

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



**“PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE CEDRO (*Cedrela odorata* L.) USANDO
ESTAQUILLAS Y FITOREGULADORES ENRAIZANTES EN TINGO MARÍA”**

Tesis

Para optar el título de:

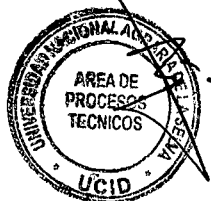
INGENIERO EN RECURSOS NATURALES RENOVABLES
MENCIÓN FORESTALES

BRENDA MELISSA MALDONADO ARVILDO

Promoción: 2010 – II

Tingo María – Perú

2013



F02

M19

Maldonado Arvildo, Brenda Melissa

Propagación vegetativa de cedro (*Cedrela odorata* L.) usando estaquillas y fitoreguladores enraizantes en Tingo María

61 páginas; 12 cuadros; 09 figuras; 37 ref.; 30 cm.

Tesis (Ing. en Recursos Naturales Renovables Mención: Forestales) Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María (Perú). Facultad de Recursos Naturales Renovables - Tingo María 2013

1. CEDRELA ODORATA 2. CEDRO 3. ENRAIZAMIENTO
4. ESTACAS JUVENILES 5. ESTAQUILLAS 6. PROPAGACIÓN



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
Tingo María – Perú



FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Los que suscriben, Miembros del Jurado de Tesis, reunidos con fecha 23 de agosto del 2013, a horas 5:15 p.m. en la Sala de Grados del Paraninfo de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, para calificar la Tesis titulada:

“PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE CEDRO (*Cedrela odorata* L.) UTILIZANDO ESTAQUILLAS Y FITOREGULADORES ENRAIZANTES EN TINGO MARÍA”

Presentado por la Bachiller: **BRENDA MELISSA MALDONADO ARVILDO**, después de haber escuchado la sustentación y las respuestas a las interrogantes formuladas por el Jurado, se declara aprobado con el calificativo de **“MUY BUENO”**

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

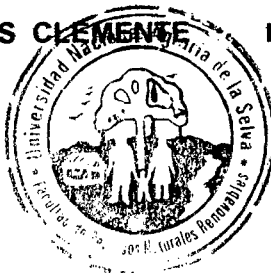
Tingo María, 17 de setiembre del 2013.

Ing. M.Sc. **YTAUCLERH VARGAS CLEMENTE**
PRESIDENTE

Ing. M.Sc. **LADISLAO RUIZ RENGIFO**
VOCAL

Ing. **JAIME TORRES GARCÍA**
VOCAL

Ing. M.Sc. **VICENTE POCOMUCHA POMA**
ASESOR



DEDICATORIA

A mis padres:

Febe Arbildo Cometivos

Wilmer Asunción Natividad Ferrer.

A mis hermanos por el apoyo moral

Que me han brindado.

ÍNDICE

I.	INTRODUCCIÓN.....	1
	Objetivos.....	2
	Objetivo general.....	2
	Objetivos específicos.....	3
II.	REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
	2.1. Con respecto a la especie en estudio cedro (<i>Cedrela odorata</i> L.).....	4
	2.1.1. Taxonomía de la especie.....	4
	2.1.2. Características morfológicas.....	4
	2.1.3. Propagación.....	5
	2.2. Con respecto a los medios para el enraizamiento.....	11
	2.2.1. Arena.....	12
	2.3. Reguladores de crecimiento vegetal.....	12
	2.3.1. Las auxinas.....	13
	2.4. Con respecto a los trabajos de investigación desarrollados.....	17
III.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	24
	3.1. Lugar de ejecución.....	24
	3.1.1. Ubicación.....	24
	3.2. Materiales y equipos.....	25

3.2.1. Material genético.....	25
3.2.2. Material de vivero.....	26
3.2.3. Materiales	26
3.2.4. Herramientas	26
3.2.5. Equipos.....	26
3.3. Metodología	26
3.3.1. Factores en estudio	26
3.3.2. Tratamiento en estudio	27
3.3.3. Análisis estadístico	27
3.3.4. Modelo aditivo lineal	28
3.3.5. Características del experimento.....	29
3.3.6. Distribución de los tratamientos	29
3.3.7. Preparación de la cámara de subirrigación	30
3.3.8. Preparación del sustrato y llenado de la cámara subirrigación.....	30
3.3.9. Colección de los rebrotes.....	31
3.3.10. Preparación de las estaquillas	31
3.3.11. Aplicación de la dosis de los fitoreguladores.....	32
3.3.12. Colocación de las estaquillas en la cámara de subirrigación	32
3.3.13. Cuidados y manejo durante el periodo de enraizamiento	32
3.3.14. Toma de datos de temperatura y humedad de la cámara de subirrigación.....	33

3.3.15.	Evaluación de las estaquillas	33
3.3.16.	Variables evaluadas	34
IV.	RESULTADOS	35
4.1	Porcentaje de prendimiento y mortandad de las estaquillas	35
4.2	Número de brotes.....	38
4.2.1.	Número de hojas.....	40
4.3	Influencia de los fitoreguladores sobre la propagación de Cedro (<i>Cedrela odorata</i> L.).....	42
4.3.1.	Número de callos	42
4.3.2.	Número de raíces	42
4.4.	Número estaquillas enraizadas y su longitud promedio	44
V.	DISCUSIÓN	46
5.1.	Porcentaje de prendimiento y mortandad de las estaquillas	46
5.2.	Número de brotes.....	47
5.2.1	Número de hojas.....	48
5.3.	Influencia de los fitoreguladores sobre la propagación de Cedro (<i>Cedrela odorata</i> L.).....	49
5.3.1.	Número de callos	49
5.3.2.	Número de raíces	49
5.4.	Número estaquillas enraizadas y su longitud promedio	50
VI.	CONCLUSIONES	51

VII. RECOMENDACIONES.....	52
VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	53
ANEXO	60

INDICE DE CUADROS

1. Factores, combinación y número de tratamientos.	28
2. Análisis de variancia.....	29
3. ANVA del número de brotes de <i>Cedrela odorata</i> L. después de 60 días de instalación.	40
4. Prueba de Duncan para número de brotes según el fitoregulador (A).	40
5. Prueba Duncan para el número de brotes según la dosis utilizada	41
6. ANVA del número de hojas de Cedro (<i>Cedrela odorata</i> L.) en la cuarta evaluación.	41
7. Prueba Duncan para número de hojas según el fitoregulador (A).	42
8. Prueba de Duncan para dosis del Ácido Naftalén Acético	42
9. ANVA del número de callos de cedro (<i>Cedrela odorata</i> L.) después de 60 días de instalación.....	43
10. ANVA del número de raíces de Cedro (<i>Cedrela odorata</i> L.) después de 60 días de instalación.....	44
11. Prueba Duncan para el número de raíz según el fitoregulador (A).	44
12. Prueba Duncan para el número de raíz según la dosis utilizada (B).	45
13. Resultados de la primera evaluación.....	63

14. Resultados de la segunda evaluación	67
15. Resultados de la tercera evaluación.....	71
16. Resultados de la cuarta evaluación.....	75

ÍNDICE DE FIGURAS

1. Distribución de los tratamientos y estaquillas en el propagador.....	30
2. Disposición de número de estaquilla para su evaluación.....	35
3. Porcentaje de mortandad y prendimiento de las estaquillas de <i>Cedrela odorata</i> utilizando el Ácido Naftalén Acético, a los 60 días de instalados en la cámara de subirrigación.	36
4. Porcentaje de mortandad y prendimiento de las estaquillas de <i>Cedrela odorata</i> utilizando el Ácido 3 Indol Butírico, a los 60 días de instalados en la cámara de subirrigación.	37
5. Porcentaje de prendimiento y mortandad de las estaquillas de Cedro <i>Cedrela odorata</i> L., después de 60 días, en la cámara de enraizamiento.	38
6. Número de estaquillas de <i>Cedrela odorata</i> L. muertas en cada evaluación, para dosis del Ácido Naftalén Acético.	38
7. Número de estaquillas de <i>Cedrela odorata</i> L. muertas en cada evaluación, para dosis del Ácido 3-Indol Butírico	39
8. Número de estaquillas enraizadas por tratamiento y longitud promedio de raíces.	45
9. Promedio de raíces por cada tratamiento.	46
10. Dimensiones del propagador.	78

11. Preparación del sustrato: a. arena de río, b. cernido de arena, c. esterilización por hervido, d. arena en la cámara de propagación.	78
12. Cámara de sub-irrigación preparada para la instalación.	79
13. Colecta de rebrotes de cedro colorado.	79
14. Preparación de las estaquillas de Cedro colorado: a) corte de las estacas b) inmersión de las estaquillas en cupravit, c) oreado de las estaquillas.	80
15. Instalación de las estaquillas en la cámara de sub-irrigación.	80
16. Estaquillas en el propagador a los 15 días.	81
17. Estaquillas con raíz a los 60 días de instalación en el propagador.	81

RESUMEN

La presente investigación se realizó en el vivero de la Facultad de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional Agraria de la Selva; ubicado políticamente en el distrito de Rupa Rupa, provincia de Leoncio Prado y departamento de Huánuco, en las coordenadas UTM 390241E, 8970842N, con el objetivo de conocer la propagación vegetativa de *Cedrela odorata* L. (Cedro) a partir de estaquillas utilizando fitoreguladores enraizantes (Ácido Naftalén Acético y Ácido 3-Indol Butírico) en Tingo María, bajo condiciones de una cámara de subirrigación, utilizándose concentraciones de 200, 300 y 400 ppm, en un periodo de 60 días. El diseño experimental utilizado fue el Diseño Completamente al Azar (DCA) con un arreglo factorial de 2 x 4, obteniéndose 32 unidades experimentales; las mismas que estaban compuestas por 4 estaquillas. Para la comparación de la diferencia entre promedios de los datos obtenidos se utilizó la prueba de Duncan con un nivel de significancia del 95%. Las variables evaluadas fueron: Prendimiento, mortandad, número de hojas, formación de callos, número de raíces y longitud de raíces, lográndose obtener un mayor prendimiento con la utilización del Ácido Naftalén Acético (ANA) a una concentración de 400 ppm; la utilización de ácido indol butírico (AIB) obtuvo mayor porcentaje de mortandad alcanzando un 100 % entre las concentraciones de 300 ppm y 400 ppm.

I. INTRODUCCIÓN

El cedro *Cedrela odorata* L., es una especie cuya exportación ha aumentado significativamente en los últimos años debido al valor de su madera, a su apariencia atractiva y a sus propiedades físico mecánicas, lo que ha generado entre los comercializadores de este recurso, realizar un uso intensivo del mismo. REYNEL (1988) afirmó, que poblaciones de cedro venían siendo impactadas negativamente a causa de la extracción ilegal, trayendo como consecuencia la disminución en el tamaño de sus poblaciones, comprobando de esta manera la destrucción de la mayor parte del germoplasma, especialmente de aquellos árboles con características fenotípicas deseables para la producción de madera. De manera que el gobierno peruano con fecha 12 de Junio de 2001, incluyó al cedro *Cedrela odorata* L., y a la caoba *Swietenia macrophylla* King en el apéndice III de la convención CITES, con la finalidad de establecer controles y seguimientos que buscan asegurar la supervivencia y el manejo sostenible de estas especies. (CITES, s/f).

Actualmente, la producción de *Cedrela odorata* L., se realiza a partir de semillas botánicas, generando una gran variación entre las plantas, provocando serios problemas en la calidad del producto, este tipo de propagación (convencional) está siendo afectada principalmente por los daños

ocasionados por el insecto *Hypsipyra grandella* Zeller, desde la etapa de vivero, su adaptación y crecimiento en campo definitivo (MARTINEZ, 2007).

Es necesario señalar que hasta el momento aún no se ha encontrado reportes específicos sobre la producción de ésta especie forestal a partir de material vegetativo (estaquillas) en la zona del Alto Huallaga. Por lo que, uno de los mayores aportes al usar esta técnica de propagación, es disminuir la dependencia en el abastecimiento de semillas botánicas, con la finalidad de lograr el establecimiento de plantaciones más homogéneas, de mayor rendimiento (producción) y calidad de su producto (madera).

El presente trabajo de investigación permitirá conocer la propagación vegetativa de *Cedrela odorata* L. bajo condiciones de una cámara de subirrigación en condiciones de Tingo María, lo que nos ayudaría a contar con materia prima para la industria maderera en un periodo reducido.

1.1. Objetivos

Objetivo general

- Conocer la propagación vegetativa de (cedro) *Cedrela odorata* L. a partir de estaquillas utilizando fitoreguladores enraizantes, ANA y AIB en las condiciones climáticas de Tingo María.

Objetivos específicos

- Evaluar el porcentaje de prendimiento y mortandad de las estaquillas de cedro (*Cedrela odorata* L.), en las que se utilizó Ácido Naftalén Acético (ANA) en concentraciones de 0, 200, 300 y 400 ppm, durante el trasplante a nivel de un propagador (cámara de subirrigación).
- Evaluar el porcentaje de prendimiento y mortandad de las estaquillas de cedro (*Cedrela odorata* L.), en las que se utilizó Ácido 3-Indol Butírico (AIB) en concentraciones de 0, 200, 300 y 400 ppm, durante el trasplante a nivel de un propagador (cámara de subirrigación).
- Evaluar el número de brotes de las estaquillas vivas en el propagador, en las que se utilizó Ácido Naftalén Acético (ANA).
- Evaluar el número de brotes de las estaquillas vivas en el propagador, en las que se utilizó Ácido 3-Indol Butírico (AIB).
- Evaluar el número de callos formados en las estaquillas vivas en el propagador, en las que se utilizó Ácido Naftalén Acético (ANA).
- Evaluar el número de callos formados en las estaquillas vivas en el propagador, en las que se utilizó Ácido 3-Indol Butírico (AIB).
- Evaluar la longitud y número de raíces de las estaquillas vivas, en el propagador en las que se utilizó Ácido Naftalén Acético (ANA).
- Evaluar la longitud y número de raíces de las estaquillas vivas, en el propagador en las que se utilizó Ácido 3-Indol Butírico (AIB).

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Con respecto a la especie en estudio cedro (*Cedrela odorata* L.)

2.1.1. Taxonomía de la especie

De acuerdo a CRONQUIST (Marzocca (1985), citado por TULLUME (2000)), el Cedro se clasifica de la siguiente manera:

Reino :	PLANTAE
División:	MAGNOLIOPHYTA
Clase :	MAGNOLIOPSIDAE
Orden :	SAPINDALES
Familia :	MELIACEAE
Género :	Cedrela
Especie:	<i>Cedrela odorata</i> L.

2.1.2. Características morfológicas

El cedro es un árbol que crece hasta 30-40 m en altura y de 100-300 cm de DAP, con fuste cilíndrico. La forma depende de la profundidad del suelo, pues en suelos poco profundos desarrolla un extenso sistema radical superficial y aletones bien desarrollados, mientras que en suelos profundos y fértiles las raíces son profundas y el tronco aflautado. La copa es amplia y rala.

Las hojas son alternas, compuestas, paripinnadas, con 5-11 pares de hojuelas, lanceoladas a ovaladas que miden 5-16 cm de largo. Las flores son blanco verdosas, agrupadas en racimos de 30-50 cm al final de las ramas. (CATIE, 2000).

Las cápsulas son inicialmente verdes y cambian a café oscuro cuando maduran. Son leñosas, redondeadas en ambos extremos y se abren a lo largo en 5 partes, cada una conteniendo 30-40 semillas. Las semillas son planas, ovoides, con un ala y miden 5-6 mm (18-20 mm incluyendo el ala). Se reconoce bien al machacar las hojas entre las manos pues dejan un cierto olor a ajo (mucho más fuerte durante la fase de máxima floración). También por la corteza de los adultos muy fisurada a lo largo, (CATIE, 2000).

2.1.3. Propagación

2.1.3.1. Propagación sexual

CTFS-STRI (2000), citado por REYNEL *et al.* (2003), la propagación por semillas es exitosa en ésta especie. Los frutos se cosechan directamente del árbol cuando comienzan a abrir, se dejan en un lugar seco para que las cápsulas se abran completamente y se extrae la semilla. La germinación inicia entre los 7-13 días y finaliza a los 21 días, tiene un poder germinativo de 60-70%. Las semillas pueden sembrarse en camas de almácigo en sustratos de arena y tierra, a media sombra; recomendando sembrar más de 40 gr/m². El trasplante a bolsas plásticas se hace cuando se despliegan las

dos primeras hojas verdaderas, una vez en ellas se requieren entre 2-4 meses antes de llevarse al terreno definitivo.

2.1.3.2. Propagación asexual

BRACHO *et al.* (1997); mencionan que la propagación asexual consiste en la reproducción de individuos a partir de porciones vegetativas de las plantas y es posible porque en muchas de éstas los órganos vegetativos tienen capacidad de formar nuevas raíces y las raíces de las plantas pueden regenerar un nuevo tallo.

Más aún, 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).

Un método de propagación de las especies forestales y de fácil ejecución para el agricultor es a través de estacas o esquejes. Se seleccionan ramas de 3 a 5 cm. de diámetro con longitudes de 20 a 30 cm. y que contengan dos yemas. Éstas se siembran al igual que la yuca (*Manihot sculenta*), es decir, colocando la estaca en forma oblicua o inclinada. La propagación por estacas

debe realizarse en época de lluvias para facilitar el prendimiento (QUEVEDO, 1995).

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 hibridización o de la ingeniería genética.
- La reproducción masiva de individuos únicos que presenten dos o más 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 es 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.

2.1.3.2.1. Propagación vegetativa por estacas

En la multiplicación por estacas solo es necesario que un nuevo sistema de raíces adventicias se desarrolle, ya que la estaca posee yemas con aptitud potencial para desarrollar nuevos vástagos (Hartmann *et al.* (1992), citado por TAIARIOL (2003).

Cline y Neely (1983), citado por TAIARIOL (2003) indican que, cuando se prepara una estaca, las células más cercanas a la superficie son lesionadas y expuestas, comenzando la respuesta de cicatrización de la herida.

En el proceso de regeneración de raíces, ocurren los siguientes tres pasos:

- A medida que las células externas, lesionadas, se mueren, se forma una lámina necrótica que sella la herida con un material suberoso y se taponan el xilema con gomitas. Esta lámina ayuda a proteger la superficie del corte de desecamientos y patógenos.
- Por detrás de la lámina, células vivas comienzan a dividirse después de algunos días y una capa de células parenquimatosas (callo), forma una peridermis.
- Ciertas células, en la vecindad del cambium vascular y floema, comienzan a dividirse e inician la formación de raíces adventicias.

a) Importancia y ventajas de la propagación por estacas

- En la propagación vegetativa las características específicas de cualquier planta individual son perpetuadas. (MONTROYA (s/f),).
- Con la propagación asexual se evitan los períodos juveniles prolongados, pues las plantas cultivadas por semillas pasan por un período juvenil muy largo, la propagación vegetativa asexual evita esta fase juvenil.
- Las plántulas de algunas especies crecen más lentamente que las estacas enraizadas, (BRACHO et al. 1997).
- La propagación vegetativa por estacas tiene una serie de ventajas, donde sobresale la posibilidad de reproducir clones (Hartmann, 1987 citado por SANTELICES, 2008).

b) Estacas de tallo

En la propagación por estacas de tallo se obtienen segmentos de ramas que contienen yemas terminales o laterales, con la mira de que al colocarlas en condiciones adecuadas, produzcan raíces adventicias y en consecuencia haya plantas independientes.

En una estaca se incluyen cuanto menos dos nudos. El corte basal, se hace justo debajo de un nudo y el corte superior de 1.5 a 3 cm arriba de otro nudo. Al preparar estacas de tallo de plantas con entrenudos cortos, por lo general, se presta poca atención a la posición del corte basal, especialmente cuando se preparan y cortan cantidades grandes de estacas. En operaciones

en gran escala, la plantación de las estacas se ha mecanizado (BRACHO *et al.*, 1997).

c) Fotosíntesis de las estacas

La fotosíntesis de las estacas no es un requerimiento absoluto para la formación de raíces. Esto puede ser observado en estacas con muchas hojas, que se llevan a un sitio oscuro y con estacas deshojadas (no fotosintetizantes), que enraízan. Pero puede generalizarse que, la fotosíntesis en estacas, es probablemente más importante después de la iniciación de raíces y ayudaría en el desarrollo y crecimiento más rápido de las raíces (Davis, 1989 citado por TAIARIOL, 2003).

d) Factores que afectan la multiplicación por estacas

Existen diversos factores que se deben considerar en este tipo de propagación, especialmente los relacionados con el enraizamiento, ya que de ellos depende la obtención de plantas, algunos factores son:

- Tipo de sustratos.
- Uso de reguladores de crecimiento de efecto auxínico (IBA).
- Temperatura basal.
- Época en que se realice el enraizamiento

Se han obtenido buenos resultados al trabajar con estacas herbáceas que se colectan entre diciembre y enero, ya que producen más y mejores raíces; esto último es muy importante porque existe un alto índice de mortalidad de plantas cuando se transplantan desde el mesón de propagación

a terreno o a bolsas. Las estacas obtenidas se deben quedar una temporada más en el vivero (EL COLOMBIANO, 2008).

Según Bärtels (1989), citado por SANTELICES (2008), son variados los factores que condicionan el éxito en el proceso de arraigamiento, siendo la juvenilidad uno de los más importantes para algunas especies de la familia FAGACEAE. A medida que aumenta la edad del material a propagar, como regla general, debería disminuir la capacidad de enraizamiento (Hartmann 1987, Bärtels 1989, Wright 1964 y Kozłowski 1991, citado por SANTELICES, 2008). En este caso, no podría atribuirse a este factor la nula o baja capacidad de arraigamiento que mostraron algunos clones porque su edad fue de cuatro años. Por lo general, la capacidad de enraizamiento disminuye después del quinto año de edad (Wright, 1964 citado por SANTELICES, 2008).

2.2. Con respecto a los medios para el enraizamiento

Richards *et al.* (1964) citado por TAIARIOL (2003) aseguran que, hay diversos medios y mezclas de éstos que se usan con el fin de hacer enraizar estacas. Para obtener buenos resultados se requieren las siguientes características:

- El medio debe ser lo suficientemente firme y denso para mantener las estacas en su sitio durante el enraizado; su volumen no debe variar mucho, ya sea seco o mojado; resulta perjudicial que tenga un encogimiento excesivo al secarse.

- Debe ser lo suficientemente poroso, de modo que se escurra el exceso de agua y permita una aireación adecuada.
- Debe estar libre de malezas, nemátodos y otros patógenos.
- No debe tener un nivel excesivo de salinidad.
- Debe poderse esterilizar con vapor o químicos, sin que sufra efectos nocivos.

2.2.1. Arena

La arena está formada por pequeños granos de piedra, de alrededor de 0.05 a 2 mm de diámetro, dependiendo su composición mineral de la que tenga la roca madre. En propagación, generalmente se emplea arena de cuarzo, de preferencia se debe fumigar o tratar con calor antes de usarla para esterilizarla. Virtualmente no contiene nutrientes minerales y no tiene capacidad amortiguadora (Buffer) o capacidad de intercambio catiónico. Casi siempre se usa en combinación con algún material orgánico (Hartmann *et al.*, 1992 citado por TAIARIOL, 2003).

2.3. Reguladores de crecimiento vegetal

HURTADO y MERINO (1987), indican que los reguladores del crecimiento son compuestos orgánicos que en pequeñas cantidades estimulan, inhiben, o modifican de algún modo cualquier proceso fisiológico en las plantas.

DEVLIN (1980), sostiene que el desarrollo de las plantas, tanto en crecimiento y diferenciación de órganos es regulado por la acción de

sustancias químicas o reguladores del crecimiento, que activan o deprimen determinados procesos fisiológicos interactuando entre sí.

Según ROJAS y RAMIREZ (1975), algunos reguladores pueden ser estimulantes a bajas dosis o inhibitorias a dosis altas; el umbral depende de especie de la planta. Todo esto dificulta la aplicación de un criterio.

Las concentraciones altas pueden producir anormalidades en la formación de raíces y necrosis de los tejidos, observaciones de concentraciones altas de auxinas atrofian el crecimiento de raíces adventicias.

LEOPOLD y KRIEDEMANN (1977), mencionan que actualmente se reconocen cinco tipos básicos de sistemas químicos de reguladores de crecimiento vegetal, divididos en tres grupos principales:

- a) Promotores del crecimiento: Auxinas, Citokininas y Giberelinas.
- b) Inhibidores del crecimiento: ácido abscísico.
- c) Etileno.

2.3.1. Las auxinas

BIDWELL (1979), manifiesta que el término auxina (del griego auxein, incrementar), fue utilizado por primera vez por Fritz Went, en Holanda en 1920, quien efectuó experimentos que probaron definitivamente la existencia de una sustancia difusible que estimula el alargamiento celular, en la década de 1930 se conoció la estructura y la identidad de la auxina: el ácido

indolacético. Las actividades de las auxinas influyen tanto en la estimulación como inhibición del crecimiento y la misma célula o estructura puede exhibir respuesta opuesta dependiendo de la concentración.

ROCA y MROGINSKI (1991), indican que se sintetiza principalmente en el ápice del tallo y ramas jóvenes, en las yemas y hojas y en general en los meristemas. Comprenden una gran familia de sustancias que tienen en común la capacidad de producir un engrandecimiento y alargamiento celular. Se ha encontrado al mismo tiempo que promueven la división celular en el cultivo de tejidos (ROJAS y RAMÍREZ 1993).

BEAULIEU (1973), indica que existen numerosas sustancias auxínicas pero tres han tomado gran importancia en lo que concierne al enraizamiento:

- El AIA (ácido indolacético).
- El AIB (ácido índolbutírico).
- El ANA (ácido naftalenacético).

DEVLIN (1980), señala que las bases fisiológicas para la iniciación de los primordios radiculares parecen estar correlacionados con el nivel de auxina y otros constituyentes. En algunos casos se ha observado que concentraciones relativamente altas de auxina podrían estar relacionadas con deficiencias en la absorción, transporte o modo de acumulación de la auxina o un proceso rápido de cambios metabólicos hacia compuestos no auxínicos.

Hay evidencias substanciales que indican que la luz modifica los niveles endógenos de las hormonas o alteran la sensibilidad de las células a éstas; el Ácido Naftalén Acético y el Ácido 3-Indol Butírico y que son completamente activos en tejidos irradiados.

2.3.1.1. Ácido 3-Indol Butírico (AIB)

El AIB (Ácido 3-Indol Butírico), en su forma sintética es considerado como uno de los mejores productos para aumentar el enraizamiento en un gran número de especies; su actividad auxínica es débil y los sistemas de enzimas destructoras de auxinas lo destruyen relativamente lento, resulta muy eficaz como estimulante de las raíces, debido a que se desplaza muy poco y se retiene cerca del sitio de aplicación; su molécula es más estable y menos soluble, pasa menos rápido en los tejidos de la planta y permanece más tiempo en el punto de aplicación, produce un sistema de raíces más fuertes y fibrosas.

HARTMANN y KESTER (1990), mencionan que el Ácido 3-Indol Butírico ha sido identificado como un producto natural en la cáscara de la patata hace 40 años, todavía es referido como una auxina sintética. Este ácido es comúnmente utilizado para promover la iniciación radicular tanto *in vitro* como *ex vitro*.

Por otro lado, MESEN (1997), menciona 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. 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*. En el ensayo de sustratos se utilizó una concentración estándar de 0.2%, lográndose un enraizamiento promedio de 90%.

2.3.1.2. Ácido Naftalén Acético (ANA)

BEAULIEU (1973), manifiesta que el Ácido Naftalén Acético (ANA) es de un empleo más delicado, porque el margen entre el umbral de su actividad y el umbral de su toxicidad es muy pequeño; es mucho más activo

pero mucho más fito tóxico; ocasiona usualmente el desarrollo de raíces cortas y gruesas. Deben evitarse las concentraciones excesivas con ANA por el peligro de provocar daños en las plantas; al usarlo en concentraciones muy altas tienden a producir raíces gruesas y atrofiadas.

SERRANO y PINOLL (1991), indican que todas las formas de crecimiento de la raíz inicial o en longitud o en la forma de raíces cortas y gruesas, se desarrollan por un tratamiento hormonal apropiado. Muchas especies requieren las auxinas más fuertes como AIB o ANA para estimular la formación de raíces.

BEAULIEU (1973), menciona que una mezcla de hormonas ha tenido éxito donde, las hormonas empleadas solas no han dado más que poco o ningún resultado; ANA y AIB, no tienen la misma acción sobre la rizogénesis y la causa radica en las prioridades secundarias de su molécula: facilidad de penetración y rapidez de conducción dentro de la planta.

DELGADO y ROJAS (1999), menciona que la utilización de auxinas utilizadas en cultivo de tejidos es variable. Por lo general el ANA es utilizado entre 1 – 10 mg/L, con un óptimo de 2 mg/L.

La auxina (ANA) causa la inhibición del potencial caulogénico de los meristemas a concentraciones altas (TREWAS, 1991).

2.4. Con respecto a los trabajos de investigación desarrollados

La propagación por estaquillas, para conservar y multiplicar genotipos superiores, deben tener 6 cm de largo y tratarse con 0.2% AIB (ácidoindol-3-butírico) en polvo o disuelto en metanol, aplicado en la base de la estaquilla. Se deben dejar algunas hojitas en la estaquilla y usar arena como sustrato, CATIE (2000).

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, ZANONI-MENDIBURU (1975), con la utilización de fitoreguladores evaluó el porcentaje de enraizamiento de *Cedrela odorata* en Costa Rica, donde obtuvo fracasos en los mismos. Más aún, problemas como los que presentó la 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, obteniéndose los siguientes

resultados: El dictiocarbonato que realizó mayor cantidad de defoliación en las estacas herbáceas fue el Permate 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 observó 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 (50:50 p/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 cm² 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 cm²), 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 cm² de área foliar.

Ahora en Costa Rica, con el objetivo de desarrollar una metodología de micro propagación 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 μ M 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 μ 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) más 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 μ 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 observó efecto de ANA para la inducción de raíz. La mejor concentración fue ANA a 0.5 mg/L más 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).

IIAP (2010), realizó un estudio de investigación sobre propagación vegetativa de Marupa (*Simarouba amara* Aubl.) mediante enraizamiento de estacas juveniles en propagador de subirrigación, con el propósito de conocer el efecto de la dosis de ácido indol-3-butírico AIB, tipos de sustratos y rasgos morfológicos del material vegetativo, en el enraizamiento de estacas juveniles (estaquillas) de Marupa (*Simarouba amara* Aubl.), realizándose tres experimentos consecutivos bajo condiciones ambientales de propagador de subirrigación. En el primer experimento, se usó cinco concentraciones de AIB

(0, 1000, 3000, 5000 y 8000 ppm) y tres sustratos (arena fina, arena gruesa y grava fina), bajo un diseño de bloques completos al azar con parcelas divididas. En el segundo experimento, se utilizó 8000 ppm y grava fina como los más exitosos del primer experimento, además de tres tipos de estacas juveniles (apical, media y basal), dos áreas foliares (20 y 60 cm²) y dos longitudes de estaquillas (4 y 6 cm), bajo un diseño de bloques completos al azar con arreglo factorial. Finalmente, se realizó el tercer experimento donde se utilizó una dosis de 8000 ppm de AIB, estaquilla apical y media, 60 cm² de área foliar y estaquillas de 6 cm de longitud, y para optimizar el sustrato se comparó dos sustratos con las características granulométricas más similares a la grava fina (arena gruesa y *perlita agrícola*), aplicando un diseño de bloques completos al azar con parcelas divididas, cinco repeticiones y 12 estaquillas por unidad experimental. Obteniéndose un porcentaje de enraizamiento de 64%, número de raíces promedio por estaquilla (2,3) y longitud de raíz promedio por estaquilla (29 mm), usando estaquillas apicales o medias de Marupa, de 4 a 6 cm de longitud, con 60 cm² de área foliar, aplicando 8000 ppm de AIB y puestas a enraizar en sustrato *perlita agrícola*, en condiciones ambientales de propagador de subirrigación. En orden descendente, tanto el tipo de sustrato, como el tipo de estaquilla y el área foliar de la estaquilla de Marupa son los factores que más influyeron en todas las variables evaluadas.

MALDONADO y CERVANTES (2011), , evaluaron los efectos de tres tipos de sustratos y cuatro dosis de ácido-3-indolbutírico (AIB) sobre la capacidad de enraizamiento de estaquillas de quinilla (*Manilkara bidentata*), utilizando cámaras de subirrigación. El ensayo se realizó en el vivero forestal

del instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana en San Martín (IIAP); empleando un diseño completamente al azar con parcelas divididas conformado por doce tratamientos, cuatro repeticiones y seis estaquillas por unidad experimental. Obteniendo al término de 30 días un 83% de enraizamiento utilizando arena media como sustrato y 0.8% de AIB. Es necesario, la utilización de sombra sobre los propagadores para reducir la irradiación, las temperaturas aéreas y del sustrato dentro de los propagadores, así como para mantener una alta humedad relativa.

SÁNCHEZ (2011), realizó un experimento para determinar el tamaño adecuado de estaca y la dosis óptima de ácido indol-3-butírico (AIB) para el enraizamiento de cedro (*Cedrela odorata* L.), caoba (*Swietenia macrophylla* King.), macuilís (*Tabebuia rosea* Bertol) y guayacán (*Tabebuia chrysantha*) (Jacq.) Nicholson. El experimento se realizó en un propagador de subirrigación durante 45 días, utilizándose un diseño experimental completamente al azar con cuatro repeticiones y 20 estacas por repetición. El experimento fue de tipo factorial 3 x 4 y se evaluaron el tamaño de estaca (5,8 y 11cm.) y dosis de AIB (0, 500, 1000 y 1500 ppm). Se obtuvo un total de 12 tratamientos. Las variables evaluadas fueron: sobrevivencia, formación de callos, número, longitud y diámetro de raíz, porcentaje de sobrevivencia y enraizamiento. Las estacas de cedro y guayacán no sobrevivieron en ningún tratamiento. De acuerdo al análisis de varianza y a la prueba de Tukey ($p > 0.05$) el tamaño de 11 cm de estaca en la especie macuilís promovió mayor formación de callo en el testigo (86.25%). En la caoba, la dosis de 1000 ppm de

AIB, fue la que promovió un mayor porcentaje de enraizamiento (21.4%), aunque el tamaño de estaca no mostró diferencia estadística significativa para ninguna de las variables evaluadas.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de ejecución

3.1.1. Ubicación

La presente investigación se realizó en el vivero forestal de la Facultad de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional Agraria de la Selva; ubicado políticamente en el distrito de Rupa Rupa, provincia de Leoncio Prado y departamento de Huánuco, en las coordenadas UTM 390241E, 8970842N, en los meses de agosto a noviembre del año 2012.

De acuerdo a la clasificación ecológica de las zonas de vida o formaciones vegetales del mundo de HOLDRIDGE (1987), Tingo María se encuentra ubicada en la formación vegetal de bosque muy húmedo Pre Montano, Tropical (bmh - PT) y de acuerdo a las regiones naturales del Perú, según Javier Pulgar Vidal, se encuentra en la selva alta o Rupa Rupa.

Las condiciones climáticas del área de estudio, obtenidas en la cámara de subirrigación, fueron una temperatura promedio de 27°C y una Humedad promedio de 60% y según INRENA (1995), Tingo María presenta una temperatura máxima de 29.4°C, la mínima de 19.2°C y una temperatura

media anual de 19.5°C, altitud de 660 m.s.n.m., la precipitación promedio anual es de 3 300 mm y una humedad relativa de 87%.

3.2. Materiales y equipos

3.2.1. Material genético

Estaquillas de *Cedrela odorata* L., con una longitud de 5 cm, considerándose generalmente aquellas que presentaron de 4 a 5 hojas, las estaquillas fueron obtenidas de los rebrotes del tocón del árbol padre, ubicado en las coordenadas UTM 390253E, 8970849N , el mismo que fue tumbado, generándose una parcela experimental de 4 x 4 metros, alrededor de él, se realizó la limpieza de lianas, deshierbe, con la finalidad de acondicionar un área con suficiente iluminación para estimular el desarrollo de los rebrotes. La colecta de los rebrotes se realizó a los 45 días de tumbado el árbol padre.

Para la selección del árbol padre se tuvo en consideración, un árbol con características deseables, como son; fuste recto, copa pequeña y bifurcación a gran altura.

3.2.2. Material de vivero

- Sustrato (arena)
- Fitoreguladores: Ácido Naftalén Acético, Ácido 3-Indol Butírico

3.2.3. Materiales

- Cámara de Subirrigacion
- Formatos de evaluación

- Aspersor
- Regla

3.2.4. Herramientas

- Vernier
- Tijera de Podar.

3.2.5. Equipos

- Computadora
- Cámara digital
- Termohigrómetro

3.3. Metodología

3.3.1. Factores en estudio

Factor A: Fitoreguladores

a1: Ácido Naftalén Acético (ANA)

a2: Ácido 3-Indol Butírico (AIB)

Factor B: Dosis de fitoreguladores

b1: 0

b2: 200 ppm

b3: 300 ppm

b4: 400 ppm

3.3.2. Tratamiento en estudio

Cuadro 1. Factores, combinación y número de tratamientos.

Fac. "A"	Fac. "B"	Combinación	Tratamiento
a1	b1	a1 b1 = T1	ANA 0 ppm
	b2	a1 b2 = T2	ANA 200 ppm
	b3	a1 b3 = T3	ANA 300 ppm
	b4	a1 b4 = T4	ANA 400 ppm
a2	b1	a2 b1 = T5	AIB 0 ppm
	b2	a2 b2 = T6	AIB 200 ppm
	b3	a2 b3 = T7	AIB 300 ppm
	b4	a2 b4 = T8	AIB 400 ppm

3.3.3. Análisis estadístico

Los datos obtenidos se analizaron bajo un diseño completamente al azar (DCA) con un arreglo factorial de 2 x 4, obteniéndose 32 unidades experimentales; las mismas que estaban compuestas por 4 estaquillas. Para la comparación de la diferencia entre promedios de los datos obtenidos se utilizó la prueba de Duncan con un nivel de significancia del 95%.

Cuadro 2. Análisis de variancia.

FV	GL	SC	CM	F
Tratamiento	7	SC _{trat}	SC _{trat} /GL _{trat}	CM _{trat} /CM _{error}
Fitoregulador (A)	1	SC _A	SC _A /GL _A	CM _A /CM _{error}
Dosis (B)	3	SC _B	SC _B /GL _B	CM _B /CM _{error}
AxB	3	SC _{AB}	SC _{AB} /GL _{AB}	CM _{AB} /CM _{error}
Error experimental	24	SC _{error}	SC _{error} /GL _{error}	
Total	31	SC _{total}	SC _{Total} /GL _{total}	

SC: Suma de cuadrados

CM: Cuadrado medio

3.3.4. Modelo aditivo lineal

El modelo aditivo lineal para el Diseño Completamente al Azar, fue la siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha * \beta)_{ij} + E_{ij}$$

Dónde :

Y_{ij} = Es la observación (i,j) – esimo tratamiento.

μ = Media Poblacional

α_i = efecto i - ésimo factor: fitoregulador (ANA, AIB).

β_j = efecto j – ésimo: dosis de fitoregulador (0, 200, 300, 400 ppm).

$(\alpha * \beta)_{ij}$ = Interacción de los factores fitoregulador x dosis.

E_{ij} = Error experimental.

3.3.5. Características del experimento

- N° de factor : 2
- Factor 1 : Fitoregulador
- Factor 2 : Dosis de fitoregulador
- N° de combinaciones : 2 x 4 = 8
- N° de repeticiones : 4
- N° de unidades experimentales : 32
- Tamaño de la unidad experimental: 4 estaquillas

3.3.6. Distribución de los tratamientos

↑ ↑ T5 ↑ ↑	↑ ↑ T3 ↑ ↑	↑ ↑ T1 ↑ ↑	↑ ↑ T7 ↑ ↑	↑ ↑ T3 ↑ ↑	↑ ↑ T7 ↑ ↑	↑ ↑ T8 ↑ ↑	↑ ↑ T6 ↑ ↑
↑ ↑ T2 ↑ ↑	↑ ↑ T3 ↑ ↑	↑ ↑ T4 ↑ ↑	↑ ↑ T6 ↑ ↑	↑ ↑ T8 ↑ ↑	↑ ↑ T1 ↑ ↑	↑ ↑ T3 ↑ ↑	↑ ↑ T4 ↑ ↑
↑ ↑ T6 ↑ ↑	↑ ↑ T8 ↑ ↑	↑ ↑ T2 ↑ ↑	↑ ↑ T5 ↑ ↑	↑ ↑ T4 ↑ ↑	↑ ↑ T5 ↑ ↑	↑ ↑ T1 ↑ ↑	↑ ↑ T7 ↑ ↑
↑ ↑ T4 ↑ ↑	↑ ↑ T2 ↑ ↑	↑ ↑ T6 ↑ ↑	↑ ↑ T1 ↑ ↑	↑ ↑ T8 ↑ ↑	↑ ↑ T7 ↑ ↑	↑ ↑ T2 ↑ ↑	↑ ↑ T5 ↑ ↑

Figura1. Distribución de los tratamientos y estaquillas en el propagador.

La Figura 1 muestra la distribución de los tratamientos dentro de la cámara de subirrigación, haciendo un total de 32 unidades experimentales, las mismas que están conformadas por 4 estaquillas cada una, utilizándose como sustrato arena fina.

Se utilizó la metodología de propagación vegetativa a nivel de un propagador (cámara de subirrigación).

3.3.7. Preparación de la cámara de subirrigación

La elaboración de la estructura de la cámara de subirrigación se desarrolló en el Área de Tecnología de Productos Forestales de la Facultad de Recursos Naturales Renovables de la UNAS, utilizándose madera de la zona. Teniendo ésta las siguientes medidas: altura de 0.82 metros, ancho de 1.00 metro, largo de 1.51 metros.

Posteriormente, se trasladó al vivero de la Facultad de Recursos Naturales Renovables de la UNAS, procediéndose a forrar el contorno con plástico transparente.

Con la finalidad de poder disminuir el porcentaje de radiación, evitar el estrés de los rebrotes, así como la excesiva temperatura dentro la cámara de subirrigación, se construyó un tinglado con hojas de palmeras por encima de la cámara de subirrigación a una altura de 2.00 metros. Es preciso, indicar que por encima del tinglado existe una cobertura de malla rachel, propia del mismo vivero.

3.3.8. Preparación del sustrato y llenado de la cámara subirrigación

Se utilizó cuatro baldes de arena de río (capacidad de 18 litros/balde), esterilizándose la arena mediante hervido por 3 horas, cubriéndose con un plástico herméticamente y dejándose enfriar hasta el día siguiente, para luego proceder al llenado de la cámara de subirrigación con el

sustrato de manera uniforme. Finalmente, se realizó la distribución de los tratamientos para su instalación.

3.3.9. Colección de los rebrotes

Para la colecta de los rebrotes se utilizó una tijera de podar debidamente esterilizada, realizándose la colecta en el tocón mismo en horas de la mañana.

Posteriormente los rebrotes obtenidos fueron envueltos en papel periódico húmedo, con la finalidad de poder mantener la humedad y ser trasladados al vivero de la Facultad de Recursos Naturales Renovables.

3.3.10. Preparación de las estaquillas

Una vez obtenido los rebrotes, se procedió a cortar con una tijera de podar debidamente esterilizada, permitiendo obtener las estaquillas con una longitud promedio de 5 cm, dejándose 1 hoja que contenía 4 folíolos por estaquilla; esto se realizó con la finalidad de poder evitar la pérdida de agua producto de la transpiración. Posteriormente, las estaquillas fueron colocadas en un envase con una solución de 5 litros de agua más 15 gr de Cupravit por espacio de 10 minutos, sumergiéndolas completamente para su desinfección y luego ser retiradas y puestas a orear.

3.3.11. Aplicación de la dosis de los fitoreguladores

Una vez oreadas las estaquillas se procedió a sumergirlas en una solución (agua mas fitoregulador), en concentraciones de 0, 200, 300 y 400 ppm, que consistió en una inmersión rápida, introduciendo la base de la estaquilla en la solución concentrada del fitoregulador por espacio de diez segundos y luego ser puestas inmediatamente en el medio de propagación.

3.3.12. Colocación de las estaquillas en la cámara de subirrigación

Cada estaquilla fue colocada en hoyos de 2 cm de profundidad y presionadas manualmente con la arena, tomándose en cuenta la distribución de cada tratamiento, según la Figura 1 codificándose cada unidad experimental según el tratamiento. Posteriormente, se procedió a regarles con 3 litros de agua mediante un aspersor.

3.3.13. Cuidados y manejo durante el periodo de enraizamiento

Cuando las estaquillas fueron instaladas dentro la cámara de subirrigación, se procedió a regar los foliolos con 1 litro de agua de forma diaria, utilizándose para ello un aspersor manual. Una vez que la cámara de subirrigación está cerrada permite crear un ambiente interno de alta humedad favoreciendo al enraizamiento. Observándose al mismo tiempo la no existencia de patógenos.

3.3.14. Toma de datos de temperatura y humedad de la cámara de subirrigación

Se realizó la toma de datos climatológicos dentro de la cámara de subirrigación utilizando el termo-higrómetro; evaluándose la temperatura y humedad relativa durante el tiempo que duró la investigación. Estos datos sirvieron como indicadores del ambiente que se generó dentro de la cámara de subirrigación en relación a su influencia en el enraizamiento de las estaquillas.

Es así, que las condiciones ambientales promedio en el interior de la cámara de subirrigación durante el tiempo de evaluación fueron: una temperatura promedio de 27°C y una humedad relativa promedio del 60%. Estos datos fueron tomados diariamente a las 12:00 horas.

3.3.15. Evaluación de las estaquillas

Las evaluaciones del efecto de los tratamientos sobre el enraizamiento de las estaquillas fueron realizadas después de 1, 2, 3, 4 semanas de haber sido colocadas en la cámara de subirrigación. Para esto, se tomó aleatoriamente una estaquilla por unidad experimental.

Para la cuarta semana de evaluación se tomaron todas las estaquillas del experimento como evaluación final, anotadas en un formato siguiendo el orden mostrado en la Figura 2, durante todas las evaluaciones.

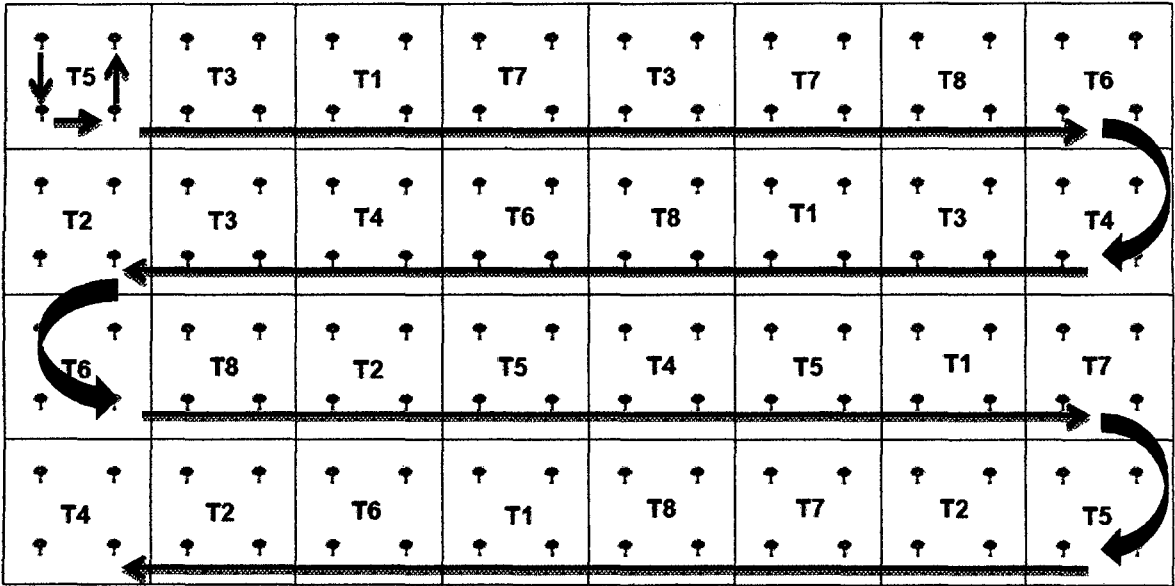


Figura 2. Disposición de número de estaquilla para su evaluación.

3.3.16. Variables evaluadas

- **Número de hojas de las estaquillas:** conteo de brotes por cada estaquilla.
- **Prendimiento de la estaquilla:** conteo de plantas vivas.
- **Número de raíces por estaquilla:** conteo de raíces por cada estaquilla.
- **Longitud raíz promedio:** suma de la longitud de las raíces por estaquilla en cm.

IV. RESULTADOS

4.1 Porcentaje de prendimiento y mortandad de las estaquillas

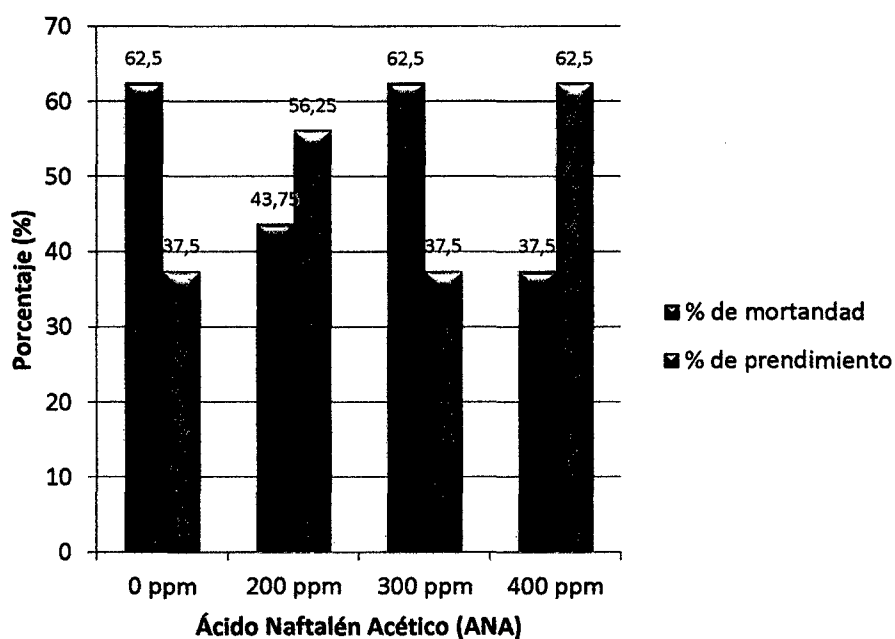


Figura 3. Porcentaje de mortandad y prendimiento de las estaquillas de *Cedrela odorata* utilizando el Ácido Naftalén Acético, a los 60 días de instalados en la cámara de subirrigación.

La Figura 3 muestra que existe un mayor porcentaje de prendimiento en la concentración de 400 ppm de Ácido Naftalén Acético (ANA), así como un menor porcentaje de mortandad, lo contrario se observó en las concentraciones de 0 ppm y 300 ppm, en las que se puede apreciar un menor porcentaje de prendimiento y mayor porcentaje de mortandad.

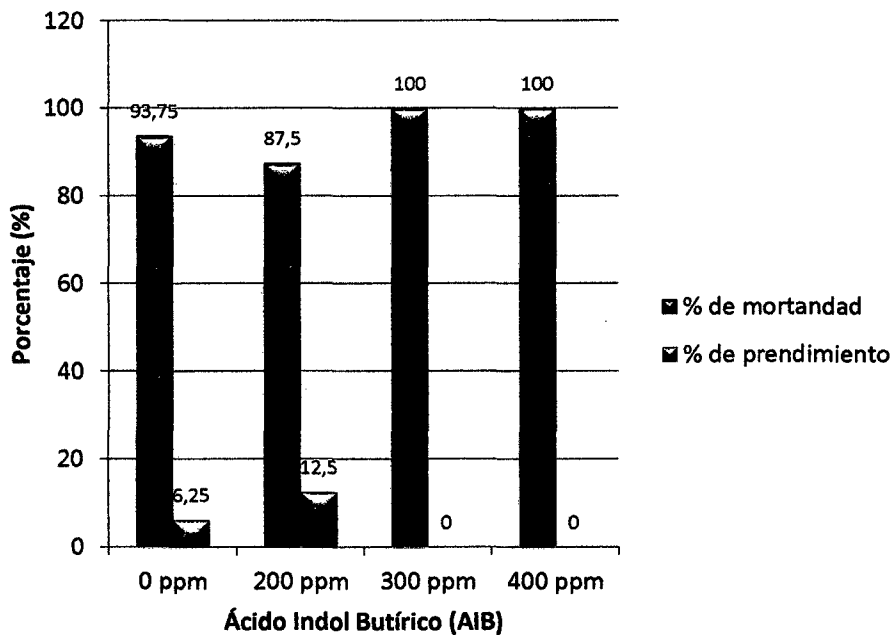


Figura 4. Porcentaje de mortandad y prendimiento de las estaquillas de *Cedrela odorata* utilizando el Ácido 3 Indol Butírico, a los 60 días de instalados en la cámara de subirrigación.

La Figura 4 muestra el porcentaje de prendimiento y mortandad de las estaquillas de *Cedrela odorata* L., utilizando el Ácido 3 Indol Butírico a los 60 días de haberse realizado la instalación en la cámara de subirrigación, apreciándose mayor porcentaje de prendimiento en la concentración de 200 ppm de Ácido 3 Indol Butírico (AIB), así como un menor porcentaje de mortandad, caso contrario se puede observar en las concentraciones de 300 ppm y 400 ppm, en las que se puede apreciar que el porcentaje de mortandad es del 100%.

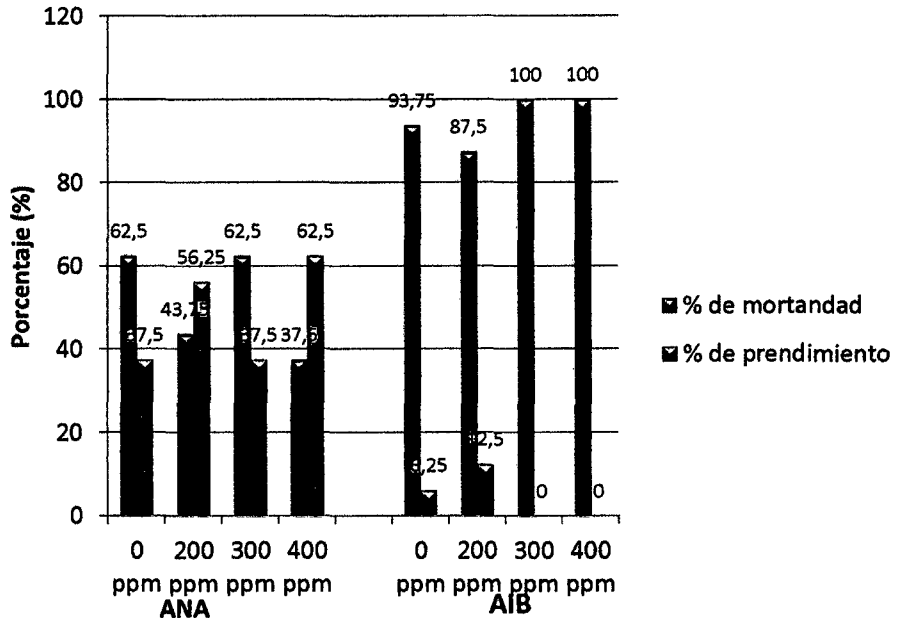


Figura 5. Porcentaje de prendimiento y mortandad de las estaquillas de Cedro *Cedrela odorata* L., después de 60 días, en la cámara de enraizamiento.

ÁCIDO NAFTALÉN ACÉTICO

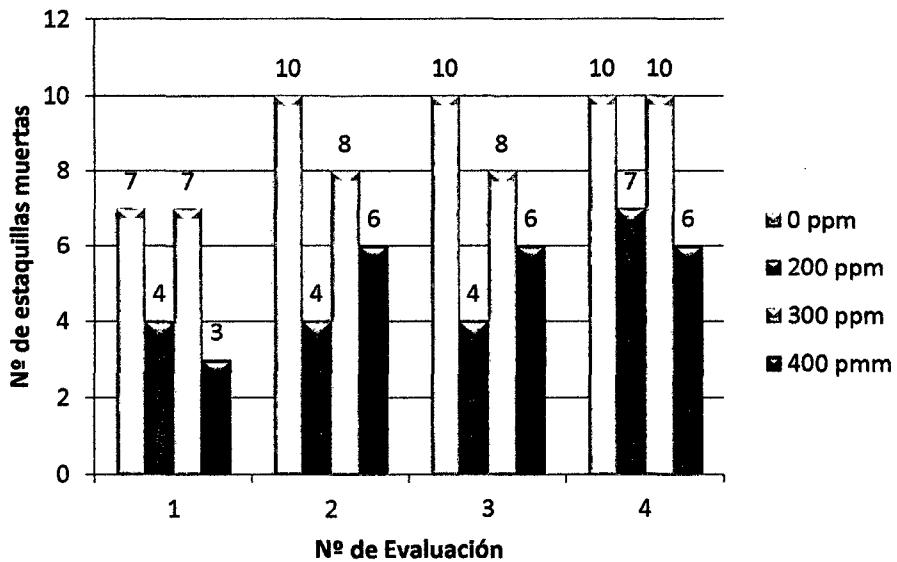


Figura 6. Número de estaquillas de *Cedrela odorata* L. muertas en cada evaluación, para dosis del Ácido Naftalén Acético.

La Figura 6 muestra que el número de estaquillas muertas, fue mayor en cada evaluación, para todas las concentraciones del Ácido Naftalén Acético. De igual forma la Figura 7 muestra que el número de estaquillas muertas, se incrementó en cada evaluación realizada, para las diferentes concentraciones del Ácido 3-Indol Butírico.

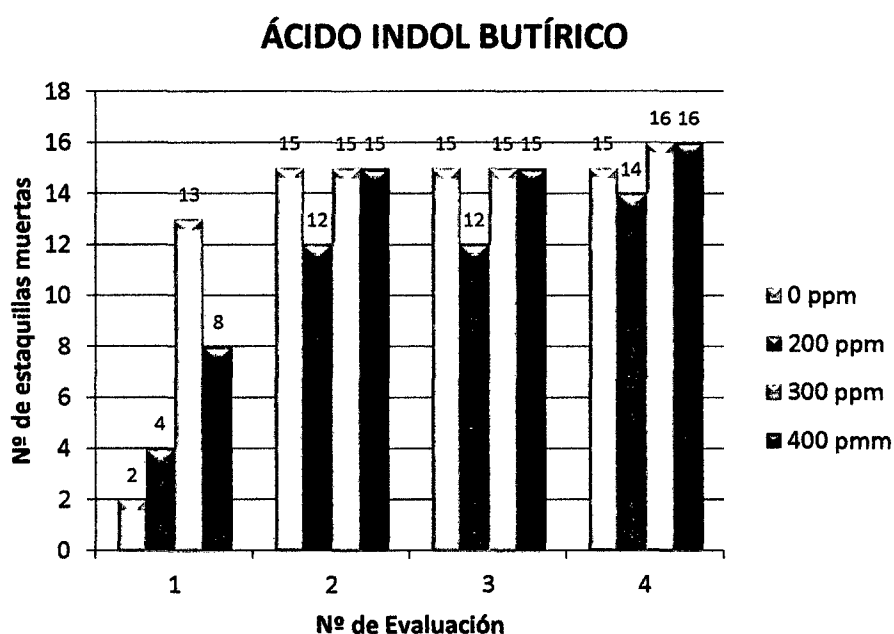


Figura 7. Número de estaquillas de *Cedrela odorata* L. muertas en cada evaluación, para dosis del Ácido 3-Indol Butírico

4.2 Número de brotes

Después de 60 días de haberse realizado la instalación de las estaquillas en la cámara de subirrigación, se hizo un análisis de varianza del número de brotes (Cuadro 3), observándose que el fitoregulador influyó en el número de brotes, presentando diferencias significativas; así como las dosis de cada fitoregulador no presentó diferencia significativa para esta variable. Debido a que el ANVA no indica cuál de los fitoreguladores es el mejor, se

realizó la prueba de comparación de medias de Duncan para número de brotes según el fitoregulador (Cuadro 4)

Cuadro 3. ANVA del número de brotes de *Cedrela odorata* L. después de 60 días de instalación.

FV	GL	SC	CM	F-valor	Significancia
Fitoregulador (A)	1	1.826	1.83	7.96	4.260**
Dosis (B)	3	0.243	0.08	0.35	3.009
A*B	3	0.138	0.05	0.22	3.009
Error	24	5.588	0.23		
Total	31	7.795			

CV: 25.2 %

Cuadro 4. Prueba de Duncan para número de brotes según el fitoregulador (A).

Fitoregulador	Medias	Duncan ($p \leq 0.05$)
ANA	0.97	a
AIB	0.73	b

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$)

Así mismo, se realizó la prueba de comparación de medias (Duncan) con respecto a la dosis del fitoregulador (ANA), con la finalidad de determinar cuál de las dosis es la que obtuvo los mejores resultados, no existiendo diferencias significativas en cuanto al número de brotes (Cuadro 5).

Cuadro 5. Prueba Duncan para el número de brotes según la dosis utilizada

Dosis	Medias	Duncan ($p \leq 0.05$)
ANA 200 ppm	0.92	a
ANA 400 ppm	0.87	a
ANA 0 ppm	0.82	a
ANA 300 ppm	0.81	a

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$)

4.2.1. Número de hojas

A 60 días de haberse realizado la instalación de las estaquillas en la cámara de subirrigación, se realizó un análisis de varianza del número de hojas (Cuadro 6); observándose que el fitoregulador influyó en el número de hojas, presentando diferencias significativas; así como las dosis de cada fitoregulador presentó diferencia significativa para esta variable.

Cuadro 6. ANVA del número de hojas de Cedro (*Cedrela odorata* L.) en la cuarta evaluación.

FV	GL	SC	CM	F-valor	Significancia
Fitoregulador (A)	1	11.877	11.88	8.14	7.823**
Dosis (B)	3	2.743	0.91	0.62	3.009
A*B	3	2.497	0.83	0.57	3.009
Error	24	35.025	1.46		
Total	31	52.142			

CV: 51.24 %

Según el ANVA existe influencia significativa en el número de hojas, sin embargo no indica cuál de los tratamientos fue el mejor y sus diferencias. Para determinar esto se utilizó la prueba de comparación de medias (Duncan) mostrando que el Ácido Naftalén Acético (ANA) presentó el mayor número de hojas en promedio por estaquilla en comparación al Ácido 3-Indol Butírico (AIB) con 0.75 hojas por estaquilla (Cuadro 7).

Cuadro 7. Prueba Duncan para número de hojas según el fitoregulador (A).

Fitoregulador	Medias	Duncan ($p \leq 0.05$)
ANA	1.36	a
AIB	0.75	b

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$)

Se realizó la prueba de comparación de medias (Duncan) con respecto a la dosis del Ácido Naftalén Acético (ANA), existiendo diferencias significativas para el número de hojas (Cuadro 8).

Cuadro 8. Prueba de Duncan para dosis del Ácido Naftalén Acético

Dosis	Medias	Duncan ($p \leq 0.05$)
ANA 400 ppm	1.74	a
ANA 200 ppm	1.50	a b
ANA 300 ppm	1.16	b
ANA 0 ppm	1.03	b

Medias con una letra común no son significativamente

4.3 Influencia de los fitoreguladores sobre la propagación de Cedro (*Cedrela odorata* L.)

4.3.1. Número de callos

A los 60 días de haberse instalado y evaluado las estaquillas en la cámara de subirrigación, se realizó el análisis de varianza para el número de callos formados, el cual mostró que no existen diferencias significativas para los fitoreguladores, así como para las dosis de fitoregulador.

Cuadro 9. ANVA del número de callos de cedro (*Cedrela odorata* L.) después de 60 días de instalación.

FV	GL	SC	CM	F-valor	Significancia
Fitoregulador (A)	1	0.008	0.01	0.25	4.260
Dosis (B)	3	0.016	0.01	0.25	3.009
A*B	3	0.041	0.01	0.25	3.009
Error	24	0.943	0.04		
Total	31	1.008			

CV: 12.21 %

4.3.2. Número de raíces

Se realizó el análisis de varianza para el número de callos formados, a los 60 días de haberse instalado y evaluado las estaquillas en la cámara de subirrigación, el cual mostró que existen diferencias significativas para la formación de estos con respecto a los fitoreguladores.

Cuadro 10. ANVA del número de raíces de Cedro (*Cedrela odorata* L.) después de 60 días de instalación.

FV	GL	SC	CM	F-valor	Significancia $p \leq 0.05$
Fitoregulador (A)	1	9.450	9.45	5.73	4.260*
Dosis (B)	3	3.106	1.04	0.63	3.009 NS
A * B	3	3.106	1.04	0.63	3.009 NS
Error	24	39.554	1.65		
Total	31	55.217			

CV: 58.48 %

NS: No significativas

* : significativas a ($p \leq 0.05$)

Sin embargo, el ANVA no indica cuál de los tratamientos fue el mejor y sus diferencias, por lo que se realizó la prueba de comparación de medias (Duncan), la cual mostró que el Ácido Naftalén Acético presentó estadísticamente el mayor número de raíces.

Cuadro 11. Prueba Duncan para el número de raíz según el fitoregulador (A).

Fitoregulador	Medias	Duncan ($p \leq 0.05$)
ANA	1.25	a
AIB	0	b

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$)

Debido a que el Ácido Naftalén Acético, presentó diferencias significativas, se realizó la prueba de comparación de medias (Duncan) con

respecto a la dosis del fitoregulador, encontrándose diferencias significativas (Cuadro 12).

Cuadro 12. Prueba Duncan para el número de raíz según la dosis utilizada (B).

Dosis	Medias	Duncan ($p \leq 0.05$)	
ANA 400 ppm	1,19	a	
ANA 200 ppm	1,06	a	b
ANA 300 ppm	0,92	a	b
ANA 000 ppm	0,77		b

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$)

4.4. Número estaquillas enraizadas y su longitud promedio

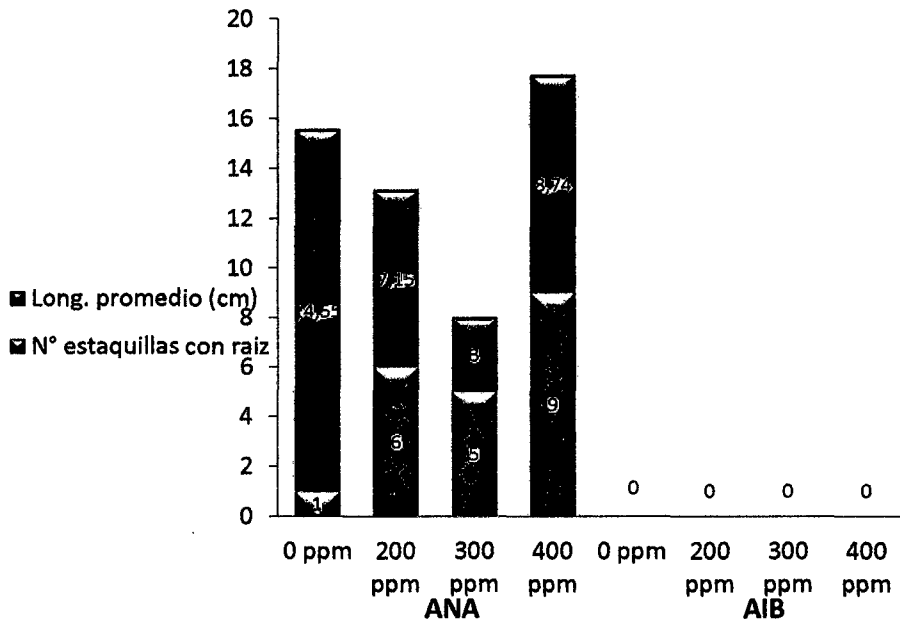


Figura 8. Número de estaquillas enraizadas por tratamiento y longitud promedio de raíces.

La Figura 8 muestra que las estaquillas en las cuales se utilizó el Ácido Naftalén Acético (ANA), obtuvieron la formación raíces, siendo la dosis que obtuvo un mayor número de estaquillas enraizadas la de 400 ppm, en comparación con las estaquillas en las que se utilizó Ácido 3-Indol Butírico (AIB) en las que no se obtuvieron raíces, solo se pudo observar la formación de un callo en una estaquilla.

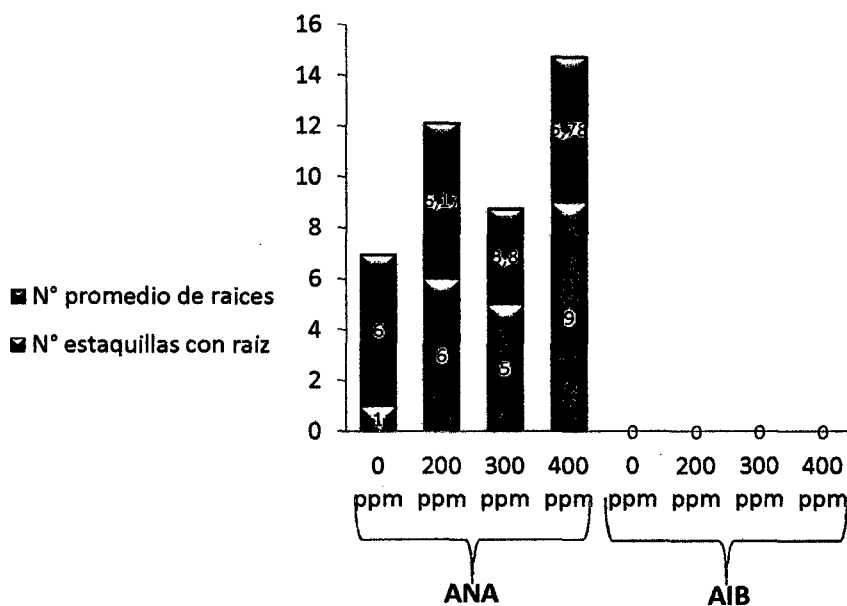


Figura 9. Promedio de raíces por cada tratamiento.

El mayor número promedio de raíces fue obtenido de las estaquillas que utilizaron 200 ppm de ANA, con 6 estaquillas vivas, mientras que la dosis de 400 ppm de ANA, con nueve estaquillas vivas presentó un promedio 5,78 raíces tal como se observa en la Figura 9.

V. DISCUSIÓN

5.1. Porcentaje de prendimiento y mortandad de las estaquillas

La Figura 5 muestra que existe un mayor porcentaje de prendimiento de las estaquillas de *Cedrela odorata L.*, en las que se utilizó el Ácido Naftalén Acético, en sus diferentes concentraciones, frente a las estaquillas en las que se utilizó el Ácido 3-Indol Butírico, en las cuales el porcentaje de mortandad, alcanzó hasta un 100% (concentraciones de 300 y 400 ppm).

Para el caso, de la concentración de 200 ppm de Ácido 3-Indol Butírico, se obtuvo un porcentaje de prendimiento del 12.5%, en las estaquillas de *Cedrela odorata L.*, y para la concentración de 0 ppm el prendimiento fue del 6.25%, lo que significa que el porcentaje de mortandad en promedio fue del 95.31% del total de estaquillas utilizadas en las 4 concentraciones (0, 200, 300 y 400 ppm) de Ácido 3-Indol Butírico. Por lo que, en comparación con los resultados obtenidos por SÁNCHEZ (2011), fue mayor, quien en concentraciones de 0, 500, 1000 y 1500 ppm de Ácido 3-Indol Butírico y en tamaños de 5, 8 y 11 cm. de longitud de estacas de *Cedrela odorata L.*, a las dos semanas de establecidas en el micropropagador obtuvo más del 50% de necrosamiento desde la parte basal, considerándolas muertas.

Por lo que considero que la dosis utilizada en esta investigación no fue la adecuada, concordando con ROJAS Y RAMIREZ (1975), quienes señalan que algunos reguladores pueden ser estimulantes a bajas dosis o inhibidoras a dosis altas, y depende de la especie de planta el umbral, lo cual dificulta la aplicación de un criterio para la determinación de la dosis.

Sin embargo, para la especie caoba (*Swietenia macrophylla* King), de la misma familia del cedro *Cedrela odorata* L., con respecto a las dosis de Ácido 3-Indol Butírico, las estacas de 11 cm., tratadas con 1000 ppm fueron las que mostraron un mayor porcentaje de sobrevivencia (21.2%). La dosis de AIB de 1500 ppm en los tamaños de estacas de 8 y 11 cm y 500 ppm en éstas de 5 cm, fue donde se obtuvo un menor porcentaje de sobrevivencia. Asumiendo, que es posible que el AIB a 1500 ppm afectara de forma negativa la sobrevivencia de las estacas de caoba, (SÁNCHEZ ,2011)

El incremento de estaquillas muertas en cada evaluación, puede deberse a que algunas estaquillas presentaron formación de hojas nuevas en un inicio, pero pasado de 5 a 7 días las hojas se desprendían, debido a que las reservas que tenían se agotaron en la producción de nuevas hojas.

5.2. Número de brotes

La prueba de comparación de medias (Duncan) mostró que el Ácido Naftalén Acético (ANA) presentó estadísticamente el mayor número de brotes con un promedio de 0.97 brotes por estaquilla en comparación al Ácido

3-Indol Butírico (AIB) con 0.73 brotes por estaquilla (Cuadro 4). Por lo que, también se realizó la prueba de comparación de medias (Duncan) con respecto a la dosis del fitoregulador (ANA), no existiendo diferencias significativas para el número de brotes (Cuadro 5).

MURRIETA (2010), determinó que el análisis de varianza efectuada para el porcentaje de brotes por estaquilla presentó diferencias significativas ($p \leq 0.05$), debido al factor sustrato, pero no significativas ($p \leq 0.05$), para la dosis de AIB y la interacción sustrato-dosis.

5.2.1 Número de hojas

Se realizó la prueba de comparación de medias (Duncan) con respecto a la dosis del Ácido Naftalén Acético (ANA), existiendo diferencias significativas para el número de hojas, mostrando que la dosis de 400 ppm obtuvo en promedio 1.74 hojas, la dosis de 200 ppm con 1.50 hojas, la dosis de 300 ppm con 1.16 hojas, mientras que la dosis de 0 ppm obtuvo el menor número promedio de hojas con 1.03 (Cuadro 8).

MESEN (1997), menciona 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.

Sin embargo, en la presente investigación el AIB no tuvo el resultado esperado, debido posiblemente a las bajas concentraciones que se utilizaron en las estaquillas.

5.3. Influencia de los fitoreguladores sobre la propagación de Cedro (*Cedrela odorata* L.)

5.3.1. Número de callos

El Cuadro 9, muestra que el fitoregulador no influyó de manera significativa en el número de callos, así como las dosis de cada fitoregulador no presentaron diferencias significativas para las mismas. Al respecto, debido que la formación de raíces es a partir de callos, no se encontró la presencia de un gran número de estos en las estaquillas, a los 60 días de evaluación.

Por otro lado, MURRIETA (2010), para la propagación vegetativa de *Cedrela odorata* L. a través de estacas juveniles utilizando AIB en las dosis de 0, 2000, 3000 y 4000 ppm en sustratos como arena fina, gravilla y arena gruesa, determinó en el análisis de varianza (ANVA) efectuada para el porcentaje de callos, que éste no presenta diferencias significativas ($p \leq 0.05$) para la dosis de AIB y la interacción sustrato-dosis.

5.3.2. Número de raíces

Según el análisis de varianza efectuado para el número de raíces de las estaquillas, después de 60 días de haberse instalado en la cámara de subirrigación (Cuadro 10), se determinó que el fitoregulador influyó en el

número de raíces, presentando diferencias estadísticamente significativas; pero no significativas para las dosis de cada fitoregulador.

Por otro lado, la prueba de comparación de medias (Duncan), mostró que el Ácido Naftalén Acético presentó estadísticamente el mayor número de raíces, con un promedio de 1.25 raíces por estaquilla en comparación al Ácido 3-Indol Butírico, el que presentó 0 raíces por estaquilla (Cuadro 11). Por lo que, se realizó la prueba de comparación de medias (Duncan) con respecto a la dosis del fitoregulador, mostrando que la dosis de 400 ppm obtuvo en promedio 1,19 raíces y para las dosis de 200 ppm y 300 ppm no hubo diferencias significativas, mientras que la dosis de 0 ppm obtuvo el menor número en promedio de raíces con 0,77 (cuadro 12)

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 una fuente de asimilados, auxinas y otras sustancias (MESEN, 1998); y específicamente para las estaquillas de *C. odorata*, el Ácido Naftalén Acético obtuvo el mayor promedio de número de hojas con 1,36 hojas por estaquillas, lo que habría conseguido el mejor balance entre la fotosíntesis y la transpiración, favoreciendo la formación de raíces.

5.4. Número estaquillas enraizadas y su longitud promedio

La longitud de raíz promedio más larga fue de 14,55 cm, obtenida de la dosis 0 ppm ANA, con una sola estaquilla viva mientras que, la dosis de

400 ppm con 9 estaquillas vivas, presentó una longitud promedio de 8,74 cm, tal como se observa en la (Figura 8). Este resultado pudo deberse a la acción combinada del fitoregulador y la dosis, lo que permitió la elongación constante de las raíces.

Por lo que se confirma lo señalado por BEAULIEU (1973), quien manifiesta que el Ácido Naftalén Acético es mucho más activo pero mucho más tóxico, ya que en concentraciones muy altas tienden a producir raíces cortas gruesas y atrofiadas.

Por otro lado, MURRIETA (2010), para la propagación vegetativa de *Cedrela odorata L.* a través de estacas juveniles utilizando AIB en las dosis de 0, 2000, 3000 y 4000 ppm en sustratos como arena fina, gravilla y arena gruesa determinó en el análisis de varianza 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, debido al tipo de estaquilla; también, la diferencia significativa ($p \leq 0.05$) para ambas variables, en función a la interacción del tipo de estaquilla con la longitud de estaquilla.

VI. CONCLUSIONES

1. Los mejores resultados, se obtuvieron de las estaquillas de *Cedrela odorata* L. a las cuales se les aplicó el Ácido Naftalén Acético, existiendo diferencias significativas a un nivel del 95%, entre las concentraciones usadas de las auxinas en la propagación de las estaquillas.
2. El mayor porcentaje de prendimiento se obtuvo, de las estaquillas de *Cedrela odorata* L. a las cuales se les aplicó el Ácido Naftalén Acético con (62,5%) en comparación con el Ácido 3-Indol Butírico (AIB) que obtuvo un 12,5%, de prendimiento.
3. Se obtuvo un mayor prendimiento con la utilización del Ácido Naftalén Acético (ANA) a una concentración de 400 ppm; la utilización de ácido indol butírico (AIB) obtuvo mayor porcentaje de mortandad alcanzando un 100 % entre las concentraciones de 300 ppm y 400 ppm.
4. La utilización del Ácido Naftalén Acético (ANA) a una concentración de 400 ppm fue el mejor tratamiento obteniendo 9 estaquillas enraizadas con una longitud promedio de 8,74 raíces.

VII. RECOMENDACIONES

1. A los estudiantes de pre-grado continuar con los estudios de propagación de esta especie, utilizando estaquillas de un diámetro uniforme y de consistencia semileñosa que mostró mayor porcentaje de sobrevivencia.
2. Aumentar el número de tratamientos utilizados en el presente trabajo, considerando otras combinaciones de los reguladores de crecimiento.
3. Realizar una tesis considerando y evaluando los efectos de iluminación en la cámara de subirrigación.
4. Considerar camas altas y no al ras del suelo para la ubicación de la cámara de subirrigación.
5. Incluir un testigo en la evaluación, el cual se encuentre fuera de la cámara de subirrigación.

VEGETATIVE PROPAGATION OF CEDRO (*Cedrela odorata* L.) FROM CUTTINGS USING PHYTOREGULATORS ROOT STIMULATORS IN TINGO MARIA

ABSTRACT

This research was conducted at the nursery at the Facultad de Recursos Naturales Renovables of the Universidad Nacional Agraria de la Selva; politically located in the district of Rupa Rupa, province of Leoncio Prado and Huánuco department, in the coordinates UTM 390241E, 8970842N, with the aim of knowing the vegetative propagation of *Cedrela odorata* L. (Cedro) from cuttings using phytohormones root stimulators (naphthalene acetic acid and 3-indole butyric acid) in Tingo Maria, under conditions of a chamber of subirrigation, using concentrations of 200, 300 y 400 ppm, in a period of 60 days. The experimental design used was Completely Randomized Design (CRD) with a factorial arrangement of 2 x 4, yielding 32 experimental units; the same that were composed by 4 cuttings. For the comparison of the difference between averages of the data obtained was used the Duncan test with a significance level of 95 %. The variables evaluated were: apprehension, mortality, number of leaves, corns and calluses, the number of roots and root length, achieving obtain a greater apprehension with the use of naphthalene acetic acid (NAA) at concentration of 400 ppm; the use of 3-indole butyric acid (IBA) obtained a higher percentage of mortality reaching a 100 per cent between the concentrations of 300 ppm and 400 ppm.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BELTRAN, J. 2004. Propagación por Miniestacas de Roble (*Tabebuia rosea*) en Función del Sustrato y el Regulador de Crecimiento. [En línea]: (<http://www.una.ac.cr/inis/docs/suelos/propmicol.pdf>, s.d.).
- BEAULIEU, R. 1973. Reguladores de crecimiento ed. Oikos-Tau S.A. Barcelona, España. 235p.
- BIDWELL, R. 1979. Fisiología vegetal. 2 ed. A.G.T Editor S.A. México. 173 p.
- DELGADO, G. ROJAS, I.1999. Cultivos de vegetales I: Aplicaciones y procedimientos. Universidad Pedro Ruiz Gallo. Lambayeque. Perú. 184 p.
- BRACHO, M.; LISCANO, R. y MARTINEZ, J. 1997. Evaluación del enraizamiento por medio de estacas y acodos para la producción de plantas de semeruco (*Malpighia glabra*) por vía asexual. [En línea]: (http://www.monografias.com/Agricultura_y_Ganaderia, s.d.).
- Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). 2000. Árboles de Centroamérica. *Cedrela odorata* L. Turrialba, Costa Rica. 447-452 p. [En línea]: (<http://herbaria.plants.ox.ac.uk/adc/downloads/ca>

pitulos_especies_y_anexos/cedrela_odorata.pdf, documentos, 31 may 2011).

DEVLIN, R. M. 1980. Fisiología vegetal. 3 ed. OMEGA S.A. Barcelona, España. 516 p.

DÍAZ, A., BRENES, C., CASCANTE, D., OVARES, C. 2010. Plagas y enfermedades forestales en cedro amargo (*Cedrela odorata* L.). Universidad Nacional de Costa Rica; Facultad de Ciencias de la Tierra y el Mar. Costa Rica. 22 p.

EL COLOMBIANO. 2008. Consultorio Agropecuario. Métodos de propagación. [En línea]: (http://www.elcolombiano.com.co/BancoConocimiento/Los_metodos_para_propagar_la_mora.asp, Artículo. s.d.).

GARCÍA, D., GÁLVEZ, H. 2003. La biodiversidad en Costa Rica sus causas, distribución, importancia y amenazas. Universidad de Costa Rica. 95-123 p.

GOMEZ. 1974. Propagación vegetativa de estacas de Cedro y Caoba con la utilización de AIA. San José-Costa Rica. 84 p.

HARTMANN, M., KESTER, D.1990. Propagación de plantas; principios y prácticas. 3 ed. Continental S.A. México. 814p.

HURTADO, M., MERINO, M. 1987. Cultivo de tejidos vegetales. ed. TRILLAS S.A. México. 232p.

Instituto de Investigacion de la Amazonia Peruana (IIAP). 2010. Propagación Vegetativa de Marupa (*Simarouba amara* Aubl.) Mediante Enraizamiento de Estacas Juveniles en Propagador de Subirrigacion. 1ed, Perú. 68p.

LEOPOLD, C., KRIEDEMANN, N. 1977. Plant growth and development. ed. Graw-Hill. U.S.A. 640p.

LIBBY W. J; RAUTER R. M. 1984. Advantages of clonal forestry In: Scientific and technical articles. Forestry Chronicle. pp. 145-149.

MALDONADO,S., SERVANTES,D.2011. Propagación Vegetativa de Quinilla (*Manilkara bidentata*, A.DC.) Mediante el Enraizamiento de Estaquillas Utilizando Camara de Subirrigación en el Distrito de Morales Provincia de San Martin.IIAP.Perú 12p

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.

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.

MONTOYA, W. (s.d.). Importancia de la Propagación Asexual. [En línea]: SICA (<http://www.sica.gov.ec/cadenas/index.html>, Revista. s.d.).

MURRIETA, C. 2010. Influencia del Morfotipo, Fitohormona y Sustrato en la Propagación de Estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. (Cedro colorado), en Pucallpa, Tesis para optar el Título de Ingeniero Forestal. UNU.Perú. 114p.

PEREZ, J. 2001. Desarrollo de un método de micro propagación aplicable a genotipos selectos de *Cedrela odorata* L. Tesis Mag. Sc. Turrialba-

Costa Rica. UCR/CATIE. 95p.

QUEVEDO, A. 1995. Silvicultura de la Uña de Gato. CRI-IIAP. Alternativa Para su Conservación. Pucallpa-Perú.

QUIJADA Y GUTIERREZ. 1971. Métodos de propagación vegetativa. En mejora genética de árboles forestales. FAO. DANIDA. Roma.341 pg.

RAIZONE. (s.d.) Estacas de madera Dura o Latentes. [En línea]: (http://www.faxsa.com.mx/Raizone/RaizonMT/E_dura.html, Manual. s.d.).

ROCA, W., MROGINSKI, L. 1991. Cultivo de Tejidos en la Agricultura (Fundamentos y Aplicaciones). CIAT. Colombia. pp. 20- 36.

ROJAS, G., RAMIREZ, H. 1993. Control hormonal del desarrollo de las plantas. Ed. Limusa, S.A. México. p. 13-87.

SANCHEZ,G. 2011. Propagación Vegetativa de Cuatro Especies Forestales Utilizando un Propagador de Subirrigación. Instituto de Enseñanzas e Investigación en Ciencias Agrícolas. Mexico.50p

SANTELICES, R. 2008. Efecto del árbol madre sobre la rizogénesis de *Nothofagus alessandrii* [En línea]: (<http://www.scielo.cl/scielo.php?pid=>

S0717-92002005000300015&script=sci_arttext, Revista Bosque, Vol. 26 N° 3, diciembre 2005).

SERRANO, M., PINOL, T. 1991. Biotecnología vegetal. ed. síntesis S.A. España. pp. 50- 70.

TAIARIOL, D. 2003. Propagación Vegetativa. [En línea]: (<http://www.siamazonia.org.pe/Archivos/Publicaciones/Amazonia/libros/51/5100001.htm#13>, doc. s.d.).

TREWARAS, A. 1991. How do plant growth substances work? Plant Cell North Caroline, Stage College. 106p.

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. UNAS- Tingo María. Perú 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.

ZANONI, C-MENDIBURU. 1975. Propagación vegetativa por estacas de ocho especies forestales. Tesis. Turrialba, Costa Rica. UCR/CATIE. 9.

ANEXO

Anexo 1. Datos evaluados

Cuadro 13. Resultados de la primera evaluación

Trat.	Repet.	Estaq.	Raíces		Callos	Brotos	N° de hojas caídas	Coloración de hojas	N° de hojas	Obs.	
			N°	Longitud	N°	N°		VO:1,VC:2,VA:3,A:4			
1	1	1				1		2			
		2				1	1	2			
		3				1		2			
		4				1		1	3		
	2	1					2	1	2		
		2					1	1	2		
		3									M
		4									M
	3	1					1		2	2	
		2					1	2	2	1	
		3					1			2	
		4									M
	4	1									M
		2									M
		3									M
		4									M
2	1	1				3		1	3		
		2				2		1	2		
		3									M
		4				2		2	3		
	2	1					1		2	1	
		2					3		1	2	
		3									M
		4									M
	3	1					1		1	3	
		2					1		1	4	
		3					1		1	2	
		4					1		1	1	
	4	1					1		1	2	
		2					1		2	2	
		3									M
		4					1		2	2	

Cuadro 13. Continuación

Trat.	Repet.	Estaq.	Raíces		Callos N°	Brotos N°	N° de hojas caídas	Coloración de hojas	N° de hojas	Obs.	
			N°	Longitud				VO:1,VC:2,VA:3,A:4			
3	1	1								M	
		2				1		1	1		
		3									M
		4				1		2	1		
	2	1									M
		2				1		1	1		
		3				1		2	1		
		4				1		2	1		
	3	1									M
		2				1		2	2		
		3									M
		4				1		1	2		
	4	1				1		2	1		
		2				1		1	2		
		3									M
		4									M
4	1	1				1		1			
		2				1	1	2	1		
		3				2	1	2	3		
		4				1	1	2	2		
	2	1				1		1	4		
		2									M
		3				1	1	2	1		
		4				1		1	1		
	3	1				1	1	1	3		
		2				1	1	2	2		
		3				1	1	1	3		
		4									M
	4	1				1		1	3		
		2									M
		3				1		1	3		
		4				1	1	1	3		

Cuadro 13. Continuación

Trat.	Repet.	Estaq.	Raíces		Callos N°	Brotos N°	N° de hojas caídas	Coloración de hojas	N° de hojas	Obs.
			N°	Longitud				VO:1,VC:2,VA:3,A:4		
5	1	1				1	1	2		
		2				1	1	2		
		3				1	1	2		
		4								M
	2	1				1		2	2	
		2				1		1	3	
		3				1		1	2	
		4				1		1	2	
	3	1				1		2	1	
		2				1		2		
		3				1		2	2	
		4				1		2		
	4	1				1	1	2	2	
		2				1	1	2		
		3								M
		4				1		2		
6	1	1				1		2	1	
		2				2		1	2	
		3				1		2		
		4				1		2		
	2	1								M
		2				1		2		
		3				1		2		
		4				1	1	2		
	3	1				1		2		
		2				1		2		
		3								M
		4				1		2		
	4	1								M
		2				1		2	1	
		3								M
		4				1		2	2	

Cuadro 14. Resultados de la segunda evaluación

Trat.	Repet.	Estat.	Raíces		Callos	Brotos	N° de hojas caídas	Coloración de hojas	N° de Hojas	Obs	
			N°	Longitud	N°	N°		VO:1,VC:2,VA:3,A:4			
1	1	1				2		1	1		
		2								M	
		3								M	
		4				3		1	2		
	2	1					1		1		
		2								M	
		3					1		1		
		4								M	
	3	1					2		1	2	
		2									M
		3					2		1	1	
		4									M
	4	1									M
		2									M
		3									M
		4									M
2	1	1				1		1	2		
		2				3		1	2		
		3								M	
		4				3		1	2		
	2	1					2		1	1	
		2					1		2	2	
		3									M
		4									M
	3	1					1		1	2	
		2					1		1	2	
		3									M
		4					1		2	1	
	4	1					1		1	3	
		2					1		1	1	
		3					1		2		
		4					1		1	1	

Cuadro 14. Continuación

Trat.	Repet.	Estat.	Raíces		Callos	Brotos	N° de hojas caídas	Coloración de hojas	N° de Hojas	Obs	
			N°	Longitud	N°	N°		VO:1,VC:2,VA:3,A:4			
3	1	1								M	
		2								M	
		3								M	
		4				1		2	1		
	2	1									M
		2					1	1	1		
		3					1	2			
		4				1		2	1		
	3	1									M
		2					1	2	1		
		3									M
		4					1	2	1		
	4	1					1	2	2		
		2					1	2	2		
		3									M
		4									M
4	1	1				1		1	2		
		2									M
		3									M
		4									M
	2	1					1	1	1		
		2									M
		3					1	1	2		
		4					1	1	1		
	3	1					1	1	2		
		2					1	2	3		
		3					1	2	2		
		4									M
	4	1					1	1	2		
		2									M
		3					1	1	2		
		4					1	1	2		

Cuadro 15. Resultados de la tercera evaluación

Trat.	Repet.	Estaq.	Raíces		Callos	Brotes	N° de hojas caídas	Coloración de hojas	N° de hojas	Obs	
			N°	Longitud	N°	N°		VO:1,VC:2,VA:3,A:4			
1	1	1				2		1	2		
		2								M	
		3								M	
		4				3		1	3		
	2	1					1		1		
		2									M
		3					1		1		
		4									M
	3	1					2		1	3	
		2									M
		3					2		1	2	
		4									M
	4	1									M
		2									M
		3									M
		4									M
2	1	1				1		1	3		
		2				3		2	3		
		3									M
		4				3		1	4		
	2	1					2		1	3	
		2					1		2	4	
		3									M
		4									M
	3	1					1		1	5	
		2					1		1	5	
		3									M
		4					1		2	3	
	4	1					1		1	5	
		2					1		1	2	
		3					1		2		
		4					1		1	2	

Cuadro 15. Continuación

Trat	Repet	Estatq	Raíces		Callos	Brote	N° de hojas caídas	Coloración de hojas	N° de hojas	Obs	
			N°	Longitu d	N°	N°		VO:1,VC:2,VA:3,A: 4			
3	1	1								M	
		2								M	
		3								M	
		4				1		2	2		
	2	1									M
		2					1		1	3	
		3					1		2	1	
		4					1		2	1	
	3	1									M
		2					1		2	3	
		3									M
		4					1		2	1	
	4	1					1		2	2	
		2					1		2	3	
		3									M
		4									M
4	1	1				1		1	2		
		2								M	
		3								M	
		4								M	
	2	1					1		1	4	
		2									M
		3					1		2	4	
		4					1		2	1	
	3	1					1		2	4	
		2					1		2	3	
		3					1		2	5	
		4									M
	4	1					1		1	2	
		2									M
		3					1		1	2	
		4					1		1	2	

Cuadro 16. Continuación

Trata.	Repet.	Estat.	Raíces		Callos	Brotos	N° de Hojas caídas	Coloración de hojas VO:1,VC:2,VA:3,A:4	N° de hojas	Obs
			N°	Longitud (cm)						
3	1	1								M
		2								M
		3								M
		4	2	6,9,1,6		1		2	3	
	2	1								M
		2				1		1	3	
		3	2	2,2	1	1		2	2	
		4	6	5,5,6,5,2,6,2,2,2		1		2	4	
	3	1								M
		2	5	2,6,0,5,3,3,1,6		1		2	4	
		3								M
		4								M
	4	1								M
		2	4	1,2,1,2,2,1		1		2	3	
		3								M
		4								M
4	1	1	7	5,15,5,2,5,5,8,13,0,5		1		2	5	
		2								M
		3								M
		4								M
	2	1	7	1,4,5,36,7,5,3,5,27,3		1		1	4	
		2								M
		3	4	10,3,4,7		1		2	4	
		4				1		2	2	
	3	1	8	28,6,6,6,5,5		1		2	6	
		2	5	7,5,11,6,3,4,4		1		2	7	
		3	12	12,12,12,5,22,27,2,1,1,5,1,1,2		1		2	7	
		4								M
	4	1	7	17,16,6,15,5,16,4,4		1		2	6	
		2								M
		3	1	6		1		2	5	
		4	1	11		1		1	6	

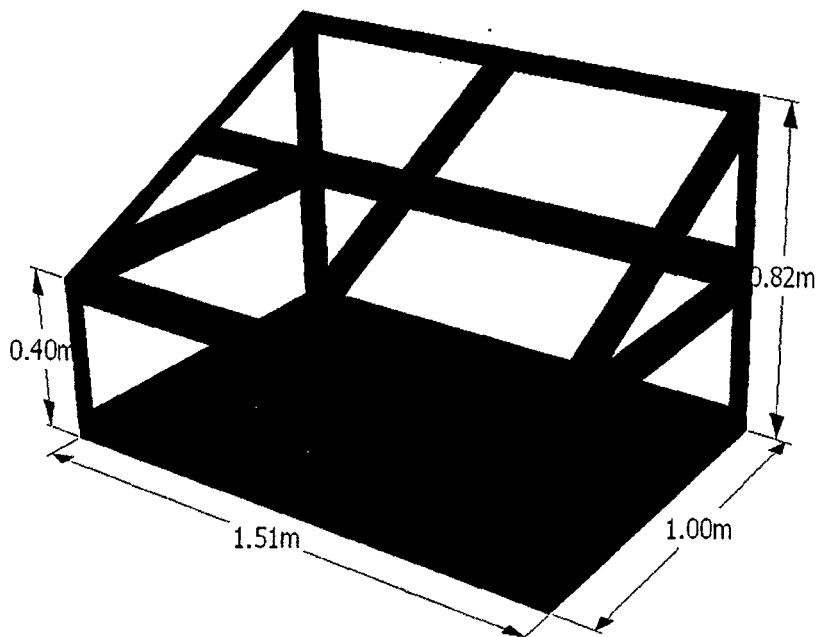
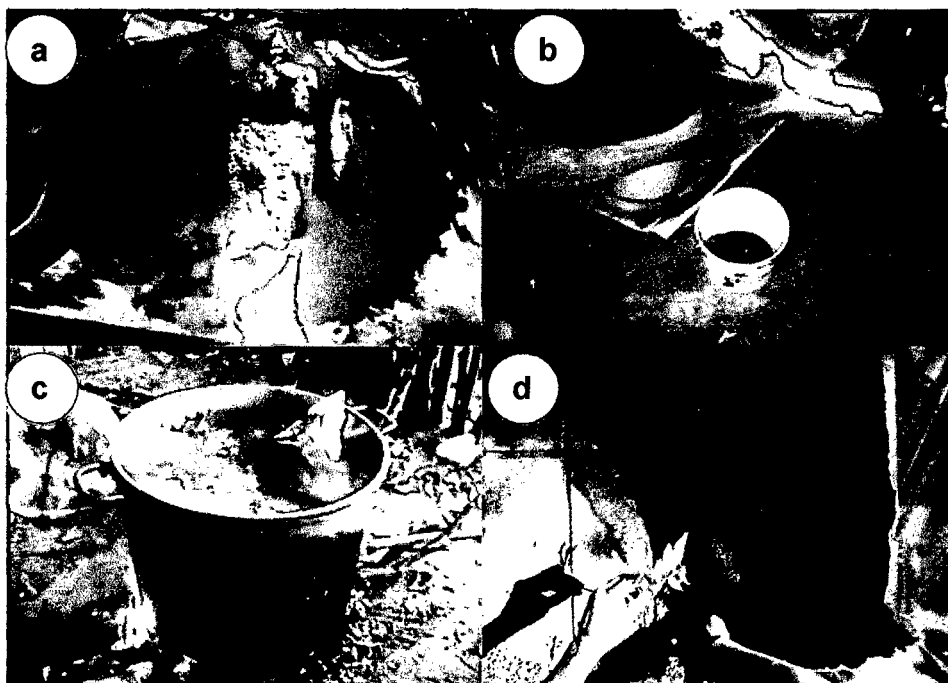
Anexo 2. Panel fotográfico.**Figura 10. Dimensiones del propagador.****Figura 11. Preparación del sustrato: a. arena de río, b. cernido de arena, c. esterilización por hervido, d. arena en la cámara de propagación.**



Figura 12. Cámara de sub-irrigación preparada para la instalación.



Figura 13. Colecta de rebrotes de cedro colorado.

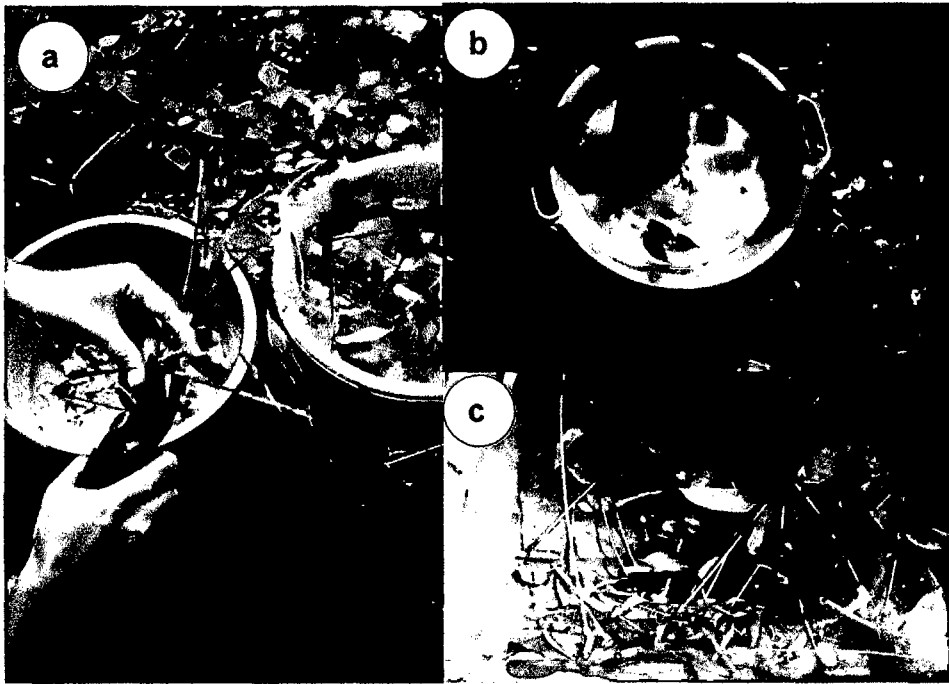


Figura 14. Preparación de las estaquillas de Cedro colorado: a) corte de las estacas b) inmersión de las estaquillas en cupravit, c) oreado de las estaquillas.



Figura 15. Instalación de las estaquillas en la cámara de sub-irrigación.



Figura 16. Estaquillas en el propagador a los 15 días.

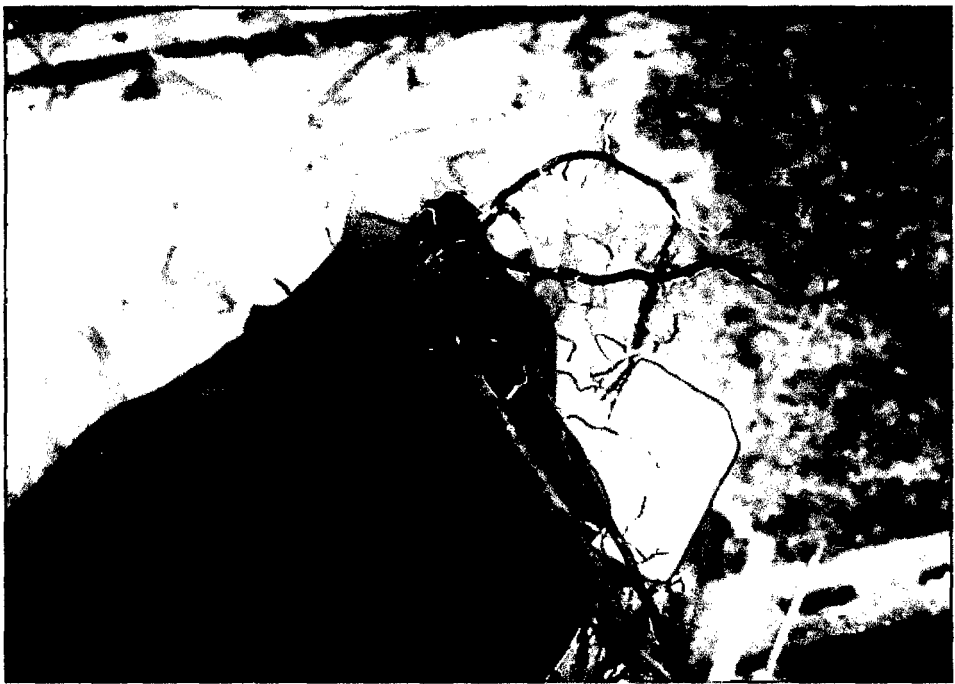


Figura 17. Estaquillas con raíz a los 60 días de instalación en el propagador.