas superiores, etc. Por tales razones, no es sorprendente encontrar variación entre los diferentes entrenudos de un brote en cuanto a su capacidad de enraizamiento. Sin embargo, esta variación no siempre sigue un patrón similar y por el contrario, una especie puede responder en forma completamente diferente a otra. Con *C. alliodora* por ejemplo, un aumento en el diámetro del entrenudo desde 3.5 a 6 mm. Estuvo relacionado con un aumento en el número de raíces por estaca, mientras que en *A. guachapele*, aumentos similares en diámetro causaron una reducción en el porcentaje de enraizamiento desde 50 hasta 20% (MESEN 1993/cit. por MESEN, 1998). El efecto observado en *C. alliodora* fue atribuido a un aumento en el volumen de la estaca y en sus reservas nutritivas, mientras que en *A. guachapele* se observó que los nudos con diámetros mayores (basales) eran huecos, lo cual afectó negativamente su enraizamiento.

Para la mayoría de las especies, sin embargo, las variaciones son pocas y se pueden utilizar estacas provenientes de varias posiciones a lo largo del brote sin problemas, aunque siempre es recomendable descartar el entrenudo apical por ser demasiado succulento y susceptible al marchitamiento, así como los entrenudos basales muy lignificados que muestran mayor dificultad para la iniciación de raíces (MESEN, 1998).

## **2.7 Factores ambientales**

Las estacas como organismo vivo, se ven influenciados por los factores ambientales en el que se desarrollan, por consiguiente en la capacidad de su enraizamiento.

El microclima del propagador tiene una gran influencia sobre el enraizamiento de las estacas (LOACH, 1988; NEWTON *et al.* 1992). Puede ocurrir una tremenda variabilidad en el enraizamiento e incluso el fracaso completo si las condiciones ambientales no son controladas adecuadamente durante la propagación (LOACH, 1988). El microclima ideal del propagador debe mantener un balance hídrico satisfactorio en las estacas, además de una irradiación correcta y condiciones optimas de temperatura del sustrato, foliar y aérea.

### **2.7.1 Medio de Enraizamiento**

La importancia del medio de enraizamiento en la propagación ha sido reconocida por muchos años (HARTMANN y KESTER, 1983). Es así que, la efectividad de un medio de enraizamiento, radica en su capacidad de retener agua, pero con aireación adecuada, proveer soporte adecuado a las estacas, sin impedimentos para el crecimiento radical y encontrarse libre de patógenos (HARTMANN y KESTER, 1968). Sin embargo, VASTEY (1962), afirma que no hay un medio estándar que de mejores resultados con todas las especies; para cada especie existe un medio optimo, dependiendo del tipo de estacas, de las condiciones de propagación y del tipo de raíces deseables.

Una formación rápida de raíces ocurre en la mayoría de casos cuando el sustrato es ligero, suelto, esterilizado, de temperatura templada y de humedad continua pero no excesiva, ya que la falta de oxígeno es perjudicial.

### 2.7.1.1 *La arena como sustrato*

La arena está formada por pequeños granos de piedra de alrededor de 0.05 a 2.00mm de diámetro que se originan por la intemperización de diversas rocas, dependiendo su composición mineral de la que tenga la roca madre. En propagación de plantas generalmente se emplea arena de cuarzo, que es en forma predominante un complejo de sílice. La arena de grado más satisfactorio para el enraizamiento de estacas es la que en albañilería se usa para enlucir. La arena es el medio más usado para enraizamiento. Cuando seca pesa alrededor de 1.7 Kg. x dm<sup>3</sup>. De preferencia debe fumigarse o tratar con calor antes de usarla, ya que puede contener semillas de malezas y algunas especies de hongos que producen agotamientos. La arena virtualmente no contiene nutrientes minerales y no tienen capacidad amortiguadora (buffer). Respecto a sustancias químicas. Casi siempre se usa en combinación con material orgánica (HARTMANN y KESTER, 1980).

Los medios de enraizamiento más convenientes son la arena fina, la vermiculita y la turba (WRIGHT, 1964). Pero, la arena es el medio de enraíce más ampliamente utilizado, porque es relativamente barato y fácil de esterilizar.

### 2.7.1.2 *Clasificación granulométrica del suelo*

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

**Cuadro 1.** Clasificación granulométrica del suelo.

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

Fuente: Juárez y Rodríguez, 2005.

### **2.7.2 Humedad (agua)**

La condición hídrica de las estacas es gobernada por el balance entre las pérdidas por evaporación a través de las hojas y la absorción de agua por las estacas (MESEN 1997). La efectividad del propagador sin aspersion radica en su capacidad de mantener una alta humedad relativa y bajos déficits presión de vapor, manteniendo así la turgencia foliar de las estacas.

Según (DIAZ, 1991), una humedad adecuada es importante para el éxito de la propagación por estacas. Por su parte, revelaron que la atmósfera que rodea la parte aérea de las estacas debe contener 100% de humedad para reducir el

máximo las pérdidas de agua por evapotranspiración. CUCULIZA (1955), considera que la humedad ambiente debe ser constante y oscilar entre 95 y 100%.

Por otro lado, MESEN *et al.* (1992) recomienda que la apertura de la tapa del propagador puede reducir la humedad relativa dentro del mismo, por lo cual es conveniente asperjar las estacas con agua cuando la tapa deba mantenerse abierta.

### **2.7.3 Temperatura**

La temperatura del aire que rodea a las estacas tiene influencia en el enraizado, puesto que las temperaturas altas aumentan los procesos fisiológicos y en consecuencia el agotamiento de las reservas (HARTMANN y KESTER, 1972).

La temperatura óptima varía con la especie. Para estacas de algunas especies, es suficiente protegerlas de los rayos del sol; en otros casos, el enraizado requiere el control de temperatura ambiental, lo cual se consigue a condiciones de invernadero (VASTEY, 1962).

CUCULIZA (1955), recomienda conservar la cámara propagadora o enraizadora con una temperatura constante, que puede estar entre 18 y 22 °C, según se la especie a propagar.

MARTIN y QUILLET (1974), sugieren una temperatura entre 25 y 30 °C para *E. platyphylla*, *E. tereticornis* y *Terminalia superba*. Sin embargo, HARTMANN y KESTER (1972), mencionan que una temperatura del aire excesivamente alta debe ser evitada, debido a que tiende a promover el desarrollo adelantado de las yemas en relación con las raíces y a incrementar la pérdida de agua por las hojas.

#### 2.7.4 Irradiación (Luminosidad)

La irradiación en el ambiente del propagador ha sido identificada como uno de los factores de mayor influencia en el enraizamiento de estacas con hoja (LOACH, 1977; LOACH y WHALLEY, 1978; LOACH y GAY, 1979; FRENCH y LINN, 1984; GRANGE y LOACH, 1985). La irradiación en el ambiente afecta primeramente la turgencia de las hojas y la producción de carbohidratos requeridos para la iniciación y crecimiento de las raíces (GRANGE y LOACH, 1985). 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, 1988). Las hojas de las estacas normalmente son podadas para reducir la transpiración, pero permitir al mismo tiempo cierta actividad fotosintética durante el periodo de enraizamiento.

El ámbito de irradiación que reciben las estacas puede ser controlado mediante el uso de sombra. Por lo tanto el uso de sombra durante la propagación es benéfico, al aumentar la humedad relativa dentro del propagador y reducir la tasa de transpiración de las estacas. (MESEN *et al.* 1992).

Sin embargo, el efecto de la luz sobre el enraizamiento varía con las especies. (VARGAS, 1982), recomienda una sombra parcial en vez de una luz fuerte para *E. camaldulensis*

## DEFINICION DE TERMINOS BASICOS

**AIB:** son las siglas de ácido Indol-3-butírico y es una auxina sintética promotora del enraizamiento, no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradada fácilmente por la luz o microorganismos y al ser insoluble en agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto.

**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.

**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 cambium entre otros procesos.

**Callo.** Es el desarrollo del tejido cicatricial, en la parte del cambium por la rápida división de células parenquimáticas.

**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.

**Clonación:** Tipo de reproducción asexual, en el cual se obtienen seres idénticos a uno donante sin la intervención de células reproductivas. (MESEN, 2008)

**Fenotipo:** Es la expresión visible del genotipo, en su interacción con el ambiente (características externas posibles de sufrir cambios). (MESEN, 2008)

**Fitohormonas:** Sustancias controladoras de las diferentes procesos fisiológicos de las plantas, en la actualidad se conocen cinco grupos: Auxinas, giberilinas, citoquininas, etileno y ácido abscísico. (MESEN, 2008)

**Genes:** Genes son las unidades funcionales de la herencia. Son secciones de ADN con una secuencia específica de nucleótidos, responsables de codificar la síntesis de proteínas, o la formación de ARN. Cada gene ocupa una posición determinada en el cromosoma. (MESEN, 2008)

**Genotipo:** Está constituido por la carga genética de un organismo (características internas del individuo imposibles de variar). (MESEN, 2008)

**Mitosis:** Proceso de división nuclear que resulta en dos células hijas genéticamente idénticas a la célula original. (MESEN, 2008)

**Meiosis:** Proceso de división celular que involucra el intercambio de información entre cromosomas homólogos y la formación de células haploides (gametos), que contienen la mitad de la información genética de las células somáticas. (MESEN, 2008)

**Organogénesis:** Es un evento morfogenético que se caracteriza por su desarrollo unipolar, o sea, es la formación de un primordio unipolar a partir de

una yema con el subsiguiente desarrollo de este en un brote vegetativo existiendo siempre una conexión entre los nuevos brotes y el tejido paterno. Estos brotes vegetativos son posteriormente puestos a enraizar en otra etapa. Los brotes pueden formarse directamente a partir de explantes (organogénesis directa) o indirectamente a partir de callos. (PÉREZ, 1998)

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

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

**Reproducción sexual:** Formación de un nuevo ser a partir de la fusión de los gametos masculino y femenino. (MESEN, 2008)

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

**Rizogénesis:** Es el fenómeno de organogénesis mas generalmente implicado en la multiplicación vegetativa.

## CAPITULO III

### METODOLOGIA

#### 3.1. UBICACIÓN DEL AREA DE INVESTIGACION

La investigación tuvo lugar en el vivero del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), con sede en Ucayali, ubicado a 800 m. a la margen derecha de la carretera Federico Basadre Km. 12,400 (figura 2). Localizado a  $8^{\circ} 22' 31''$  latitud sur y  $74^{\circ} 34' 35''$  longitud a una altitud de 154msnm, La temperatura promedio anual es  $26.8^{\circ} \text{C}$ , la humedad relativa promedio anual es de 82% y la precipitación promedio anual es de 1773 mm. (IIAP, 2003). Presenta dos estaciones marcadas, una estación lluviosa que ocurre entre los meses de Octubre a Marzo, siendo la precipitación mayor que la evapotranspiración y una estación seca entre los meses de Abril a Setiembre donde la precipitación es menor que la evapotranspiración. (UNU 2007). Esta misma, se encuentra en la zona de vida según HOLDRIDGE (1987), bosque seco tropical (BST).

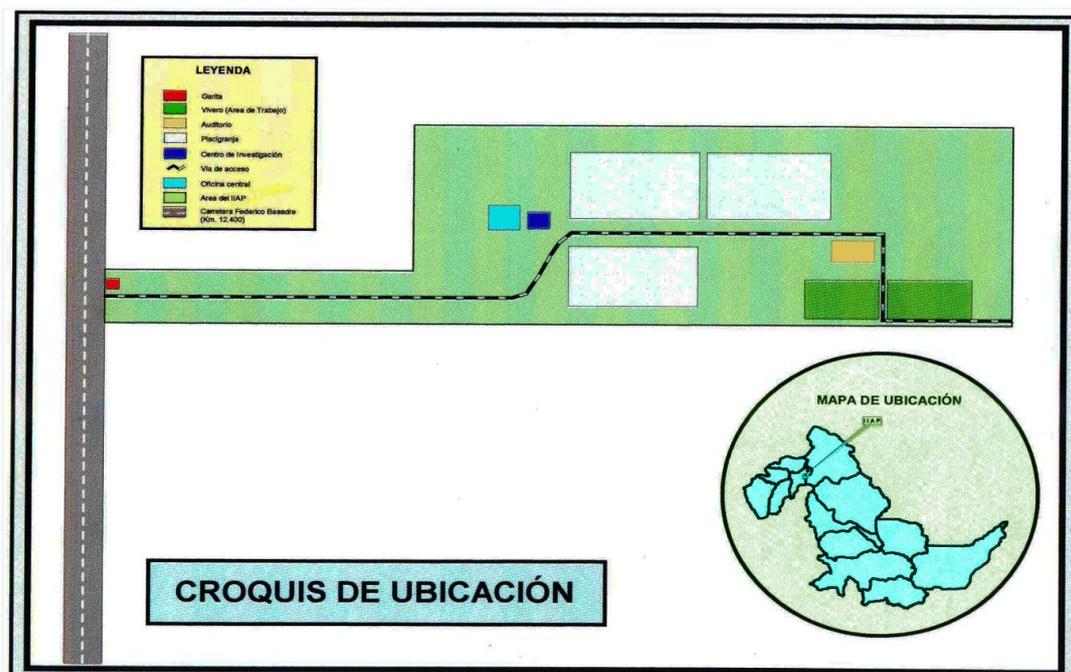


Figura 2. Croquis de ubicación del área de estudio

### **3.2. MATERIAL VEGETATIVO.**

Para el primer ensayo se utilizaron estaquillas procedentes de brotes de plántulas de *C. odorata*, de aproximadamente 1 año de edad, producidas a partir de semilla botánica, que fueron transplantadas en el huerto yemero del vivero forestal del Instituto Nacional de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP). Mientras que, para el segundo ensayo se utilizó estaquillas provenientes de brotes de plántulas de *C. odorata* de aproximadamente 2 años, que fueron transplantadas en el vivero forestal de la persona que facilitó los plántulas para el primer ensayo, es decir procedentes del mismo árbol semillero.

### **3.3. POBLACIÓN Y MUESTRA**

La población la representa las estacas de Cedro colorado de los del huerto yemero y plántulas conseguidos del mismo árbol madre, donde se obtendrá el material vegetativo. Mientras que, las 216 y 360 estaquillas juveniles, respectivamente para cada ensayo, son la muestra.

### **3.4. MÉTODO DE LA INVESTIGACIÓN**

#### **3.4.1. DISEÑO METODOLOGICO**

##### **3.4.1.1. Primer ensayo: diseño de bloques completamente al azar (DBCA) con parcelas divididas.**

Las estaquillas empleadas para todos los tratamientos en este primer ensayo, tuvieron una longitud de 6 cm. y un área foliar de 36 cm<sup>2</sup>, procedentes de cualquier nivel (apical, media y/o basal) de la estaca. Se usaran tres sustratos: arena fina, gravilla y arena gruesa, con tres dosis de AIB: 2000 ppm, 3000 ppm y 4000 ppm y un testigo, en tres (03) bloques y seis (06) estacas por unidad experimental, obteniéndose 216 (3X4X3X6) observaciones individuales para el

primer ensayo, siendo un total de 216 estaquillas para determinar el mejor medio de enraizamiento y dosis optima de auxina a emplear en el siguiente ensayo. Las parcelas grandes fueron los sustratos y las subparcelas, las diferentes dosis de AIB.

<b>Tipo de Sustrato</b>	<b>Dosis de hormona AIB</b>	<b>Arreglo factorial</b>
F 1: Arena fina	G1: 0ppm	3 x 4 = 12
F 2: Gravilla	G2: 2000ppm	
F 3: Arena gruesa	G3: 3000ppm	
	G4: 4000ppm	

Cuadro 2: Descripción de los tratamientos del primer ensayo.

<b>Clave</b>	<b>Tratamiento</b>	<b>Descripción del tratamiento</b>
1	F1-G1	Arena fina-0ppm AIB
2	F1-G2	Arena fina-2000ppm AIB
3	F1-G3	Arena fina-3000ppm AIB
4	F1-G4	Arena fina-4000ppm AIB
5	F2-G1	Gravilla-0ppm AIB
6	F2-G2	Gravilla-2000ppm AIB
7	F2-G3	Gravilla-3000ppm AIB
8	F2-G4	Gravilla-4000ppm AIB
9	F3-G1	Arena gruesa-0ppm AIB
10	F3-G2	Arena gruesa-2000ppm AIB
11	F3-G3	Arena gruesa-3000ppm AIB
12	F3-G4	Arena gruesa-4000ppm AIB

Cuadro 3: Grados de libertad del ensayo uno

FUENTE DE VARIABILIDAD	GRADOS DE LIBERTAD
Repeticiones	$N - 1 = 3 - 1 = 2$
Tratamientos	$t - 1 = 12 - 1 = 11$
Factor F	$F - 1 = 3 - 1 = 2$
Factor G	$G - 1 = 4 - 1 = 3$
Interacción FG	$(F - 1)(G - 1) = 6$
Error	$(FG-1) (n-1) = (12-1) (3-1) = 22$
TOTAL	$(n \times F \times G - 1) = (3 \times 3 \times 4) - 1 = 35$

**BLOQUE I**

<b>Sustrato</b>	→	<b>F1</b>				<b>F2</b>				<b>F3</b>			
<b>Dosis hormonal</b>	→	<b>G4</b>	<b>G3</b>	<b>G2</b>	<b>G1</b>	<b>G2</b>	<b>G4</b>	<b>G3</b>	<b>G1</b>	<b>G4</b>	<b>G2</b>	<b>G1</b>	<b>G3</b>
<b>Clave</b>	→	4	3	2	1	6	8	7	5	12	10	9	11
		•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
		•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
		•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
		•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
		•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
		•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•

---

**BLOQUE II**

<b>Sustrato</b>	→	<b>F1</b>				<b>F2</b>				<b>F3</b>			
<b>Dosis hormonal</b>	→	<b>G1</b>	<b>G3</b>	<b>G2</b>	<b>G4</b>	<b>G4</b>	<b>G1</b>	<b>G3</b>	<b>G2</b>	<b>G3</b>	<b>G2</b>	<b>G1</b>	<b>G4</b>
<b>Clave</b>	→	1	3	2	4	8	5	7	6	11	10	9	12
		•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
		•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
		•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
		•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
		•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
		•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•

---

**BLOQUE III**

<b>Sustrato</b>	→	<b>F1</b>				<b>F2</b>				<b>F3</b>			
<b>Dosis hormonal</b>	→	<b>G3</b>	<b>G4</b>	<b>G2</b>	<b>G1</b>	<b>G3</b>	<b>G2</b>	<b>G4</b>	<b>G1</b>	<b>G2</b>	<b>G3</b>	<b>G4</b>	<b>G1</b>
<b>Clave</b>	→	3	4	2	1	7	6	8	5	10	11	12	9
		•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
		•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
		•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
		•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
		•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•
		•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•

---

Figura 3: diseño experimental del primer ensayo

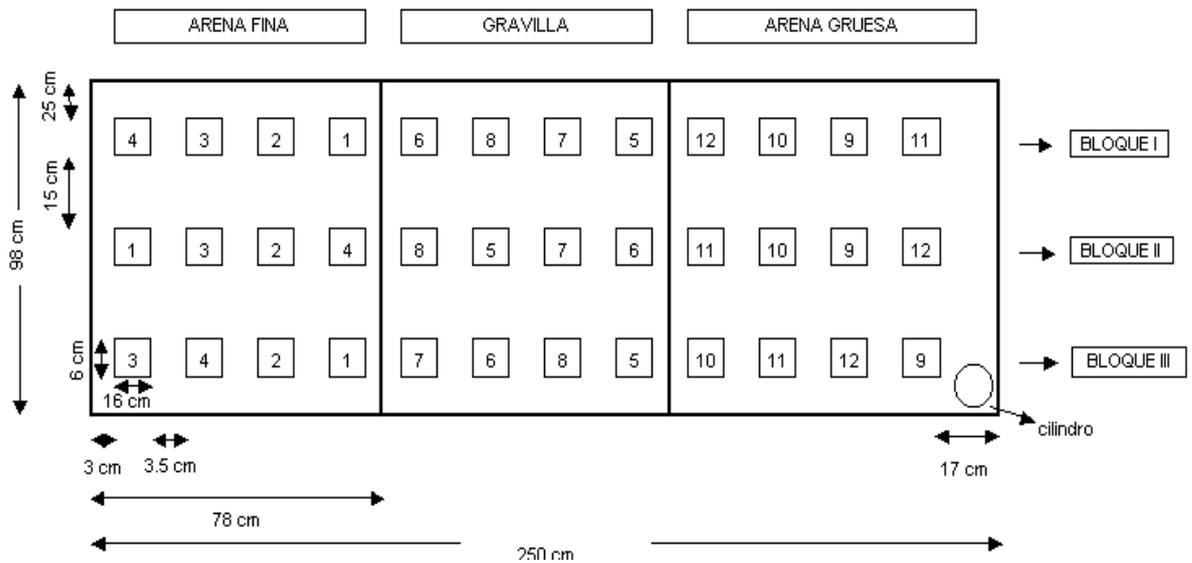


Figura 4: Distribución de los tratamientos en el propagador del ensayo uno

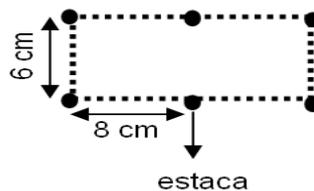


Figura 5: Distribución de las estacas dentro de una unidad experimental

### 3.4.1.2. Segundo ensayo: diseño bloques completamente al azar (DBCA)

Se utilizaron la dosis de AIB y el sustrato, que dieron mejores resultados en el primer ensayo. En este segundo ensayo se probaron dos longitudes de estaca: 4 y 8 cm, con dos áreas foliares: 20 y 50 cm<sup>2</sup> y tres tipos de estacas: apical, media y basal, en tres (03) repeticiones y diez (10) estacas por unidad experimental, obteniéndose 360 (2X2X3X3x10) observaciones individuales para el segundo ensayo, que representan 360 estaquillas.

Nivel de estaca	Long. de estacas	Área foliar	Arreglo factorial
H1: apical	l1: 4 cm	J1: 20 cm <sup>2</sup>	3 x 2 x 2 = 12
H2: media	l2: 8 cm	J2: 50 cm <sup>2</sup>	
H3: basal			

Cuadro 4: Descripción de los tratamientos del segundo ensayo.

Nº	Tratamiento	Descripción del tratamiento
1	H1-I1-J1	Apical-Long. 4 cm- AF. 20 cm <sup>2</sup>
2	H1-I1-J2	Apical-Long. 4 cm- AF. 50 cm <sup>2</sup>
3	H1-I2-J1	Apical-Long. 8 cm- AF. 20 cm <sup>2</sup>
4	H1-I2-J2	Apical-Long. 8cm- AF. 50 cm <sup>2</sup>
5	H2-I1-J1	Media-Long. 4 cm- AF. 20 cm <sup>2</sup>
6	H2-I1-J2	Media-Long. 4 cm- AF. 50 cm <sup>2</sup>
7	H2-I2-J1	Media-Long. 8 cm- AF. 20 cm <sup>2</sup>
8	H2-I2-J2	Media-Long. 8 cm- AF. 50 cm <sup>2</sup>
9	H3-I1-J1	Basal- Long. 4 cm- AF. 20 cm <sup>2</sup>
10	H3-I1-J2	Basal- Long. 4 cm- AF. 50 cm <sup>2</sup>
11	H3-I2-J1	Basal- Long. 8 cm- AF. 20 cm <sup>2</sup>
12	H3-I2-J2	Basal- Long. 8 cm- AF. 50 cm <sup>2</sup>

Cuadro 5: Grados de libertad del ensayo dos

FUENTE DE VARIABILIDAD	GRADOS DE LIBERTAD
Repeticiones	$n - 1 = 3 - 1 = 2$
Tratamientos	$12 - 1 = 11$
Factor H	$H - 1 = 2$
Factor I	$I - 1 = 1$
Factor J	$J - 1 = 1$
Interacción H x I	$(H - 1)(I - 1) = (3-1) (2-1) = 2$
Interacción H x J	$(H - 1) (J - 1) = (3 - 1) (2-1) = 2$
Interacción I x J	$(I - 1) (J - 1) = (2-1) (2-1) = 1$
Interacción H x I x J	$(H - 1) (I - 1) (J - 1)n = 6$
TOTAL	$HxIxJxn-1 = (3 x 2 x 2)3-1 = 35$

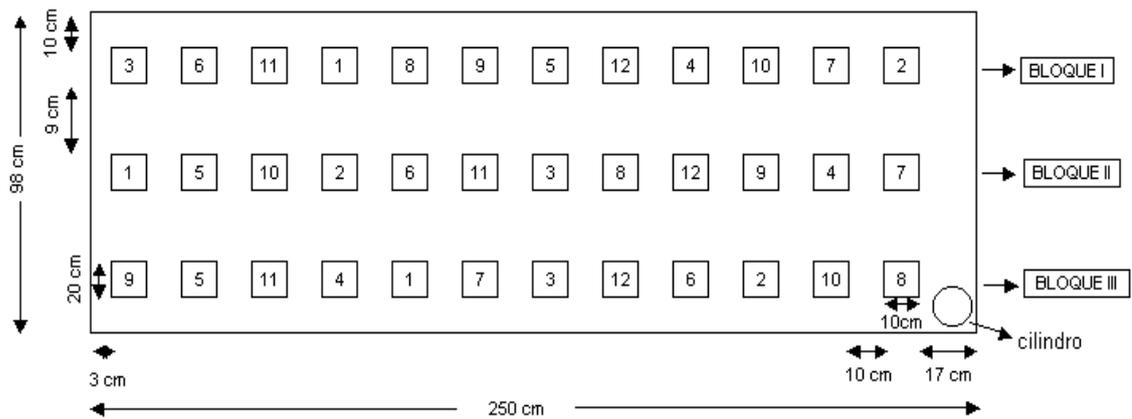


Figura 6: Distribución de los tratamientos en el propagador del ensayo dos

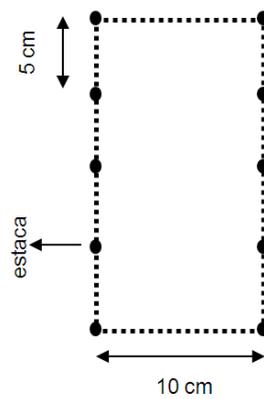


Figura 7: Distribución de las estacas dentro de una unidad experimental

## Características Generales del Experimento

### a) Del propagador

Largo.....	250 cm
Ancho.....	98 cm
Área total.....	24'500 cm <sup>2</sup>
Área neta (230 cm x 48 cm).....	11'040 cm <sup>2</sup>

## 1 er ensayo

### b) De los bloques

Número de bloques.....	3
Largo de los bloques.....	250 cm
Ancho de los bloques.....	6 cm
Área neta de bloques (230 cm x 6 cm).....	1'380 cm <sup>2</sup>
Ancho entre bloques.....	15 cm

### c) De las parcelas

Número de parcelas por bloque.....	3
Número de parcelas por experimento.....	9
Largo de parcelas.....	78 cm
Ancho de parcelas.....	6 cm
Área neta de parcelas (73.25 cm x 6 cm).....	439.5 cm <sup>2</sup>

### d) De las sub-parcelas

Número de subparcelas por parcela.....	4
Número de subparcelas por bloque.....	12
Número de subparcelas por experimento.....	36
Largo de subparcelas.....	16 cm
Ancho de subparcelas.....	6 cm
Área de subparcelas.....	96 cm <sup>2</sup>
Ancho entre subparcelas.....	3.5 cm

### e) Del material vegetativo

Número de estaquillas por subparcela.....	6
Número de estaquillas por parcela.....	24

Número de estaquillas por bloque.....	72
Número total de estaquillas del experimento.....	216

## 2do ensayo

### b) De los bloques

Número de bloques.....	3
Largo de los bloques.....	250 cm
Ancho de los bloques.....	20 cm
Área neta de bloques (230 cm x 20 cm).....	4'600 cm <sup>2</sup>
Ancho entre bloques.....	9 cm

### d) De las unidades experimentales

Número de unidades experimentales/bloque.....	12
Número de unids. experimentales/experimento.....	36
Largo de unidades experimentales.....	20 cm
Ancho de unidades experimentales.....	10 cm
Área de unidades experimentales.....	200 cm <sup>2</sup>
Ancho entre unidades experimentales.....	10 cm

### e) Del material vegetativo

Número de estaquillas por unidad experimental.....	10
Número de estaquillas por bloque.....	120
Número de estaquillas por factor tipo de estaquilla .....	120
Número de estaquillas por factor long. de estaquilla.....	180
Núm. de estaquillas por factor área foliar de estaquilla.....	180
Número total de estaquillas del experimento.....	360

## **3.5. INSTRUMENTOS DE RECOLECCION DE DATOS**

### **3.5.1. Material y Equipo Experimental**

- Estacas juveniles de cedro, todas con similares características y respetando los arreglos a utilizarse en cada uno de los ensayos del experimento.
- Diferentes tipos de sustrato: Arena de río y arena blanca.
- Propagadores de sub irrigación.
- Hormona Acido Indol Butírico (AIB).
- Vasos de precipitado
- Tubos de ensayo
- Envases
- Regla
- Vernier

### **3.5.2. Material y equipo de campo**

- Tijera podadora.
- Costales
- baldes 10 lt
- envases de 5 lt
- Tubo de PVC de 15 cm de largo y 15 cm de diámetro
- Papel periódico húmedo, agua según la necesidad.
- Plumones indelebles y etiquetas para la identificación.
- Tablero de apuntes
- Libreta de campo
- Malla negra

### **3.5.3. Material y Equipo de Gabinete**

- Papel Bond A4.
- Lápiz.

- Bolígrafo.
- Computadora
- Tinta para impresora, color negro
- Tinta para impresora, colores

### **3.6. PROCEDIMIENTO DE RECOLECCIÓN DE DATOS**

#### **3.6.1. Construcción y Características del propagador**

El propagador utilizado está basado en un diseño realizado por HOWLAND (1975), modificado por LEAKEY y LONGMAN (1988), con nuevas modificaciones realizadas a la luz de las experiencias en el CATIE (LEAKEY et al. 1990). Para su construcción se utilizó un marco de madera forrado con un plástico resistente, para la retención del agua y la conservación de humedad. En el fondo del propagador se colocó una capa fina de arena de 1cm (para prevenir la ruptura del plástico), una capa de piedras medianas de 6-10 cm (diámetro) hasta una altura de 6 cm. Las piedras se cubrieron con una capa de gravilla de una altura de 0.5 cm. Finalmente se colocó la última capa de 5cm de espesor, compuesta por el sustrato a utilizar, y se adicionó 80 litros de agua por un pequeño cilindro de plástico PVC, insertado verticalmente a través de las diferentes capas, que permitió observar el nivel del agua o para adicionar más agua si es necesario. El marco se cubrió con una tapa, también forrada de plástico, que ajuste lo mejor posible para evitar la pérdida de humedad. Un alambre se cruzó de un extremo medio al otro para proporcionar soporte adicional al marco (Figura 8.).



Figura 8. Propagador de subirrigación.

### 3.6.2. Preparación del Sustrato

Para el primer ensayo, se utilizó como sustrato arena fina (0,02-0,2mm), gravilla (< 3.5 mm) y arena gruesa (0,2-2mm). Para esto, se contó con arena negra de playa, ripio y arena blanca de río, la misma que fueron tamizadas (zarandear) especialmente para obtener la granulometría correcta. Es así que para la arena fina, se usó arena negra zarandeada primero en el tamiz de malla 20 (0.833 mm) y luego en una de malla 60 (0.250 mm); para la gravilla, se utilizó ripio zarandeada primero en una malla metálica de 5mm y luego en una malla plástica de 3.5mm; y para la arena gruesa, se utilizó la arena blanca, zarandeada en un tamiz de malla número 20 (0.833 mm). Estos mismos, fueron colocados sobre las divisiones correspondientes del propagador según el diseño metodológico. Mientras que, para el segundo ensayo se utilizó el mejor sustrato del ensayo anterior, con las consideraciones granulométricas equivalentes. Cabe recalcar, que el sustrato y demás capas utilizadas en el

propagador fueron desinfectados con vapor de agua caliente durante dos horas, solo las piedras medianas se remojaron con agua caliente.

### **3.6.3. Identificación y recolección de las estacas**

Las estacas fueron cosechadas del huerto yemero del IIAP para el primer ensayo y los plántones obtenidos, para el segundo, de brotes ortropicos, sanos y vigorosos de 30-50cm de longitud o longitudes mayores a las definitivas. El entrenudo terminal se eliminó, ya que este normalmente es demasiado suave y propenso al marchitamiento, lo mismo que los entrenudos basales que estén demasiado lignificados. Estos se protegieron para evitar el estrés fisiológico que sufren en el periodo de la extracción y preparación de las estacas, colocándolas en un recipiente de tecnopor con hielo chancado en la base, formando un tipo de colchón con costales de plástico.

### **3.6.4. Preparación de las estaquillas**

- **En longitud:** se realizaron un corte transversal a las estacas recolectadas para obtener las longitudes definitivas de acuerdo a cada ensayo (6cm para el primer ensayo y 4 y 8 cm para el segundo ensayo respectivamente), apoyadas con una regla.
- **En área foliar:** se determinó el área foliar de un idiotipo de foliolo. Para esto se procedió a coger 40 foliolos para la prueba de determinación de área promedio por el método de cuadrícula. Se utilizó la tercera parte inferior de la hoja, para el ensayo uno y todos los foliolos de la hoja de las estacas escogidas para el segundo ensayo. Posteriormente se utilizaron plantillas de cartón de forma similar a la forma idiotípica y se recortaron los sobrantes, para el área por cada ensayo.
- **En nivel de estaca:** se utilizaron aquellos provenientes de la parte media, para el primer ensayo; y para el segundo ensayo se utilizaron

provenientes de la parte apical, media y basal, que para tal efecto, se determinó que de la estaca extraída, la tercera parte superior representa la parte apical, con las características de poca turgencia y color verde más claro con respecto a las demás, generalmente lo constituyeron los tres primeros pares de folíolos de la estaca de la parte superior; ahora el tipo media lo representó las dos tercera partes de la estaca, que frecuentemente fueron los dos pares de folíolos siguientes a la apical y la del tipo basal, la tercera parte inferior de la estaca con características como de mayor lignificación del tallo y color verde oscuro con aspecto de marrón, generalmente fueron los tres pares de folíolos siguientes de las del tipo media.

- **Desinfección de las estacas:** se sumergieron las estacas preparadas en un recipiente con la solución de cupravit al 0.3% por un periodo de 10 minutos, para luego colocarlos en una malla tendida para que escurran y sequen las estacas por 5 minutos.

### **3.6.5. Aplicación de hormona AIB**

El método que se utilizó es la de inmersión rápida que, consistió en introducir la base de la estaca en una solución concentrada de la auxina por tres segundos e insertar inmediatamente la estaca en el medio de propagación. La auxina se diluirá en alcohol puro, lo cual requiere la evaporación del alcohol mediante la aplicación de una corriente de aire antes de introducir la estaca en el medio de enraizamiento. Las dosis para el primer ensayo fueron según tratamiento, pero para el segundo ensayo fue la que obtuvo mejor resultado en el primer ensayo.

### **3.6.6. Colocación de las estacas en el propagador**

La siembra de las estaquitas se realizó con mucho cuidado, haciendo hoyos de 2cm de profundidad, apoyando con un punzón señalado a la altura requerida, colocando la estaquilla en hoyo y presionando con los dedos alrededor de la

estaca, con el objetivo de darle estabilidad con el sustrato. No se introdujo la estaca a presión dentro del sustrato por que pudo dañar los delicados tejidos en el corte.

Las estaquillas fueron colocadas según distribución de cada tratamiento por cada ensayo, empezando por aquellas del tercer bloque de izquierda a derecha, siguiendo con las del segundo y culminando con las del primer bloque.

La instalación de cada ensayo, fue muy temprano y el ambiente se protegió previamente con mallas negras de 65% (que dejan pasar la luz a un 65% del total del ambiente).

### **3.6.7. Cuidados durante el periodo de propagación**

Cuando las estacas fueron establecidas dentro del propagador se regó los foliolos con agua utilizando un aspersor manual. Una vez que el propagador fue cerrado este creó un ambiente interno de alta humedad que favoreció al enraizamiento; además que se mantuvo cerrada la tapa para evitar descensos de humedad relativa dentro del propagador.

En cuanto al periodo de aclimatación de las estaquillas al medio de enraizamiento del propagador, se consideró necesario 14 días, tiempo en el cual se colocó una malla verde de 65% doblada en la mitad sobre el propagador para disminuir la penetración de la luz y la temperatura sobre las estaquillas.

Además, se estableció inspecciones de tres veces diarias (08:30am, 12:30pm y 03:30 pm) para detectar y corregir problemas patológicos, eliminar hojas caídas, nevaduras o estacas con síntomas de necrosis que pueden ser foco de infección, para observar y mantener el nivel de agua y para observar el avance en el proceso de enraizamiento. Cada vez que se abrió la tapa del

propagador se roció con agua, especialmente después de periodos de alta temperatura, esto ayudo a mantener turgente las estaquillas y favorecer el proceso de enraizamiento.

### **3.6.8. Toma de datos meteorológicos**

Previa inspección de todo el ensayo, se realizo la toma de datos climatológicos durante el tiempo que duró el experimento, las mismas que registraron (Anexo 1) temperaturas: ambiental, del sustrato, máxima ( $T^{\circ}$  max.), mínima ( $T^{\circ}$  min.) y media ( $T^{\circ}$  med.) dentro y fuera del propagador; la luminosidad y las humedades relativas: mínima, máxima y media, dentro y fuera del propagador. Estos datos sirvieron como indicadores del estado del ambiente y su regulación, en razón de su influencia en el enraizamiento de las estaquillas.

Es así, que las condiciones ambientales promedio en la cámara de propagación durante el tiempo de evaluación fueron: temperatura del aire 28.85°C, temperatura del sustrato 28.20 °C, luminosidad 2514.58 lux y humedad relativa del 74.19 %.

Cuadro 6. Condiciones ambientales promedio durante la evaluación de *C. odorata*. Promedio 68 días.

Temperatura Ambiente (°C)		34.13
Luminosidad (lux)		2514.58
Temperatura fuera del propagador	Media (°C)	28.85
	Mínima (°C)	20.56
Humedad fuera del propagador	Media (%)	72.44
	Máxima (%)	90.82
	Mínima (%)	28.95
Temperatura dentro del propagador	Media (°C)	28.85
	Mínima (°C)	21.57
Humedad dentro del propagador	Media (%)	74.19
	Máxima (%)	92.12
	Mínima (%)	47.68
Temperatura del sustrato (°C)		28.20

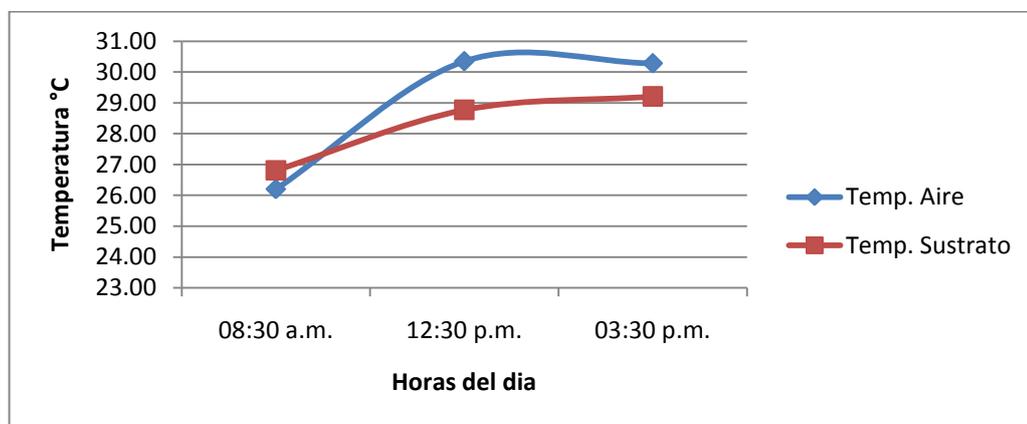


Figura 9: Temperatura del aire y sustrato dentro del propagador durante el día. Promedio 68 días

Por un lado, la temperatura que rodea a las estacas tiene influencia en el enraizado, puesto que las temperaturas altas aumentan los procesos fisiológicos y en consecuencia el agotamiento de las reservas (Hartmann y Kester, 1972).

Más aun, bajo condiciones tropicales, el propagador de sub-irrigación mantiene las temperaturas del aire (20-35 °C) y del sustrato (18-30 °C) dentro del rango normal para el enraizamiento de especies forestales (Mesén *et al*, 1992).

Sin embargo Vastey (1962), menciona que la temperatura óptima varía con la especie. Para estacas de algunas especies, es suficiente protegerlas de los rayos directos del sol; en otros casos, el enraizado requiere el control de temperatura ambiental, lo cual se consigue en condiciones de invernadero.

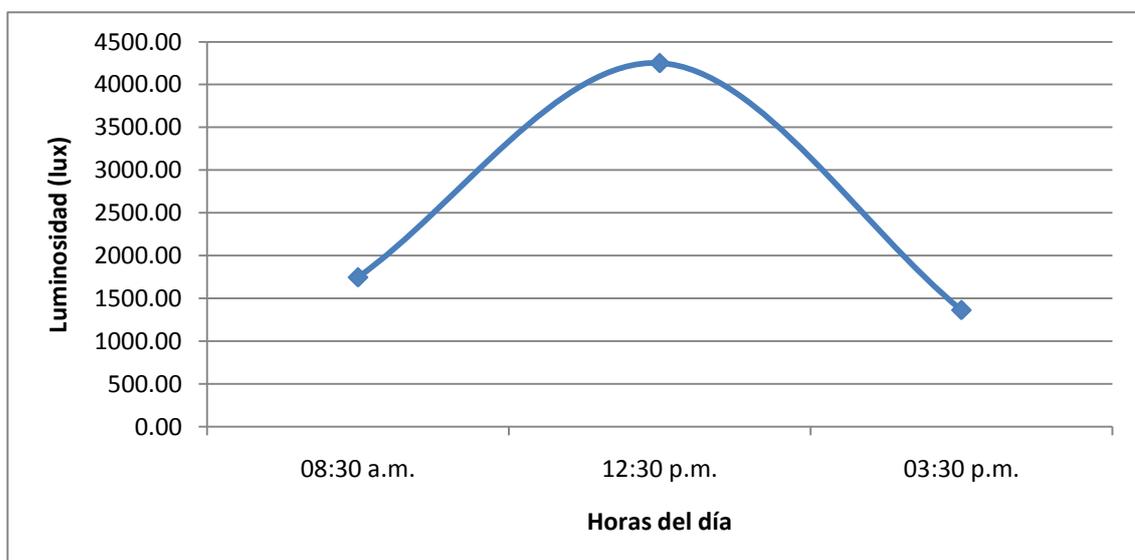


Figura 10: Luminosidad durante el día, promedio 68 días

El factor luz también influye en el enraizamiento de estacas (BACHELARD, y STOWE, 1963), por lo cual se recomienda que la estaca no sea expuesta a la luz fuerte o intensa, sino a una luz parcial o de intensidad suave (Giordano, 1961), que puede ser conseguido mediante el uso de sombra.

Sin embargo, la reducción en la luz no debe ser excesiva, por la reducción consecuente en la tasa fotosintética de las estacas y en la cantidad de metabolitos disponibles para la formación de raíces. Más aun el efecto de la luz sobre el enraizamiento varía con las especies (Mesen *et al*, 1992).

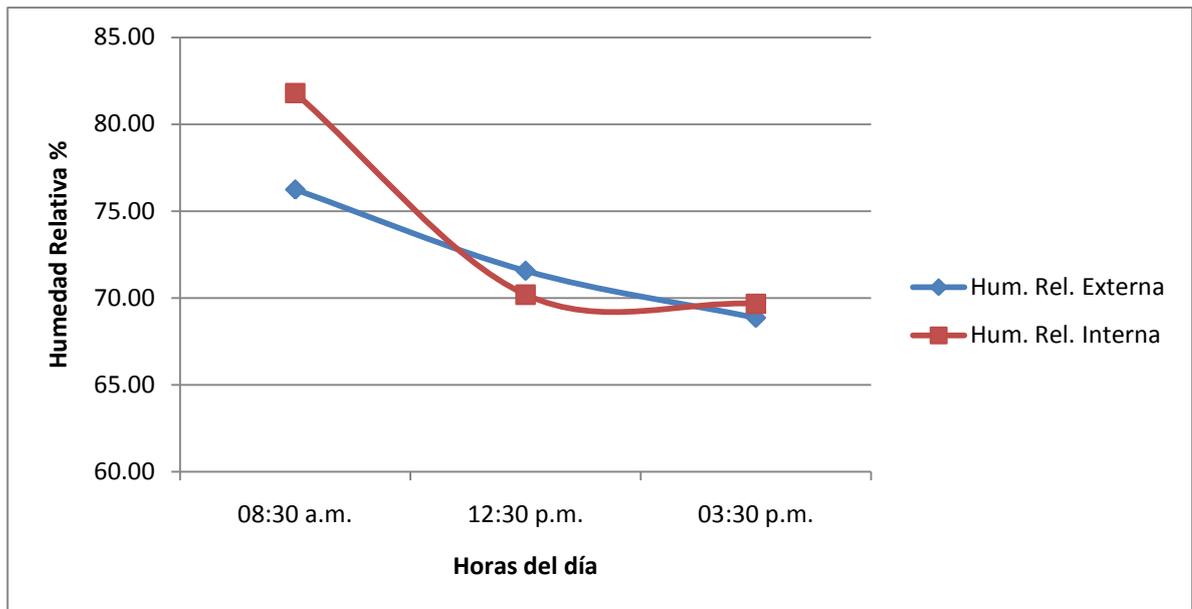


Figura 11: Humedad relativa fuera y dentro del propagador durante el día, promedio 68 días

Por otro lado, la humedad relativa es un factor ambiental primordial en el enraizamiento de las estacas, puesto que humedades relativas bajas producen pérdidas de agua por evapotranspiración, observadas con la condición de turgencia y las estacas pueden desecarse. Se precisa entonces una humedad relativa del aire alta en los comienzos del enraizado, para reducir la evapotranspiración y evitar marchitamiento de los propágulos (Oosting, 1951).

Por su parte, Martin y Quillet (1974), revelaron que la atmosfera que rodea la parte aérea de las estacas debe contener 100% de humedad para reducir al máximo las pérdidas de agua por evapotranspiración. Cuculiza (1995), considera que la humedad ambiente debe ser constante y oscilar entre 95 y 100%.

### 3.6.9. Evaluaciones

Las evaluaciones del efecto de los tratamientos sobre el enraizamiento de las estacas fueron realizadas después de 2, 3, 4, 5 semanas de haber sido colocadas en la cámara propagadora, con el objetivo de analizar el comportamiento de los tratamientos por cada ensayo, y tomar acciones preventivas.

Para tal efecto, se tomó aleatoriamente por cada ensayo una estacilla por unidad experimental. Es así que, para el primer y segundo ensayo se evaluaron 36 estacillas, anotados en un formato específico.

Para la sexta semana de evaluación se tomaron todas la estacillas del experimento como evaluación final, anotadas en un formato específico por ensayo (Anexo 2) considerando para cada unidad experimental un número de estacilla y un arreglo de evaluación, tal como muestra la figura 12 y 13.

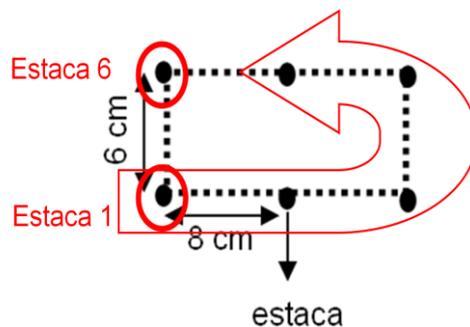


Figura 12: disposición de número de estacilla y arreglo de evaluación para la unidad experimental del primer ensayo.

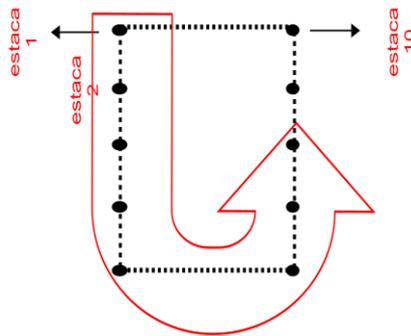


Figura13: disposición de número de estacilla y arreglo de evaluación para la unidad experimental del primer ensayo.

### 3.7. PROCESAMIENTO PARA RECOLECCION DE DATOS

Para la recolección de datos se diseñaron formatos con los siguientes puntos:

- **Días:** es el tiempo transcurrido desde la instalación del ensayo.
- **Clave:** es la ubicación del tratamiento según bloque.
- **Tratamiento:** es la codificación de las combinaciones de los factores
- **Estaca:** es el número de estacilla correspondiente por tratamiento.
- **Ø mm:** es el diámetro de la estacilla expresada en mm, tomado a 1cm de la base.
- **Raíz Núm.:** es el resultado del conteo del número de raíces por estacilla.
- **Raíz Long:** es el promedio de longitud expresado en mm de las raíces medidas por estacilla. Se consideraron aquellas que fueron mayores iguales a 5 mm.

- **Callos Núm:** es el resultado del conteo del número de callos por estaquilla.
- **Brotos Núm:** es el resultado del conteo del número de brotes por estaquilla.
- **Brotos Long:** es el promedio de longitud expresado en mm de los brotes medidos por estaquilla. Se consideraron aquellas que fueron mayores iguales a 2 mm.
- **Coloración:** es el tono de coloración de las hojas de los brotes de cada estaquilla. Así se determinaron 4 categorías: verde oscuro (ve), verde claro (vc), amarillo-verdoso (av), amarillo (a).
- **Vigor:** es la calificación visual del estado de la estaquilla: excelente (1), buena (2), regular (3) y mala (4).

### 3.7.1. VARIABLES EVALUADAS

Con los datos se procedieron a determinar las variables de estudio:

- **%enraizamiento** =  $\frac{\text{Núm. estaquillas enraizadas x unid. experimental}}{\text{Número de estaquillas por unidad experimental}} \times 100$
- **Número de raíces por estaquilla** = conteo de raíces por cada estaquilla
- **Longitud raíz promedio** =  $\frac{\text{Suma de las longs. de las raíces por estaquilla}}{\text{Número de raíces por estaquilla}}$
- **%callosidad** =  $\frac{\text{Núm. estaquillas con callos x unid. experimental}}{\text{Número de estaquillas por unidad experimental}} \times 100$
- **%brotación** =  $\frac{\text{Núm. estaquillas con brote x unid. experimental}}{\text{Número de estaquillas por unidad experimental}} \times 100$

Número de estaquillas por unidad experimental

- **Número de brotes por estaquilla** =  $\frac{\text{conteo de brotes por cada estaquilla}}{\text{Número de estaquillas por unidad experimental}}$
- **Longitud brote promedio** =  $\frac{\text{Suma de las longs de los brotes por estaquilla}}{\text{Número de brotes por estaquilla}}$
- **%Sobrevivencia** =  $\frac{\text{Núm. estaquillas vivas x unidad experimental}}{\text{Número de estaquillas por unidad experimental}} \times 100$

Así el porcentaje de enraizamiento, callosidad brotación y sobrevivencia tienen una variación discontinua, ya que solo existe la probabilidad de que las estaquillas enraícen, tengan callos, broten, sobrevivan o no lo hagan. Además, tienen una distribución binomial, por lo que para procesar la información los datos fueron transformados con el arcoseno de la raíz cuadrada.

- **%enraizamiento\_transformada** =  $\text{arcseno}\sqrt{\% \text{enraizamiento}}$
- **%brotación\_transformada** =  $\text{arcseno}\sqrt{\% \text{brotación}}$
- **%sobrevivencia\_transformada** =  $\text{arcseno}\sqrt{\% \text{sobrevivencia}}$

### 3.8. TRATAMIENTO DE DATOS

Para analizar el efecto de los tratamientos aplicados en cada ensayo a nivel estadístico, se determinó el manejo de los datos en el programa estadístico INFOSTAT 2004.

La interpretación del efecto de los tratamientos se realizó mediante los análisis de varianza correspondientes y las pruebas de rango múltiple de Tukey pertinentes en cada caso, con la finalidad de determinar el o los mejores

tratamientos y sus efectos en la propagación vegetativa de las estaquillas de **C. odorata**.

## CAPITULO IV

### RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### 4.1. Influencia del tipo de sustrato y dosis de AIB sobre la propagación de Cedro colorado (*C. odorata*)

##### 4.1.1 Porcentaje de enraizamiento (%)

El análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de enraizamiento de estaquillas de *C. odorata* después de 42 días de haberse instalado en la cámara propagadora se presenta en el Cuadro 7 y muestra que el tipo de sustrato influyó estadísticamente de forma significativa ( $p \leq 0.05$ ) en el enraizamiento de las estaquillas de *C. odorata*; y tanto la dosis de AIB como la interacción del sustrato\*dosis no presentaron diferencia significativa ( $p \leq 0.05$ ) para esta variable.

Cuadro 7. Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento de estaquillas de Cedro colorado (*C. odorata*), después de 42 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa ( $p \leq 0.05$ )

Fuente de Variación	G.L.	Cuadrados Medios	Significancia
bloque	2	0,08	
sustrato	2	0,48	*
dosis	3	0,0046	
bloque*sustrato	4	0,01	
sustrato*dosis	6	0,13	
Error	18	0,10	

\* Significativo al 5%, sin \* No Significativo al 5%

Comprobada la influencia significativa del tipo de sustrato en el porcentaje de enraizamiento de estaquillas de *C. odorata*, la prueba del rango múltiple de Tukey mostró que el sustrato de tipo arena gruesa presentó estadísticamente ( $p \leq 0.05$ ) el mayor porcentaje de enraizamiento (83.3%) frente a la gravilla y arena fina en 24.9 y 30.5%, respectivamente (Figura 14).

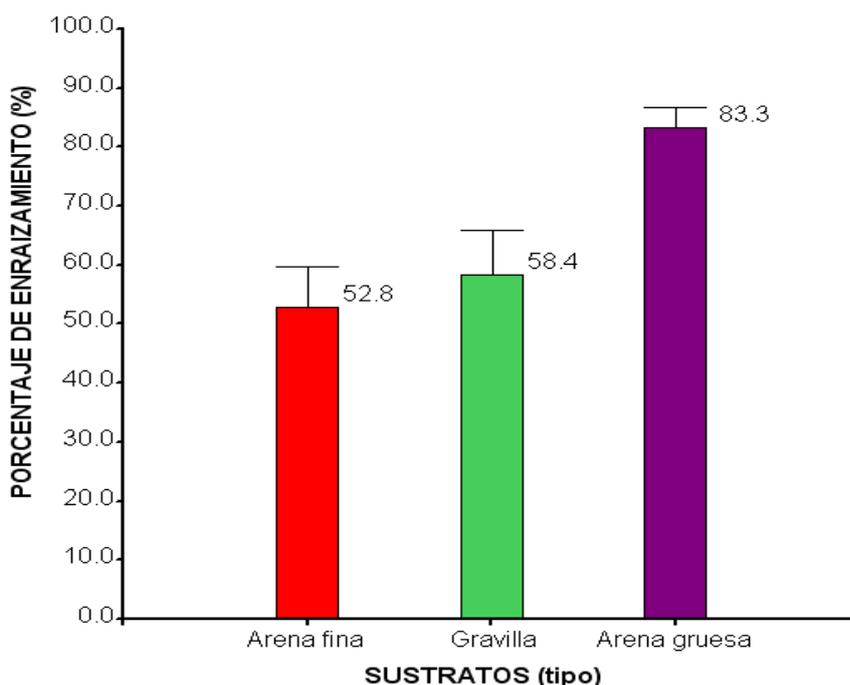


Figura 14. Porcentaje de enraizamiento de estaquillas de Cedro colorado (*C. odorata*) en función del tipo de sustrato, después de 42 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa.

Resultados satisfactorios en varias especies forestales también fueron obtenidos en arena gruesa (2 mm), explicando que se debe por el balance óptimo entre capacidad de retención de agua y aireación que existe en esta (Mesen, 1998). Por su parte Díaz (1991), también confirmó la afinidad del enraizamiento de *C. odorata* en el sustrato arena, donde alcanzó un 64% de enraizamiento superando a la mezcla (grava: arena) y grava, en 8 y 13%, respectivamente. Así mismo, Mesen (1992), probó en *S. macrophylla* (otra Meliácea) varias combinaciones arena:grava y obtuvo el mejor enraizamiento (superiores al 50% de enraizamiento) en sustratos con más del 50% de arena,

aunque no precisa el tipo de arena. Esto fue confirmado por Vásquez (2009) quien obtuvo 53% de enraizamiento de *S. macrophylla* en arena media.

Por lo tanto, la arena gruesa que habría proporcionado a las estaquillas de *C. odorata* el soporte adecuado, tuvo la capacidad de retener agua, drenar de manera apropiada y contener buena aireación (tal como lo exponen Hartmann y Kester, 1972), necesarios para la efectividad de un buen sustrato para enraizamiento.

La Prueba del rango múltiple de Tukey no determinó diferencias significativas entre las dosis de AIB para el porcentaje de enraizamiento. Sin embargo, el porcentaje de enraizamiento para el testigo, seguido de la dosis de 4000 ppm fueron superiores (68.6% y 64.9%, respectivamente) a las dosis de 2000 y 3000 ppm.

Por otro lado, al analizar gráficamente la interacción entre el tipo de sustrato y dosis de AIB, presentada en la Figura 15, se observa que aun a pesar de no presentar diferencia significativa ( $p \leq 0.05$ ) de acuerdo a la Prueba de Tukey, cualquiera de las dosis empleadas en el sustrato arena gruesa produjeron porcentajes de enraizamiento superiores al 77%; no obstante, el efecto combinado entre arena gruesa y 3000 ppm permitieron alcanzar numéricamente el mayor porcentaje de enraizamiento con 89%, frente a las demás dosis. Díaz (1991) también obtuvo resultados satisfactorios en el porcentaje de enraizamiento de *C. odorata*, usando arena en combinación con las dosis intermedias de 0.2 y 0.4% de AIB (74 y 82%, respectivamente).

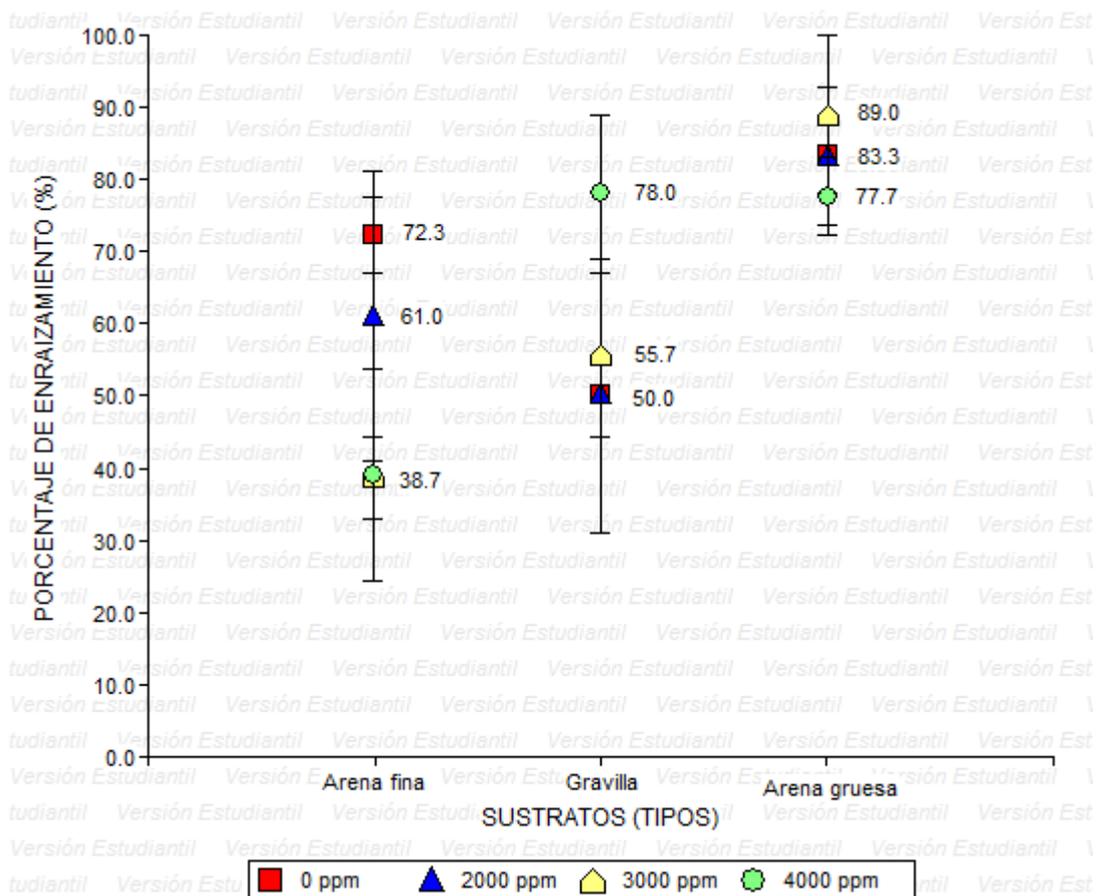


Figura 15. Porcentaje de enraizamiento de Cedro colorado (*C. odorata*) en función a la interacción tipo de sustrato y dosis AIB, luego de 42 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa.

#### 4.1.2 Número de raíces por estaquilla (N°) y longitud de raíz promedio (mm)

El análisis de varianza determinó la existencia de diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0.05$ ) tanto para la variable número de raíces por estaquilla, como para la longitud de raíz promedio (Cuadro 8 y Figura 16) debido al tipo de sustrato; y no diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ), en los factores dosis de AIB y la interacción dosis con el sustrato. Por lo tanto, el tipo de sustrato también influye en ambas variables, tal como sucedió en la variable porcentaje de enraizamiento.

Cuadro 8. Análisis de varianza del número de raíces por estacilla y longitud de raíz promedio para Cedro colorado (*C. odorata*), después de 42 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa ( $p \leq 0.05$ ).

Fuente de Variación	G.L.	CUADRADOS MEDIOS	
		NÚMERO RAICES	LONGITUD RAIZ
bloque	2	2,46	314,09
sustrato	2	9,85 *	4149,51 *
dosis	3	4,70	35,00
bloque*sustrato	4	0,57	66,73
sustrato*dosis	6	2,18	510,73
Error	18	1,89	275,53

\* Significativo al 5%, sin \* No Significativo al 5%

El rango múltiple de Tukey mostró que el tipo de sustrato arena gruesa fue significativamente ( $p \leq 0.05$ ) superior frente a las arenas fina y gravilla, tanto para las variables número de raíz por estacilla (4.1) y longitud de raíz promedio (65 mm) (Figura 16). Sin embargo, Díaz (1991) obtuvo en promedio 16 raíces más, para la misma especie y bajo las mismas condiciones de la cámara de subirrigación. Por otro lado, en micropropagación vegetativa de *C. odorata* empleando explantes y concentraciones en medios de cultivo de WPM en 50% y de 30 g/l de sacarosa, se obtuvo solo 3.9 raíces promedio por explante y de 60 a 70 mm de longitud de raíz promedio, empleando el medio de cultivo WPM en 100% y 40 gr/l de sacarosa (Pérez, 2001).

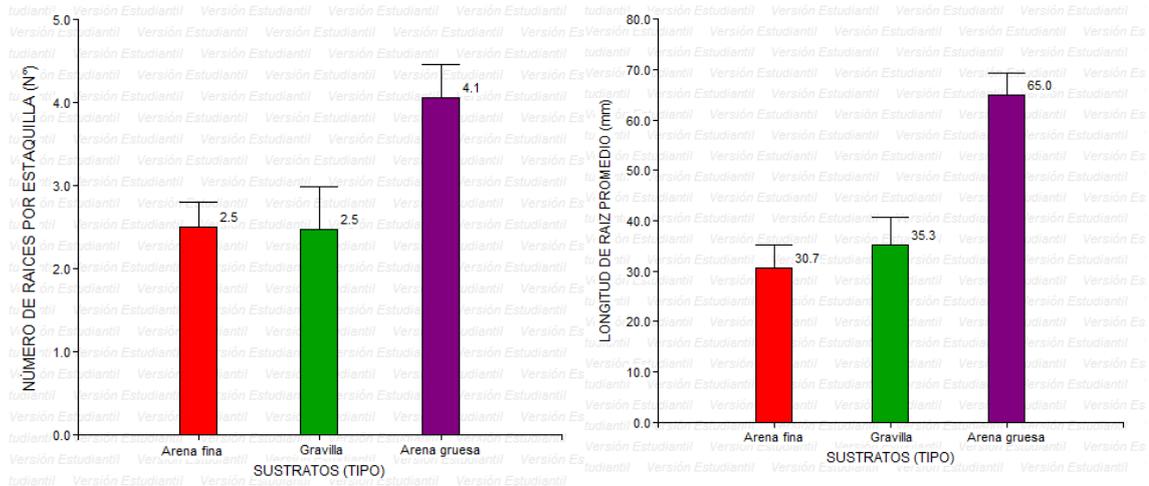


Figura 16. Número de raíces por estaquilla (izquierda) y longitud de raíz promedio (derecha) en función del tipo de sustrato para las estaquillas de Cedro colorado (*C. odorata*), luego de 42 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa.

La Prueba del rango múltiple de Tukey no determinó diferencias significativas entre las dosis de AIB probadas para el número de raíces por estaquilla y longitud de raíz promedio. Sin embargo, el número de raíces para las dosis de 3000 y 4000 ppm, fueron superiores (3.6 raíces por estaquilla) a las demás dosis; y la longitud de raíz promedio para el testigo, seguido de la dosis de 3000 ppm fueron las mayores (46.1 y 44.1 mm, respectivamente) frente a las demás dosis probadas.

También se determinó 5.4 raíces por estaquilla de *C. odorata*, como mayor resultado, con la combinación arena gruesa y 3000 ppm de AIB, aún a pesar de no existir diferencia significativa ( $p \leq 0.05$ ), de acuerdo a la prueba de Tukey, para las interacciones entre sustrato y dosis de AIB. Este incremento de 1.3 raíces más podría estar influenciado por la edad de la planta madre (Komissarov, 1964), así como el uso de estaquillas muy delgadas, que es confirmado por la correlación negativa entre el diámetro de estaquillas y el número de raíces promedio por estaquilla de *C. odorata* ( $r = -0.45$ ;  $p \leq 0.01$ ) y además de la presencia de yemas y hojas, que representan grandes productoras de auxinas las cuales son trasladadas del ápice a la base

(PRONAMACHCS, 1998) y que es confirmada por la correlación positiva entre el número de hojas por brote de estaquillas de *C. odorata* y el número de raíces por estaquilla de *C. odorata* ( $r=0.46$ ;  $p \leq 0.01$ ).

La longitud de raíz promedio más larga (72 mm) fue obtenida en arena gruesa y sin dosis alguna de AIB (0 ppm). Esto pudo deberse a que la cantidad original de auxinas presentes en la estaquilla de *C. odorata* se habría repartido en un menor número de raíces por estaquilla y en consecuencia favorecido la elongación de las mismas, promovidas por la facilidad de las raíces de crecer en la arena gruesa. El diámetro de la estaquilla que mostró correlación negativa con la longitud de raíz promedio ( $r=-0.49$ ;  $p \leq 0.01$ ). Otros factores como la luz, temperatura del aire y agua, también favorecen el elongamiento radical (Darus, 1993).

Por lo tanto, arena gruesa como sustrato, así como las disposiciones naturales de auxinas en estaquillas delgadas de la especie *C. odorata*, tendrían un efecto positivo en el número de raíces por estaquilla de *C. odorata* y su longitud de raíz promedio.

#### **4.1.3 Porcentaje de callos (%), porcentaje de brotes (%), porcentaje de sobrevivencia (%); número de brotes por estaquilla (N°) y longitud de brotes promedio (mm).**

El análisis de varianza (ANVA) efectuada para el porcentaje de brotes, porcentaje de sobrevivencia y número de brotes por estaquilla también presentó diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0.05$ ) debido al factor sustrato (Cuadro 9), pero no significativas ( $p \leq 0.05$ ) para la dosis de AIB y la interacción sustrato\*dosis; teniendo igual resultado, de no significancia ( $p \leq 0.05$ ), para las variables porcentajes de callos y longitud de brotes, para ninguno de los factores e interacción entre estas.

Cuadro 9. Análisis de varianza para los porcentajes de callos, brotes y sobrevivencia, número de brotes por estaquilla y longitud de brote promedio para Cedro colorado (*C. odorata*), después de 42 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa ( $p \leq 0.05$ ).

Fuente de Variación	G.L.	CUADRADOS MEDIOS				
		PORCENTAJES			NÚMERO	LONGITUD
		CALLOS	BROTOS	SOBREVIVENCIA	BROTOS	BROTOS
bloque	2	0,04	0,04	0,04	0,01	10,79
sustrato	2	0,10	0,39 *	0,48 *	0,29 *	85,28
dosis	3	0,02	0,08	0,03	0,06	248,00
bloque*sustrato	4	0,03	0,02	0,01	0,01	12,16
sustrato*dosis	6	0,07	0,10	0,14	0,06	94,63
Error	18	0,08	0,09	0,10	0,05	89,08

\* Significativo al 5%, sin \* No Significativo al 5%

La prueba del rango múltiple de Tukey efectuado para las variables porcentaje de brotes y porcentaje de sobrevivencia mostraron, en ambos casos, que el mejor sustrato fue la arena gruesa ( $p \leq 0.05$ ), alcanzando porcentajes de 75.2 y 84.7%, respectivamente (Figura 17). En el caso del porcentaje de brotes, la arena gruesa superó a la gravilla y arena fina en 27.9 y 25.4%, respectivamente. Del mismo modo Díaz (1991) registro 54% de brotes en estaquillas de *C. odorata* en arena pero superó a la mezcla (grava:arena) en apenas 5% y a la grava en 17%. Así mismo, De Miranda (2000) con estacas semileñosas de *S. macrophylla* (otra Meliácea) comprobó mayor significancia ( $p < 0.05$ ) en el porcentaje de brotes con el tipo de sustrato arena gruesa, quien obtuvo 43.75%, frente a los 35% de arena fina, 33.75% de aserrín y 17.5% de cascara de arroz carbonizada.

Por lo tanto, el sustrato arena gruesa después de aportar las condiciones favorables para el enraizamiento, también habría generado los medios y mecanismos propicios para la brotación de las estaquilla de *C. odorata*,

El porcentaje de sobrevivencia para la arena gruesa también superó significativamente ( $p \leq 0.05$ ) a la gravilla y arena fina en 24.9 y 27.8% respectivamente (Figura 4). Consecuentemente, junto al enraizamiento la arena gruesa presentaría las condiciones más adecuadas para la sobrevivencia y brotación de las estaquillas de *C. odorata*, tal como los evidencian las altas correlaciones positivas que presentaron entre el porcentaje de sobrevivencia y el porcentaje de enraizamiento ( $r=0.97$ ;  $p \leq 0.001$ ) y el porcentaje de brotación ( $r=0.86$ ;  $p \leq 0.001$ ).

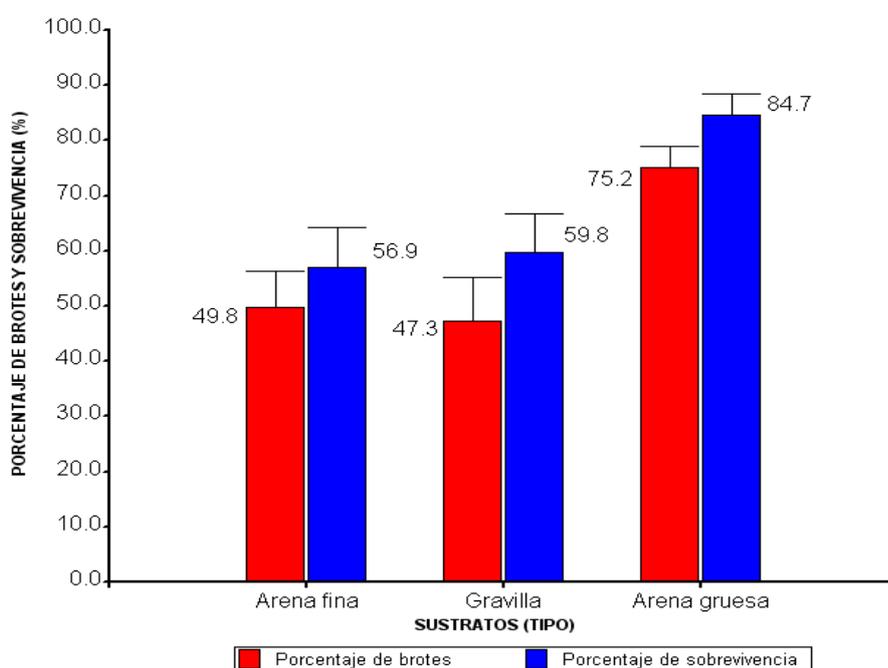


Figura 17. Porcentaje de brote y porcentaje de sobrevivencia en función al tipo de sustrato para las estaquillas de Cedro colorado (*C. odorata*), después de 42 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa.

El rango múltiple de Tukey efectuada para el número de brotes por estaquilla mostró que la arena gruesa también fue superior ( $p \leq 0.05$ ) con 0.75 brotes por estaquilla de *C. odorata* frente a la gravilla y arena fina en 59.6 y 50.0%, respectivamente (Figura 18). De Miranda (2000) con estacas semileñosas de *S. macrophylla* (otra Meliácea) comprobó que después de nueve semanas de haber instalado su ensayo, la mayor significancia ( $p < 0.05$ ) en el número de brotes con el tipo de sustrato de arena gruesa, obteniendo 38 brotes por

estaquilla frente a los 29, 28 y 15 brotes en arena fina, aserrín y cascara de arroz carbonizada, respectivamente. Por consiguiente, el sustrato arena gruesa, permite que estaquillas de *C. odorata* de seis semanas desarrollen al menos un brote por estaquilla antes que el propio enraizamiento de éstas. Al respecto, el número de brotes no debería ser abundante mientras la estaquilla no cuente con un adecuado sistema radicular, pues de ser así provocaría un desequilibrio entre fotosíntesis y respiración y/o las sustancias nutricionales de la estaquilla serían empleadas para la formación de nuevos brotes y no de raíces, produciendo la muerte eventual de la estaquilla (Diaz, 1991). Aunque en el caso del *C. odorata* la aparición precoz de los brotes (antes de las primeras dos semanas) al parecer favoreciera el enraizamiento, esto fue comprobado por la correlación positiva entre el número de raíces por estaquilla y el número de brotes ( $r= 0.72$ ;  $p \leq 0.05$ ).

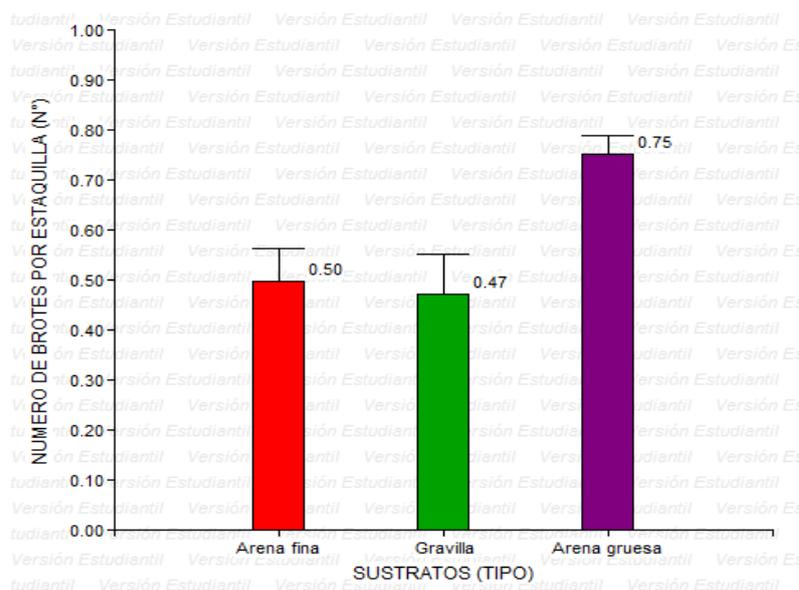


Figura 18. Número de brotes por estaquilla en función al tipo de sustrato para las estaquillas de Cedro colorado (*C. odorata*), después de 42 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa.

## 4.2. Influencia del tipo de estaquilla, longitud de estaquilla y área foliar de estaquilla sobre la propagación de Cedro colorado (*C. odorata*)

### 4.2.1 Porcentaje de enraizamiento (%)

El análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de enraizamiento de estaquillas de *C. odorata* después de 43 días de haberse instalado en la cámara propagadora en un medio de sustrato de arena gruesa y con 3000 ppm de AIB, se presenta en el Cuadro 10, mostrando que el tipo de estaquilla influyó de forma altamente significativa ( $p \leq 0.01$ ) en el enraizamiento de las estaquillas de *C. odorata*; tanto la longitud de estaquilla, área foliar de estaquilla, interacciones dobles (tipo\*longitud, tipo\*área foliar, longitud\*área foliar) como la interacción triple (tipo\*longitud\*área foliar) no presentaron diferencia significativa ( $p \leq 0.05$ ) para esta variable.

Cuadro 10. Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento de estaquillas de Cedro colorado (*C. odorata*), después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa ( $p \leq 0.05$ )

Fuente de Variación	G.L.	Cuadrados Medios	Significancia
bloque	2	0,04	
Tipo de estaquilla	2	2,32	**
Longitud de estaquilla	1	0.0027	
Área foliar	1	0,06	
Tipo*longitud	2	0,12	
Tipo*área foliar	2	0,05	
Longitud*área foliar	1	0.000025	
Tipo*longitud*área foliar	2	0,09	
Error	22	0,05	

\*\*Significativo al 1%, \* Significativo al 5%, sin \* No Significativo al 5%

Comprobada la influencia significativa del tipo de estaquilla en el porcentaje de enraizamiento de estaquillas de *C. odorata*, la prueba del rango múltiple de Tukey mostró que el de tipo estaquilla procedente de la parte apical presentó estadísticamente ( $p \leq 0.05$ ) el mayor porcentaje de enraizamiento (85.8%) frente

a las estaquillas procedentes de la parte medio y basal en 39.2 y 69.2%, respectivamente (Figura 19).

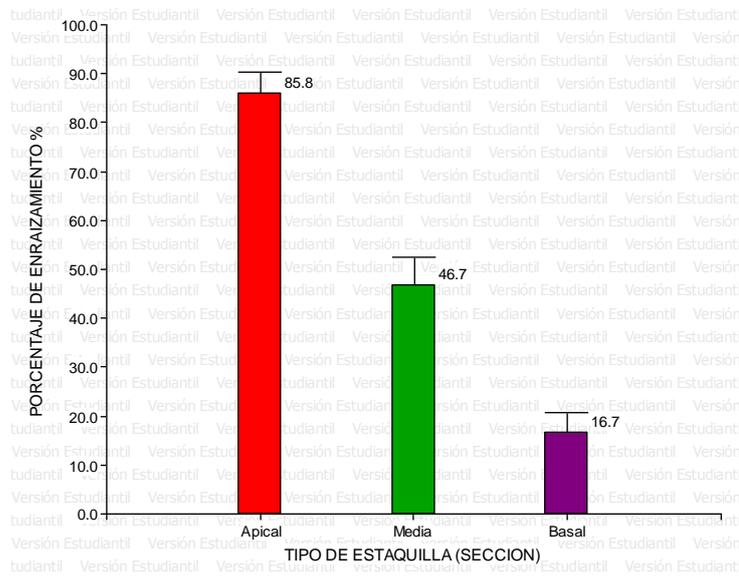


Figura 19. Porcentaje de enraizamiento de estaquillas de Cedro colorado (*C. odorata*) en función del tipo de estaquilla, después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa

Por su parte Vásquez (2009), con estaquillas de *S. macrophylla* (otra Meliácea) también confirmó porcentajes de enraizamiento mayores en estaquillas provenientes del nivel apical, donde alcanzó un 43% de enraizamiento superando mínimamente a las provenientes del nivel medio y basal, en 2 y 3%, respectivamente. Así mismo, Flores (2010), probó en estaquillas de *A. cearensis* que el porcentaje de enraizamiento para el tipo de estaquilla de la parte apical (73%) y la parte media (72%), en conjunto mostraron diferencia estadísticamente significativa ( $p \leq 0.05$ ), frente a la parte basal que solo alcanzó un 39%.

La respuesta del porcentaje de enraizamiento de las estaquillas de *C. odorata* dibuja una recta ascendente, desde las estaquillas procedentes de niveles basales hacia aquellas procedentes de niveles apicales, donde alcanza su máximo valor. Las diferencias en respuesta al enraizamiento entre estacas de zonas más apicales que las de los sitios basales, se debe probablemente a diferencias en la actividad celular, la cantidad de reguladores endógenos, los

niveles de asimilados y el grado de lignificación (Lo, 1985). Además, en un mismo brote existen gradientes en succulencia, carbohidratos, contenido de nitrógeno, edad, morfología así como diferencial en el potencial hídrico y probablemente, de reguladores de crecimiento como auxinas, citoquininas y giberelinas, todo lo cual afecta el enraizamiento (Leakey, 1983; Mesén, 1992).

La Prueba del rango múltiple de Tukey no determinó diferencias significativas entre las longitudes de estaquilla y área foliares probadas para el porcentaje de enraizamiento. Sin embargo, el porcentaje de enraizamiento para la longitud de 8 cm y 50 cm<sup>2</sup>, fueron superiores (51.1% y 51.7%, respectivamente) a la longitud de 4 cm y área foliar de 20 cm<sup>2</sup>, respectivamente.

Con respecto a las interacciones dobles de los factores: tipo con longitud de estaquilla de *C. odorata*, y el tipo con el área foliar de estaquilla de *C. odorata*, las pruebas de rango múltiple de Tukey indican diferencia significativa ( $p \leq 0.05$ ) en las combinaciones con el tipo de estaquilla provenientes de la parte apical, frente a las demás combinaciones (Figura 20); con resultados superiores (91.7%) en las interacciones, apical con 4 cm de longitud y apical con 50 cm<sup>2</sup> de área foliar por estaquilla de *C. odorata*, respectivamente.

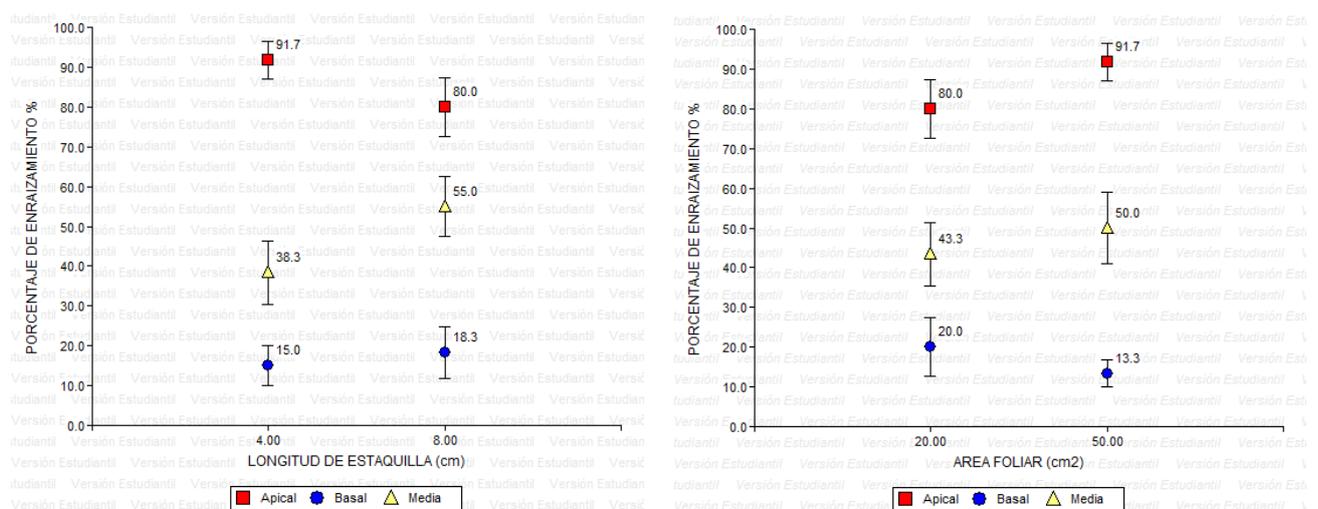


Figura 20. Porcentaje de enraizamiento de estaquillas de Cedro colorado (*C. odorata*) en función a las interacciones del tipo de estaquilla con longitud de estaquilla (izquierda) y tipo de estaquilla con área foliar por estaquilla (derecha), después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa.

Además, al analizar la interacción triple entre el tipo de estaquilla, longitud de estaquilla y área foliar de estaquilla, presentada en el Cuadro 11, se observa que cualquiera de las longitudes y áreas foliares empleadas en el tipo de estaquilla procedentes del nivel apical de *C. odorata* son igual de positivas que produjeron porcentajes de enraizamiento superiores al 66%; no obstante, el efecto combinado entre estaquillas procedentes del nivel apical, con longitud de 4 cm y 20 cm<sup>2</sup> de área foliar, al igual que las estaquillas apicales, de 8 cm de longitud y 50 cm<sup>2</sup> de área foliar, permitieron alcanzar estadísticamente ( $p \leq 0.05$ ) el mayor porcentaje de enraizamiento con 93.3%, frente a las demás interacciones.

Cuadro 11. Prueba del rango múltiple de Tukey del porcentaje de enraizamiento de estaquillas de Cedro colorado (*C. odorata*) en función de la interacción tipo de estaquilla, longitud de estaquilla y área foliar, después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa ( $p \leq 0.05$ )

Tipo	Longitud (cm)	Área foliar (cm <sup>2</sup> )	Número de estaquillas	Medias	Alfa =0.05		
basal	4	20	30	13.3	A		
basal	8	50	30	10.0	A	B	
basal	4	50	30	16.7	A	B	
basal	8	20	30	26.7	A	B	
media	4	20	30	33.3	A	B	
media	4	50	30	43.3	A	B	C
media	8	20	30	53.3	A	B	C
media	8	50	30	56.7	A	B	C
apical	8	20	30	66.7		B	C
apical	4	50	30	90.0			C
apical	4	20	30	93.3			C
apical	8	50	30	93.3			C

Letras distintas indican diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ )

Mientras que la longitud de estaquilla está relacionada con la capacidad de almacenaje de productos fotosintéticos (Leakey y Mohammed, 1985) el área foliar se relaciona con la producción de estos (Kamaluddin y Ali, 1996 citados por NÚÑEZ, 1997). Por lo tanto, las causas probables que originaron los resultados satisfactorios para el porcentaje de enraizamiento de estaquillas de ***C. odorata*** para este ensayo, fueron el conseguir un equilibrio entre la producción y el almacenaje de carbohidratos para la iniciación de las raíces, sumados a las características del provenir de la sección apical que aporta mayor actividad a la estaquilla por su juvenalidad.

#### 4.2.2 Número de raíces por estaquilla (N°) y longitud de raíz promedio (mm)

El análisis de varianza determinó la existencia de diferencia altamente significativa ( $p \leq 0.01$ ) tanto para la variable número de raíces por estaquilla, como para la longitud de raíz promedio (Cuadro 12 y Figura 21) debido al tipo de estaquilla; también, la diferencia estadísticamente significativa ( $p \leq 0.05$ ) para ambas variables, en función a la interacción del tipo de estaquilla con la longitud de estaquilla y solo para el número de raíces por estaquilla, diferencia significativa ( $p \leq 0.05$ ) debido al área foliar y la interacción de esta última con el tipo de estaquilla; no se encontró diferencia significativa ( $p \leq 0.05$ ) en la variable número de raíces y longitud de raíz para el factor área foliar, la interacción doble longitud\*área foliar y la triple interacción tipo\*longitud\*área foliar; y sólo para área foliar y la interacción tipo\*área foliar, diferencia no significativa ( $p \leq 0.05$ ), en la variable longitud de raíz promedio.

Cuadro 12. Análisis de varianza del número de raíces por estaquilla y longitud de raíz promedio para Cedro colorado (*C. odorata*), después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa ( $p \leq 0.05$ ).

Fuente de Variación	G.L.	CUADRADOS MEDIOS	
		NUM. RAICES	LONG. RAIZ
bloque	2	0,67	374,87 *
Tipo de estaquilla	2	1665,06 **	3008,35 **
Longitud de estaquilla	1	7,47	13,86
Área foliar de estaquilla	1	126,94 *	298,25
Tipo*longitud	2	154,12 *	315,62 *
Tipo*área foliar	2	138,57 *	118,98
Longitud*área foliar	1	33,64	0,25
Tipo*longitud*área foliar	2	88,37	67,93
Error	22	29,19	71,12

\*\* Significativo al 1%, \* Significativo al 5%, sin \* No Significativo al 5%

El rango múltiple de Tukey mostró que las estaquillas provenientes del nivel apical fueron significativamente ( $p \leq 0.05$ ) superiores frente a las provenientes

de las medias y basales, tanto para la variable número de raíz por estaquilla (25) como para la longitud de raíz promedio (36.1 mm) (Figura 21).

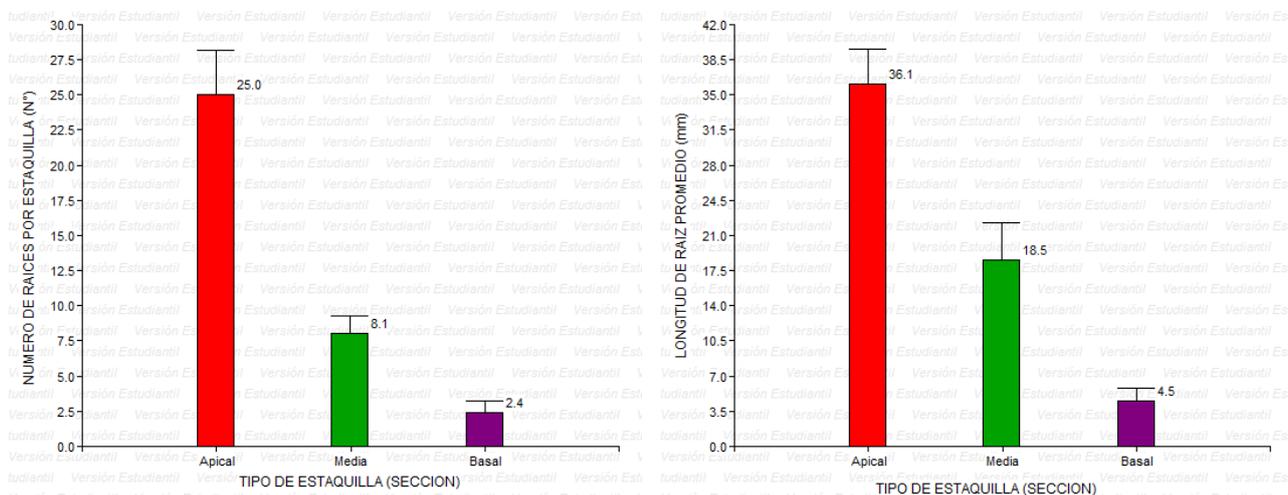


Figura 21. Número de raíces por estaquilla (izquierda) y longitud de raíz promedio (derecha) en función del tipo de estaquilla de Cedro colorado (*C. odorata*), luego de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa.

Estos resultados probablemente se deban a que las estacas apicales son más jóvenes y en consecuencia, hay más células capaces de volverse meristemáticas, además de su capacidad en concentrar sustancias endógenas promotoras del crecimiento radicular. (Hartmann *et al*, 1992).

Con respecto al área foliar y su influencia en el número de raíces por estaquilla de *C. odorata*, la prueba de rango multiple de Tukey indica que el área foliar de 50 cm<sup>2</sup> es significativamente ( $p \leq 0.05$ ) superior (13.7) al de 20 cm<sup>2</sup> en 3.7 raíces por estaquilla (Figura 21). Por su parte, Díaz (1991) con estaquillas de *C. odorata* encontró que el área foliar de 100 cm<sup>2</sup> es superior en número de raíces por estaquilla a las de 50 y 25 cm<sup>2</sup> en 12% y 50%, respectivamente.

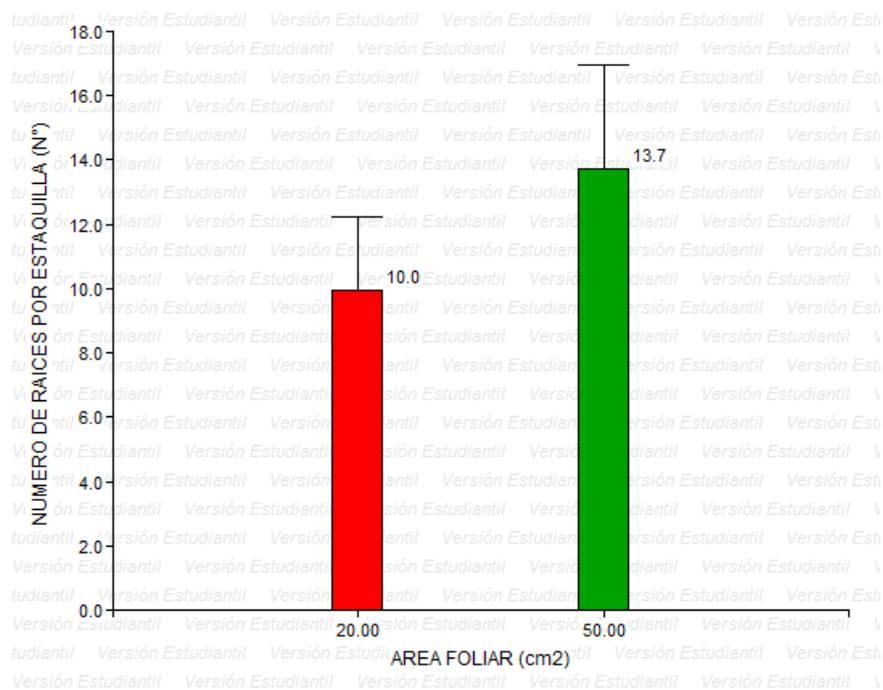


Figura 22. Número de raíces por estaquilla en función al área foliar de la estaquilla de Cedro colorado (*Cedrela odorata*), luego de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa.

Por lo tanto, la presencia de hojas en la estaquilla, ejerce una fuerte influencia, estimulando la iniciación de raíces (Hartmann *et al*, 1992), gracias a que constituye fuente de asimilados, auxinas y otras sustancias (Mesen, 1998); y específicamente para las estaquillas de *C. odorata* el área foliar de 50 cm<sup>2</sup> habría conseguido el mejor balance entre la fotosíntesis y la transpiración.

Además, la prueba de Tukey para el número de raíces por estaquilla y las longitudes de raíces promedio, muestran que no existen diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) en función a los niveles de longitud y área foliar de estaquilla usadas. Sin embargo, la longitud de 4 cm presenta el mayor resultado frente a la de 8 cm, con 12.3 raíces por estaquilla y 20.3 mm de longitud de raíz promedio; además que, el área foliar de 50 cm<sup>2</sup> representa el mayor resultado frente a la de 20 cm<sup>2</sup>, para estas dos variables con 13.7 raíces por estaquilla y 22.6 mm de longitud de raíz promedio.

Para las interacciones dobles de los factores: tipo con longitud de estaquilla de *C. odorata*, y el tipo con el área foliar de estaquilla de *C. odorata*, las pruebas de rango múltiple de Tukey para número de raíces por estaquilla, indican diferencia significativa ( $p \leq 0.05$ ) en las combinaciones con el tipo de estaquilla provenientes de nivel apical, frente a las demás combinaciones (Figura 23); con resultados superiores (29.5 y 30.6 raíces por estaquilla) en las interacciones, apical con 4 cm de longitud y apical con 50 cm<sup>2</sup> de área foliar por estaquilla de *C. odorata*, respectivamente.

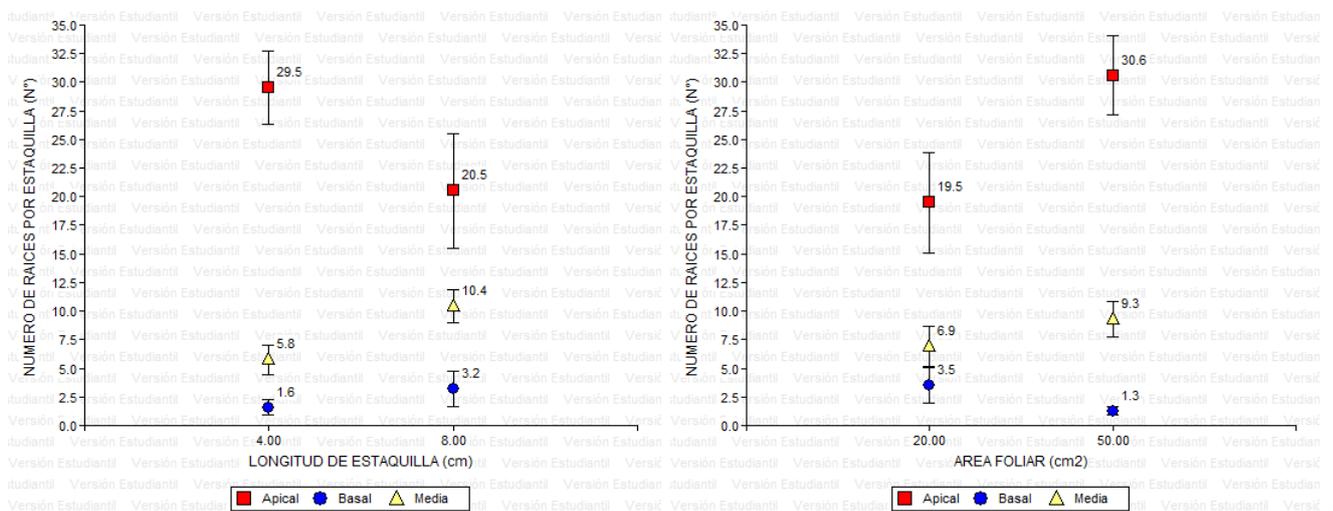


Figura 23. Número de raíces por estaquilla de Cedro colorado (*C. odorata*) en función a las interacciones del tipo de estaquilla con longitud de estaquilla (izquierda) y tipo de estaquilla con área foliar por estaquilla (derecha), después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa

Además, La longitud de raíz promedio más larga (42.2 mm) fue obtenida con la acción combinada de las estaquillas de la parte apical con 4 cm de longitud por estaquilla, tal como se observa en la figura 24. Mencionando que, las combinaciones con estaquillas de la parte apical están sobre encima de 29 mm de longitud de raíz.

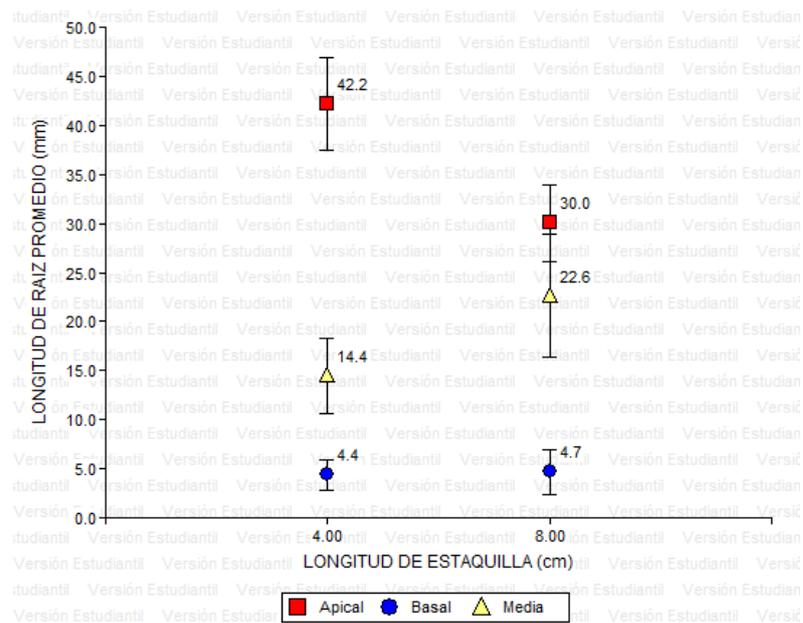


Figura 24. Longitud de raíz promedio por estaca de Cedro colorado (*C. odorata*) en función a la interacción del tipo de estaca con longitud de estaca, después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa

Este resultado pudo deberse a que la acción combinada de succulencia y la concentración óptima de productos fotosintéticos permitieron la elongación constante y mayor en las raíces.

Por lo tanto, la utilización de estacas apicales, con 4 cm de longitud y un área foliar de 50 cm<sup>2</sup> por estaca de *C. odorata*, tendrían un efecto positivo en el número de raíces y longitud de raíz promedio por estaca de *C. odorata*.

#### 4.2.3 Porcentaje de callos (%), porcentaje de brotes (%), porcentaje de sobrevivencia (%); número de brotes por estaca (N°) y longitud de brotes promedio (mm).

El análisis de varianza (ANVA) efectuada para el porcentaje de callos, porcentaje de brotes, porcentaje de sobrevivencia, número de brotes y longitud de brotes promedio por estaca, presentaron diferencias altamente significativas ( $p \leq 0.01$ ) debido al tipo de estaca; además, de diferencia

significativa ( $p \leq 0.05$ ) para el porcentaje de callos en función a la longitud de estaquilla de *C. odorata*; también, diferencia altamente significativa para el porcentaje, número y longitud de brotes según la interacción doble: tipo de estaquilla y longitud de estaquilla ( $p \leq 0.01$ ); así como, diferencia significativa ( $p \leq 0.05$ ) para el porcentaje de callos de acuerdo a la combinación doble: longitud y área foliar de estaquilla; y solo con la interacción triple: tipo, longitud y área foliar de estaquilla, el porcentaje de brotes encontró diferencia significativa ( $p \leq 0.05$ ) (Cuadro 13). Las diferencias no significativas ( $p \leq 0.05$ ) presentes para estas variables se muestran debajo en el cuadro 13.

Cuadro 13. Análisis de varianza para los porcentajes de callos, brotes y sobrevivencia; número de brotes por estaquilla y longitud de brote promedio de estaquillas de Cedro colorado (*C. odorata*), después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa ( $p \leq 0.05$ ).

Fuente de Variación	G.L.	CUADRADOS MEDIOS				
		PORCENTAJES			NÚMERO	LONGITUD
		CALLOS	BROTOS	SOBREVIVENCIA	BROTOS	BROTOS
bloque	2	0,22 **	0,01	0,03	0,0033	3,17
Tipo de estaquilla	2	1,55 **	1,79 **	2,19**	1,16 **	41,46 **
Longitud de estaquilla	1	0,18 *	0,11	0,06	0,07	0,84
Área foliar de estaquilla	1	0,08	0,0028	0,03	0,0044	0,11
Tipo*longitud	2	0,01	0,31 **	0,15	0,19 **	11,98 **
Tipo*área foliar	2	0,07	0,0022	0,03	0,01	0,62
Longitud*área foliar	1	0,26 *	0,00009	0,0023	0,0044	0,90
Tipo*longitud*área foliar	2	0,08	0,21 *	0,07	0,08	6,20
Error	22	0,03	0,05	0,05	0,02	1,87

\*\*Significativo al 1%, \* Significativo al 5%, sin \* No Significativo al 5%

La prueba del rango múltiple de Tukey efectuado para las variables porcentaje de callos, porcentaje de brotes y porcentaje de sobrevivencia mostraron, en todos los casos, que el mejor tipo de estaquilla es la procedente de la parte apical ( $p \leq 0.05$ ), alcanzando porcentajes de 61.7, 76.7 y 87.5%, respectivamente (Figura 25). Se observa una línea ascendente entre los

resultados de estas variables y el tipo de estaquilla, partiendo de las basales y creciendo hasta las apicales.

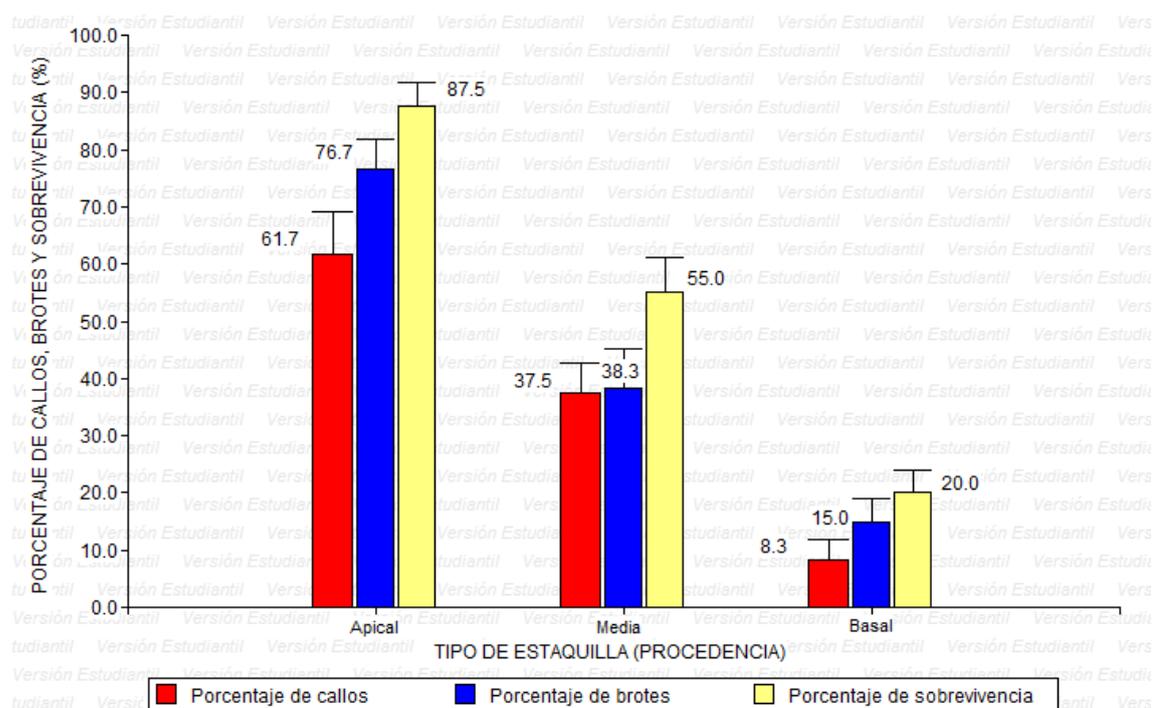


Figura 25. Porcentaje de callos, porcentaje de brotes y porcentaje de sobrevivencia en función al tipo de estaquilla de Cedro colorado (*C. odorata*), después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa.

El porcentaje de callos para las estaquillas procedentes del nivel apical superaron a las procedentes del nivel medio en 24.2% y a las de nivel basal en 53.4%. Además, que en esta variable la prueba de rango múltiple de Tukey muestra que la longitud de estaquilla de 8 cm fue significativamente ( $p \leq 0.05$ ) superior (41.1%) a la longitud de estaquilla de 4 cm en 10.5%. También que, el efecto combinado de 8 cm de longitud y 20 cm<sup>2</sup> de área foliar por estaquilla de *C. odorata* fue superior (42.2%) a las demás interacciones (Figura 26), pero que significativamente ( $p \leq 0.05$ ) es igual a las combinaciones de cualquiera de las longitudes usadas con 50 cm<sup>2</sup> de área foliar.

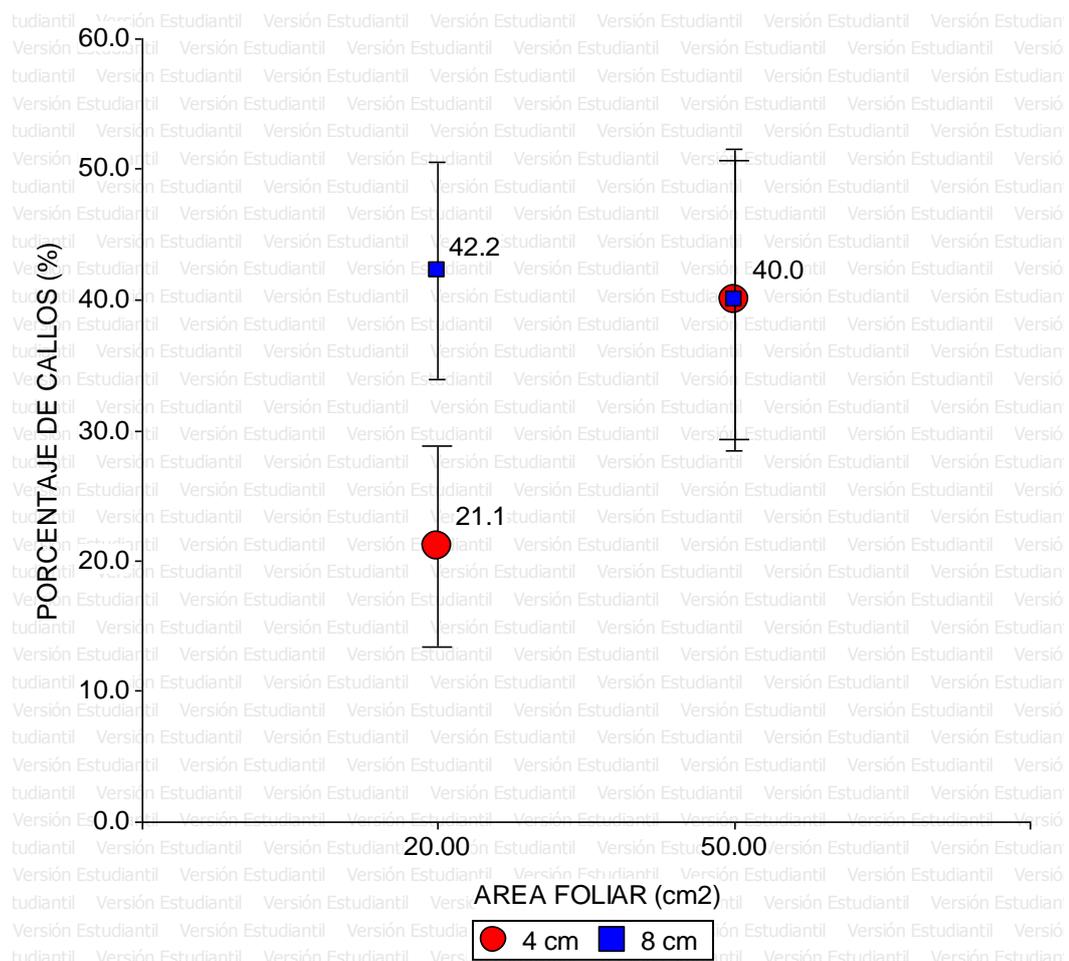


Figura 26. Porcentaje de callos en función a la interacción longitud de estaquilla y área foliar de estaquilla de Cedro colorado (*C. odorata*), después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa.

Estos resultados confirman lo mencionado por Leakey (2004), que señala que desde las hojas, se traslocan hasta la base de las estacas auxinas y carbohidratos, lo que genera las condiciones para que se inicie la formación de raíces adventicias con la formación de callos.

Consecuente con estos resultados se puede inferir lo expuesto por Carrera (1977), quien expone que la formación de callos muchas veces es determinante en el éxito del enraizamiento y el cual es confirmado por la alta significancia ( $p \leq 0.01$ ) en correlación positiva ( $r = 0.77$ ) existente entre el

porcentaje de callos y el porcentaje de enraizamiento de las estaquillas de *C. odorata*

Para el porcentaje de brotes, la procedencia apical fue superior a los procedentes media y basal en 38.4 y 61.7%, respectivamente. Además, la prueba de Tukey para esta variable, muestra a la combinación de estaquillas de la parte apical de 4 cm de longitud con el mayor porcentaje (85%) frente a las demás combinaciones (Figura 27), pero estadísticamente iguales ( $p \leq 0.05$ ) a las estaquillas de 8 cm de longitud procedentes de las partes medias o apicales.

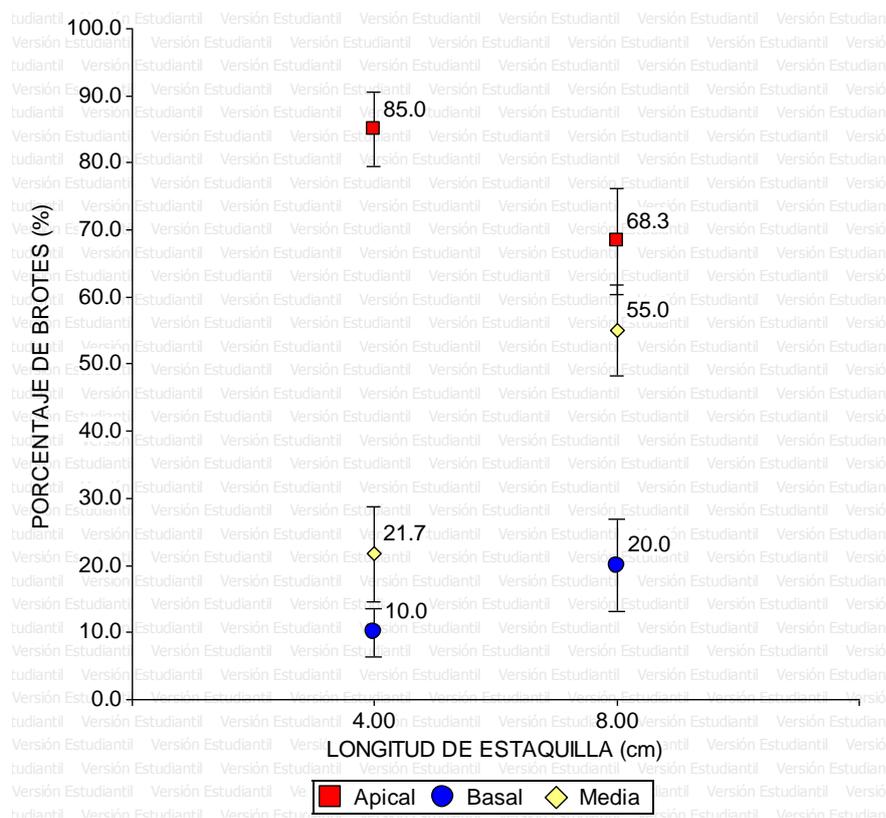


Figura 27. Porcentaje de brotes en función a la interacción tipo de estaca y longitud de estaca de Cedro colorado (*C. odorata*), después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa.

Estos resultados puede deberse a concentraciones adecuadas de giberelinas, que es conocida por sus efectos en el rompimiento de la latencia en brotes (PRONAMACHCS, 1998), a lo largo de las estaquillas procedentes de la

sección apical; así como del uso de estaquillas gruesas, confirmada por la alta correlación positiva ( $p \leq 0.001$ ;  $r = 0.90$ ) entre el porcentaje de brotes y el diámetro de estaquilla.

También, el porcentaje de sobrevivencia para la procedencia del nivel apical fue mayor al del nivel medio en 32.5% y al del nivel basal en 67.5%. Además que luego de 43 días, la mayor parte de la población que logro sobrevivir mostro callosidades ( $p \leq 0.05$ ;  $r = 0.75$ ).

El rango múltiple de Tukey efectuada para el número de brotes y longitud de brotes por estaquilla en función de la interacción entre el tipo y la longitud de estaquilla, muestra número y longitud de brotes por estaquilla mayores a 0.6 brotes y 3.6 mm, respectivamente para aquellas procedentes de la sección apical con cualquiera de las dos longitudes utilizadas (4 y 8 cm). Además que la acción combinada de la procedencia de la parte apical y 4 cm de longitud de estaquilla obtuvo el mayor resultado con 0.8 brotes por estaquilla y 5.6 mm de longitud de brote (Figura 28).

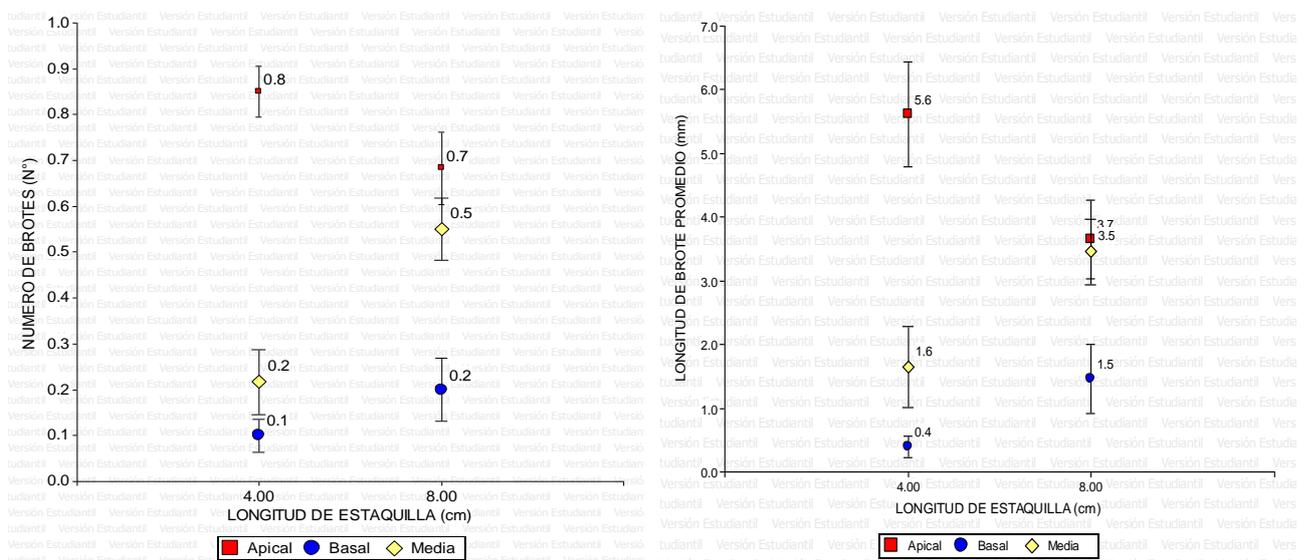


Figura 28. Número de brotes (izquierda) y Longitud de brotes (derecha) en función a la interacción tipo de estaquilla y longitud de estaquilla de

Cedro colorado (*C. odorata*), después de 43 días en la cámara de enraizamiento, Pucallpa.

Estos resultados son probablemente producto de la necesaria y adecuada porción de reservas de las estaquillas de 4cm y la alta actividad celular de la sección apical para el desarrollo (número y longitud) de las yemas preexistentes.

Por lo tanto, para la obtención de mayores resultados en callosidad, brotación, número y longitud de brotes y sobrevivencia en estaquillas de ***C. odorata*** se necesita de estaquillas apicales, de longitudes de 4 cm con 20 cm<sup>2</sup> de área foliar.

## CAPITULO V

### CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

#### 5.1 CONCLUSIONES

- El sustrato arena gruesa mostró mejores resultados (83.3% de enraizamiento, 4.1 raíces por estaquilla, 65 mm de longitud de raíz, 75.2 % de brotes, 0.8 brotes por estaquilla y 84.7 % de sobrevivencia) influyentes positivamente en la propagación de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. “Cedro colorado”.
- No existe diferencia significativa hasta un nivel del 95%, en ninguna de las variables analizadas, entre las dosis de ácido indol butírico usadas en la propagación de estacas juveniles de *Cedrela odorata* “Cedro colorado”.
- El efecto combinado entre arena gruesa y 3000 ppm permitieron alcanzar numéricamente el mayor porcentaje de enraizamiento, número de raíz por estaquilla, longitud de raíz promedio, número de brotes por estaquilla y porcentaje de sobrevivencia, con 89%, 5.4 raíces, 71.7 mm, 0.8 brotes y 89%, respectivamente, frente a las demás interacciones.
- El tipo de estaquilla apical mostró mejores resultados (85.8% de enraizamiento, 61.7% de callos, 76.7% de brotes, 87.5% de sobrevivencia, 25 raíces por estaquilla, 36.1 mm de longitud de raíces promedio, 0.8 brotes por estaquilla y 4.6 mm de longitud de brote) influyentes positivamente en la propagación de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. “Cedro colorado”.

- La acción combinada de estaquillas de la parte apical con 4 cm de longitud mostraron diferencia significativa (91.7% de enraizamiento, 85% de brotes, 91.7% de sobrevivencia, 29.5 raíces por estaquilla, 42.2 mm de longitud de raíz promedio, 0.9 brotes por estaquilla y 5.6 mm de longitud de brote) en la propagación de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. "Cedro colorado".
- La acción combinada de estaquillas de la parte apical con 20 ó 50 cm<sup>2</sup> de área foliar son igual de beneficiosos para la propagación de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. "Cedro colorado".
- La acción combinada del uso de estaquillas de *Cedrela odorata* L. "Cedro colorado" de la porción apical, con 4 cm de longitud y 20 cm<sup>2</sup> de área foliar, determinó hasta un 93.3% de enraizamiento.

## 5.2. RECOMENDACIONES

- Utilizar para la propagación vegetativa de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. "Cedro colorado" en cámara de sub-irrigación, arena de granulometría gruesa, con 3000 ppm de ácido indol-butírico, procedentes de la parte apical, con longitudes de 4 cm y 20 cm<sup>2</sup> de área foliar.
- Analizar la aclimatación de las estaquillas procedentes de este estudio para la utilización en plantaciones forestales a campo definitivo.

## CAPITULO VI

### BIBLIOGRAFIA

- ACOSTA, S. 1959. Propagación vegetativa de leñosas forestales. Editorial La Hacienda. Barcelona-España, 36p.
- BAGGIO, A. J. 1982. Establecimiento, manejo y utilización del sistema agroforestal cercos vivos de *Gliricidia cepium* (Jacq.) Steud. Costa Rica. Tesis Mag. Sc. UCR/CATIE. 91 p.
- BEAKBANE, A. B. 1961. Structure of the plant stem in relation to adventitious rooting. Nature (G.B.) 192: 954-955.
- CARRERA, F. 1987. Resultados de las experiencias de las plantaciones forestales Von Humbolt. Documento de trabajo N 5 CENFOR XII-Pucallpa. 77 p.
- CUCULIZA, P. J. 1955. Propagación por plantas. Lima-Perú. Talleres Gráficos Villanueva. 280 p.
- DÍAZ, E.R.A. 1991. Técnicas de Enraizado de Estacas Juveniles de *Cedrela odorata* L. y *Gmelina arborea* Linn. Tesis Mag. Sc. Turrialba-Costa Rica. UCR/CATIE. 111p.
- DÍAZ, E.R.A., SALAZAR, R. Y MÉSEN, F. 1992. Enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. Silvoenergía N° 51, junio de 1992. CATIE, Turrialba-Costa Rica. 5p.
- EASLEY, D. F. 1989. Tendencia en el potencial de enraizamiento de *Eucalyptus grandis*. Cartón de Colombia. Informe de investigación N° 126. 5p.

- EASLEY, D.F. y LAMBETH, C.C. 1989. Potencial de rebrotamiento y enraizamiento de las procedencias del *Pinus oocarpa* y *Pinus tecunamanii*. Cartón de Colombia. Informe de investigación N° 125. 9p.
- FLORES, A. R. 1986. Efecto de Topófos y de dos profundidades de siembra en la propagación por estacas de *Erithryna poippigiana* (Woopen) O. F. Cook (Pro). Tesis para optar el grado de Magister Agricultura IICA de la OEA. Costa Rica. 67 p.
- FLORES, M. 2010. Evaluación del efecto de cinco dosis de fitohormona, tres tipos de sustrato y tres rasgos de morfotipo en el enraizamiento de estaquillas juveniles de ishpingo (*Amburana cearensis*) en ambientes controlados. Tesis Ing. Forestal. UNU- Ucayali, Perú. 124p.
- FAO. 1979. Evaluación de raíces y brotes de estacas de *Cedrela odorata* en campo definitivo. Turrialba-Costa rica. 57 p.
- GALVÁN, O. 1996. Análisis comparativo del crecimiento de *Cedrela odorata*, *Swietenia macrophylla*, *Amburana cearensis* en fajas de enriquecimiento y viales de extracción. Tesis para optar el Título de Ingeniero Forestal. UNALM-Perú.
- GASPAR, F., HOFINGER, M. 1988. Auxin metabolism during adventitious roting. In.: Adventitious Root formation in Cuttings. Davis. Portland-Oregon. 117-131 p.
- GISPERT, 1984. Frutales y bosque. Biblioteca Práctica Agrícola Ganadera. Tomo 3. Ediciones océano. Barcelona-España, 204p.
- GOMEZ. 1974. Propagación vegetativa de estacas de Cedro y Caoba con la utilización de AIA. San Jose-Costa Rica. 84 p.

- HAISSIG, B. E. 1974. Influences of auxins and auxin synergists on adventitious root primordium initiation and development. *New Zealand Journal of Forestry Science (N.Z.)* 4(2): 311-323.
- HARTMANN, H.T.; KESTER, D.E. 1968. Propagación de plantas, principios y prácticas. 2 ed. Mexico. 702 p.
- HARTMANN, H. T.; KESTER, D. 1972. Propagación de plantas: principios y practicas. Trad. Por Marino Ambrosio A. La Habana. Instituto Cubano del Libro. 693 p.
- HARTMAN Y KESTER. 1977. Propagación de Plantas, Principios y Prácticas. Editorial Continental. México, 873 p.
- HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E.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. Pg 693.
- HARTNEY, V. J. 1980. Vegetative propagation of the Eucalyptus. *Australian Forest Research (Australia)* 10(3): 191-211.
- IVASHCHENKO, A. I. 1940. Propagation of Eucalyptus by cuttings. *Forestry Abstracts (G.B.)* 1:252.
- KANE, M. 1989. Efecto de la posición de la estaca en la plántula, la longitud de la estaca y el nivel de sombra en el enraizamiento de estacas suculentas de *Bombacopsis quinata*. Investigación forestal, Monterrey Forestal, Informe de investigación N° 1. 7p.

- LEAKEY, R. B.; CHAPMAN, V. R.; LONGMAN, K. A. 1982. Physiological studies for tropical tree improvement and conservation: factors affecting root initiation in cuttings of *Triplochiton Scleroxylon* K. Schum. *Forest Ecology and Management (Holanda)* 4: 53-66
- LEAKEY, R.R.B.1985. The capacity for vegetative propagation in trees. In: Cannell, M.G.R., JACKSON, J.E. (eds.). *Attributes of Trees as Crop Plants*. Abbots Ripton, Huntingdon: Institute of Terrestrial Ecology. Pp. 110-133
- LEAKEY, RRB; MESEN, F.; TCHOUNDJEU, Z.; LONGMAN, KA., DICK, JMcP.; NEWTON, A.; MATIN, A., GRACE, J., MUNRO, RC. y MUTHOKA, PN. 1990. Low-technology techniques for the vegetative propagation of tropical trees. *Commonwealth Forestry Review* 69: 247-257.
- LEAKEY, R.R.B.; MESÉN, J.F. 1991. Métodos de propagación vegetativa en árboles tropicales: enraizamiento de estacas juveniles. *In* Manual sobre mejoramiento genético forestal con referencial especial a América Central. Ed. by J.P. CORNELIUS, J.F. MESEN; E. Corea. Turrialba, C. R., CATIE. p. 135-152.
- LIBBY W. J; RAUTER R. M. 1984. Advantages of clonal forestry In: *Scientific and technical articles*. *Forestry Chronicle*. Pp. 145-149.
- 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 *Adventitious root formation in cuttings*. Ed. By T.D. Davis; B.E. Haissig; N.B. Sankhla. Portland, Or. EE.UU., Disocorides Press.102-116 p.

- LONGMAN, KA. 1993. Rooting cuttings of tropical trees. Tropical trees: Propagation and Planting Manuals, Vol. 1. Commonwealth Science Council. 137pp.
- MARTIN, B.; QUILLET, G. 1974. Bouturage des arbres forestiers au Congo. Bois et Forest des Tropiques (Francia). 156.
- MIRANDA, E. 2000. Propagacao vegetative do mogno (*Switenia macrophylla* King) por enraizamento de estacas semilenhosas em cámara úmida. Rio de Janeiro-Brasil. 15 p.
- MELCHIOR, GH. 1974. La propagación vegetativa de *Bombacopsis quinata* (Jacq.) Dugand (Saqui-Saqui) por estacas de epicótilos. Boletín del Instituto Latinoamericano de Investigación y Capacitación, No. 43: 53-61.
- MESEN, F; LEAKEY, R y NEWTON, A. 1992. Hacia el desarrollo de técnicas de silvicultura clonal para el pequeño finquero. El Chasqui 28: 6-18.
- MESÉN, F.; LEAKEY, RRB y NEWTON, AC. 1996. Propagadores de subirrigación: un sistema simple y económico para la propagación vegetativa de especies forestales. En: Salazar, R. (ed). Avances en la producción de Semillas Forestales en America Latina, Memorias. Managua-Nicaragua, 16-20 de octubre 1995. pp. 101-110.
- MESEN, F.1997. Propagación vegetativa, Capitulo 8. En: BOSHIER, DH y LAMB, AT. (eds). *Cordia alliodora*, genética y mejoramiento de árboles. Traducido por FRANCISCO MESEN y HELGA BLANCO. Oxford Forestry Institute, Universidad de Oxford; Tropical Forestry Papers No. 36. pp.: 77-86.

- MESEN, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de subirrigación. CATIE, Serie Técnica, Manual Técnico No. 30, 36pp.
- MESEN, F. y VIQUEZ, E. 2003. Propagación vegetativa, Capítulo 8. En: CORDERO, F y BOSHIER, D.H. (eds). *Bombacopsis quinata*, un árbol maderable para reforestar. Traducido por FRANCISCO MESEN y HELGA BLANCO. Oxford Forestry Institute, Universidad de Oxford; Tropical Forestry Papers No. 36. pp.: 89-96.
- MESEN, F. 2008 Curso: “Bases Técnicas Para la Propagación Vegetativa de Árboles Tropicales Mediante Enraizamiento de Estaquillas”. Pucallpa-Perú.
- MUÑOZ, S. 2003. Embriogénesis somática en Cedro (*Cedrela odorata* Linnaeus) a partir de cotiledones. Tesis para optar el Título de bióloga. Universidad Nacional Agraria la Molina. Facultad de Ciencias. Lima – Perú. 121p.
- PASTOR, A. 1995. Efecto del diámetro y longitud de la estaca de *Tabebuia serratifolia* en dos sistemas de propagación. Tesis Ing. Forestal. Ucayali, Universidad Nacional de Ucayali. Facultad de Ciencias Forestales y Ambientales. 82p.
- PATÍÑO, F. 1997. Recursos Genéticos de Swietenia y Cedrela en los Neotrópicos. Propuestas para Acciones Coordinadas. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma-Italia. p 58.
- PEREZ, J. 2001. Desarrollo de un método de micropropagación aplicable a genotipos selectos de *Cedrela odorata* L. Tesis Mag. Sc. Turrialba-Costa Rica. UCR/CATIE. 95p.

- PINEDO, J. C. 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. 84p.
- PRIESTLEY, J. H.; SWINGLE, F. 1929. Vegetative propagation from the standpoint of plant anatomy. U.S. Departamento of Agriculture. Technical Bulletin N°. 151. 98p.
- PRIMO, Y. E.; CUÑAT, B. P. 1968. Herbicidas y fitorreguladores. 2 ed. Madrid, Aguilar. 300p.
- PRONAMACHS. 1998. Propagación vegetativa de especies forestales en la sierra peruana. Lima – Peru. 24 p.
- QUEJADA, C. 1980. Propagación vegetativa. 2 ed. Madrid-España. 84 p.
- QUIJADA Y GUTIERREZ. 1971. Métodos de propagación vegetativa. En mejora genética de árboles forestales. FAO. DANIDA. Roma. 341 pg.
- SACHS, R. M.; LORETI, F.; DEBIE, J. 1964. Plant rooting Studies indicate sclerenchyma tissue is not a restricting factor. California Agriculture (EE.UU.) 18(9): 4-5.
- SEGURA, A.; MARTINEZ, R., ARIZ, F.; ARGEL, G., TRIVIÑO, T. 1991. Propagación agámica de seis especies forestales neotropicales en Colombia. CONIF, Serie Documentación N°. 20. Bogotá, Colombia. 40pp.
- TARNOWSKI, C. 2003. Propagación Agámica de Especies Forestales de Alto Valor. Informe final a Estación Experimental de Cultivos Tropicales Yuto – INTA. Argentina. 27p.

- TRIGOSO, S.1988. Efecto de dos auxinas y dos ditiocarbamatos en el enraizamiento de estacas de Cedro Colorado *Cedrela odorata* L. en Tingo María. Tesis para optar el título de ingeniero en Recursos Naturales renovables. UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA- TINGO MARIA. Facultad de Recursos Naturales Renovables. Departamento de Ciencias de los Recursos Naturales Renovables. 80 p.
- TULLUME, C. 2000. Características anatómicas y propiedades físico mecánicas del Cedro (*Cedrela odorata* L), proveniente de Satipo. Tesis para optar el título de Ingeniero Forestal. UNALM - Perú.
- UNICA. 2003. Manejo biotecnológico de especies forestales y bambúes en Cuba. Laboratorio Cultivo de Células y Tejidos. Centro de bioplasmas. Cuba, 30 p.
- UNIVERSIDAD CATÓLICA DE OCCIDENTE. 2006. Metodología de micropropagación de segmentos nodales de cedro (*Cedrela odorata* L.) y caoba (*Swietenia humilis*), obtenidos a partir de semilla seleccionada, establecidos bajo condiciones de laboratorio de la universidad católica de occidente. Facultad De Ingeniería Y Arquitectura. Santa Ana – Salvador. 14 p.
- VARGAS, R. G. 1982. Estudio sobre el enraizado de *Eucalyptus deglupta* Blume. Tesis Mag. Sc. Turrialba-Costa Rica. UCR/CATIE. 60p.
- VASQUEZ, A. 2009. Propagación vegetativa de caoba (*Swietenia macrophylla*) mediante enraizamiento de estaquillas juveniles en cámaras de subirrigación. Tesis Ing. Forestal UNAP-Iquitos - Perú
- VASTEY, J. 1962. Estudio sobre la propagación de especies forestales. Tesis de Magíster Agricultura en Turrialba, Costa Rica. 67 p.

WRIGHT, J. W. 1964. Mejoramiento genético de los árboles forestales. FAO. Estudios de Silvicultura y Productos forestales N° 16. 436p.

ZANONI, C-MENDIBURU. 1975. Propagación vegetativa por estacas de ocho especies forestales. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. UCR/CATIE. 95p.

# ANEXOS

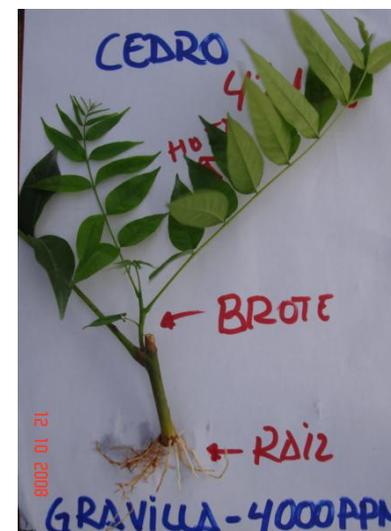
### ANEXO 1: FORMATO PARA DATOS CLIMATOLOGICOS

FECHA	HORA	AMBIENTE Temperatura (°C)	EXTERNA						INTERNA						Luminosidad (lux)	Temperatura de Sustratos (°C)		
			Temperaturas (°C)			Humedad (%)			Temperaturas (°C)			Humedad (%)				Arena Negra	Gravilla	Arena Blanca
			Media	Maxima	Minima	Media	Maxima	Minima	Media	Maxima	Minima	Media	Maxima	Minima				
01/09/2008	08:30 a.m.																	
	12:30 p.m.																	
	03:30 p.m.																	
02/09/2008	08:30 a.m.																	
	12:30 p.m.																	
	03:30 p.m.																	
03/09/2008	08:30 a.m.																	
	12:30 p.m.																	
	03:30 p.m.																	
04/09/2008	08:30 a.m.																	
	12:30 p.m.																	
	03:30 p.m.																	
05/09/2008	08:30 a.m.																	
	12:30 p.m.																	
	03:30 p.m.																	
06/09/2008	08:30 a.m.																	
	12:30 p.m.																	
	03:30 p.m.																	
07/09/2008	08:30 a.m.																	
	12:30 p.m.																	
	03:30 p.m.																	
08/09/2008	08:30 a.m.																	
	12:30 p.m.																	
	03:30 p.m.																	
09/09/2008	08:30 a.m.																	
	12:30 p.m.																	
	03:30 p.m.																	
10/09/2008	08:30 a.m.																	
	12:30 p.m.																	
	03:30 p.m.																	
11/09/2008	08:30 a.m.																	
	12:30 p.m.																	
	03:30 p.m.																	
12/09/2008	08:30 a.m.																	
	12:30 p.m.																	
	03:30 p.m.																	

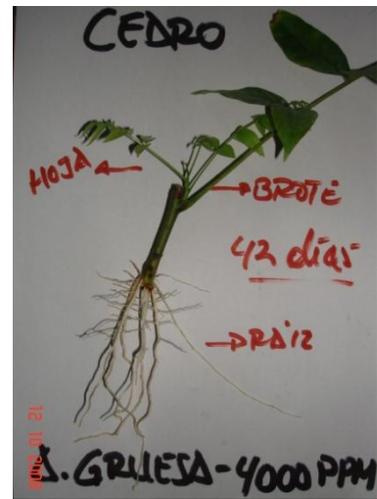
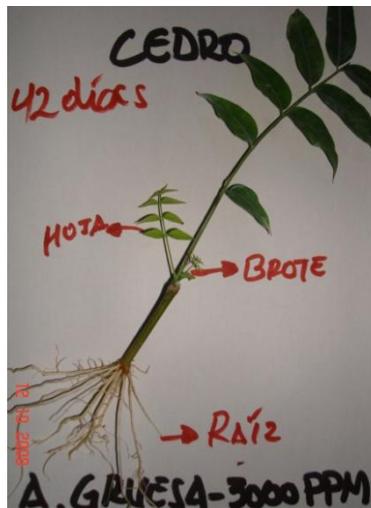
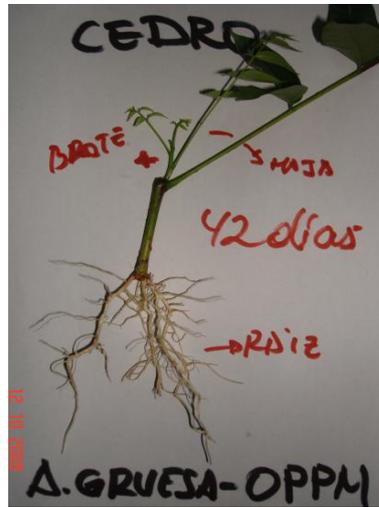
## ANEXO 2: FORMATO PARA EVALUACION DE LOS ENSAYOS

Nombre del Evaluador: Carlos Murrieta L			N° Ensayo: DOS				43 días/6 semanas de haber instalado				
Fecha instalacion: 08 de Noviembre 2008			Fecha evaluacion: 21/12/08				Evaluacion final				
Clave	Tratamiento	Estaca	Raices		Callos	Brotos aereos		Hojas caidas	Coloracion	vigor	Observaciones
			num.	long (mm)	num.	num.	long (mm)	num.	vo-vc-av-a	1-2-3-4-5	
III -9	B-4-20	1									
		2									
		3									
		4									
		5									
		6									
		7									
		8									
		9									
		10									
III -5	M-4-20	1									
		2									
		3									
		4									
		5									
		6									
		7									
		8									
		9									
		10									

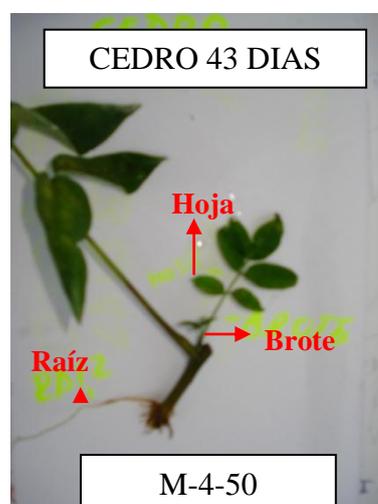
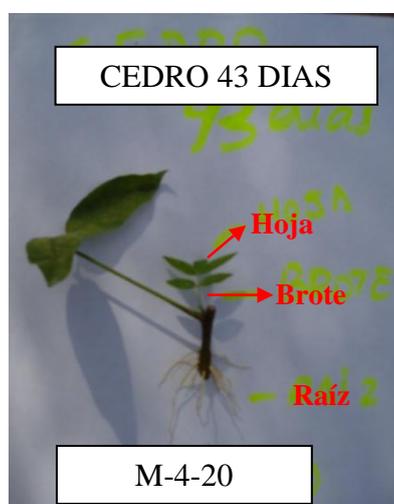
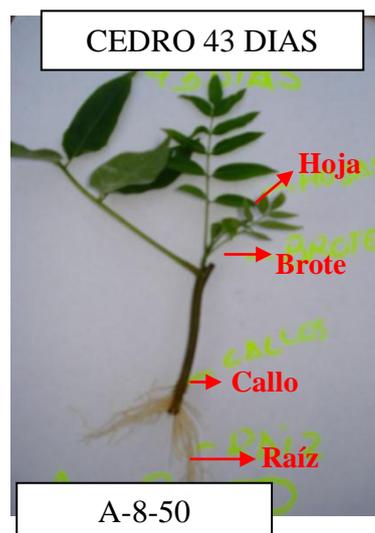
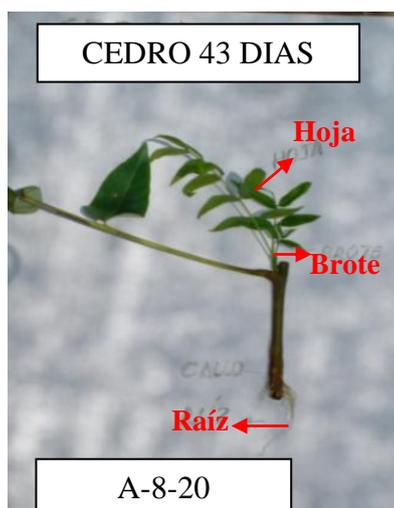
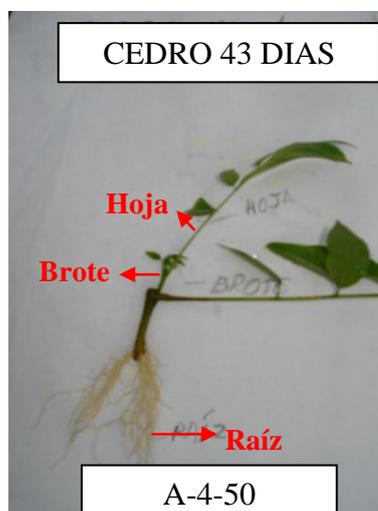
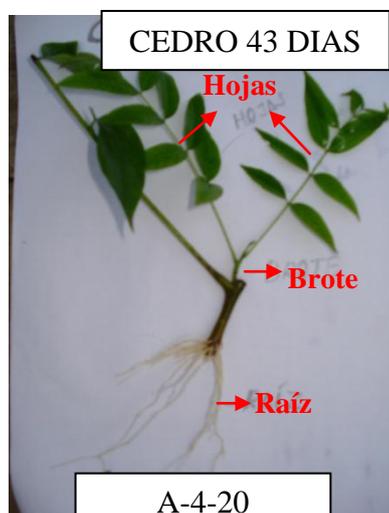
ANEXO 3: FOTOGRAFIAS DEL RESULTADO DEL PRIMER ENSAYO



Continuación Anexo 3...



**ANEXO 4: FOTOGRAFIAS DEL RESULTADO DEL SEGUNDO ENSAYO**



Continuación Anexo 4...

