

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI
FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES Y
AMBIENTALES
ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE INGENIERÍA
FORESTAL



EFFECTO DE DOS TIPOS DE SUSTRATO Y CUATRO DOSIS DE ACIDO
INDOLBUTIRICO EN EL ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS JUVENILES DE
Tabebuia serratifolia(Vahl) EN PROPAGADORES DE SUB-IRRIGACION, EN
PUCALLPA – UCAYALI, PERU.

Tesis

Para optar al título de:

INGENIERO FORESTAL

Presentado por

HERMES LUIS TANG RENGIFO

Pucallpa – Perú

2014



UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI
FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES Y AMBIENTALES



COMISION DE GRADOS Y TITULOS

ACTA DE SUSTENTACION DE TESIS

286/2015-CGyT-FCFyA-UNU

En la ciudad de Pucallpa, siendo las 09:30 am, del día 9 de Enero del 2015, se reunieron en el laboratorio de Física de la Universidad Nacional de Ucayali, los miembros del jurado calificador integrada:

- | | |
|--|------------|
| - Dr. OSCAR A. BARRETO VASQUEZ, | Presidente |
| - Ing. Msc. FERNANDO VELAZQUEZ DE LA CRUZ, | Miembro |
| - Ing. CLOVIS RAMIREZ RAMIREZ, | Miembro |

Para proceder a evaluar la sustentación de tesis titulada: **"EFECTO DE DOS TIPOS DE SUSTRATO Y CUATRO DOSIS DE ACIDO INDOLBUTIRICO EN EL ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS JUVENILES DE *Tabebuia serratifolia* (Vahl) EN PROPAGADORES DE SUB-IRRIGACION, EN PUCALLPA – UCAYALI, PERU"**, sustentada por el **Bachiller HERMES LUIS TANG RENGIFO**.

Terminada la sustentación se procedió a la ronda de preguntas por los miembros del jurado calificador, siendo absueltas satisfactoriamente por el tesista, razón por el cual la tesis fue aprobada por **UNANIMIDAD** con el calificativo de **BUENO**, quedando el tesista expedido para optar el Título profesional de Ingeniero Forestal, con los arreglos de las observaciones del jurado para su publicación correspondiente.

Siendo las 10:20 am .del mismo día, se dio por concluido este acto académico.



Dr. OSCAR BARRETO VASQUEZ
Presidente



Ing. Msc. FERNANDO VELAZQUEZ DE LA CRUZ
Miembro



Ing. CLOVIS RAMIREZ RAMIREZ
Miembro

DEDICATORIA

Dedico esta tesis a Dios y a mis padres. A Dios porque ha estado conmigo a cada paso que doy, cuidándome y dándome fortaleza para continuar, a mis padres, quienes a lo largo de mi vida han velado por mi bienestar y educación siendo mi apoyo en todo momento. Depositando su entera confianza en cada reto que se me presentaba sin dudar ni un solo momento en mi inteligencia y capacidad. Es por ello que soy lo que soy ahora. Los amo con mi vida.

AGRADECIMIENTO

En primer lugar a Dios por haberme guiado por el buen camino para la conclusión de mis estudios, en segundo lugar a mi familia a mi madre Prof. Otilia Marcelina Rengifo Plaza por haberme dado fuerza y apoyo incondicional en cada momento, a mi padre Hermes Aquiles Tang Alcántara por sus consejos siempre directos para no caer en malos hábitos, y por último y no menos importante el apoyo de mis hermanos y primos que siempre estaban en el momento preciso para brindarme sus consejos que fueron muy importantes.

INDICE DEL CONTENIDO

Pag.

INTRODUCCION.....	1
CAPITULO I: MARCO TEORICO.....	3
1.1. ANTECEDENTES DEL ESTUDIO.....	3
1.2. PLANTEAMIENTO TEORICO.....	5
1.2.1. Clasificacion taxonómica.....	5
1.2.2 Descripción botánica.....	6
1.2.3 Distribucion geográfica.....	7
1.2.4 Usos.....	7
1.2.5 Conceptos sobre propagación vegetativa.....	8
1.2.5.1 Propagación sexual.....	8
1.2.5.2 Propagación asexual o vegetativa.....	8
1.2.5.3 Importancia de la propagación vegetativa.....	9
1.2.5.4 Propagación vegetativa a través de estaquillas.....	9
1.2.5.5 Bases fisiológicas de la propagación vegetativa a través de estacas	11
1.2.5.6 Factores que influyen en el enraizamiento de estaquillas.....	16
1.2.5.6.1 Condiciones nutricionales de la planta madre.....	17
1.2.5.6.2 Edad de la planta madre.....	18
1.2.5.6.3 Tipo de madera seleccionada para estacas.....	18
1.2.5.6.3.1 Diferencias entre las diversas partes de la rama.....	19
1.2.5.6.3.2 Madera floral o vegetativa.....	19
1.2.5.7 Longitud y diámetro de las estacas.....	20
1.2.5.8 Superficie y retención foliar de las estacas.....	21
1.2.5.9 Efecto de la iluminación.....	22
1.2.5.10 Temperatura del ambiente y del sustrato.....	24
1.2.5.11 Humedad relativa del ambiente.....	25
1.2.5.12 Medios de enraizamiento.....	25

1.2.5.13 Reguladores de crecimiento.....	27
1.2.5.14 Tipos de reguladores de crecimiento	28
1.2.5.15 Sistemas y estructuras para propagación	31
1.3. DEFINICIÓN DE TÉRMINOS BÁSICOS.....	34
CAPITULO II: METODOLOGIA	38
2.1 AMBITO DE ESTUDIO.....	38
2.2 LUGAR DE PROCEDENCIA DEL MATERIAL DE ESTUDIO	38
2.3 METODO DE INVESTIGACION.....	38
2.4 POBLACIÓN Y MUESTRA.....	39
2.5 TÉCNICAS E INSTRUMENTOS DE RECOLECCIÓN DE DATOS.....	39
2.5.1 Materiales y equipo experimental.....	39
2.5.2 Material y equipo de campo	39
2.5.3 Material y equipo de gabinete	39
2.6 PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL.....	40
2.6.1 Construcción y preparación de la cámara de sub irrigación	40
2.6.2 Selección de árboles jóvenes.....	40
2.6.3 Extracción y transporte del material	41
2.6.4 Corte de la estaca	41
2.6.5 Descripción de los factores y tratamientos empleados	41
2.6.6 Preparación y aplicación de la hormona Acido Indolbutírico	42
2.6.7 Establecimiento de las estacas dentro del propagador y etiquetado.....	43
2.6.8 Cuidados durante el periodo de propagación.....	43
2.7 PROCEDIMIENTO DE RECOLECCIÓN DE DATOS.....	44
2.7.1 Evaluación del porcentaje de enraizamiento de estacas	44
2.7.2 Evaluación del número de raíces por estaca	44
2.7.3 Evaluación de la longitud de raíces por estaca	44
2.7.4 Evaluación del número de brotes aéreos	44
2.7.5 Evaluación de la longitud de brotes aéreos	44
2.7.6 Evaluación del número de callos.....	45
2.8 TRATAMIENTO DE DATOS	45
2.8.1 Diseño experimental.....	45

2.8.2 Análisis de varianza	45
CAPITULO III: RESULTADOS Y DISCUSION	47
3.1 Numero de estacas vivas	47
3.2 Enraizamiento	49
3.3 Numero de raices	51
3.4 Longitud de raiz.....	53
3.5 Numero de brotes.....	55
3.6 Longitud de brotes.....	57
3.7 Numero de callos	59
CAPITULO IV: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	62
4.1 CONCLUSIONES.....	62
4.2 RECOMENDACIONES	63
BIBLIOGRAFIA.....	64
ANEXOS	68

ÍNDICE DE CUADROS

Pag.

Cuadro 1:	Porcentaje de estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico	47
Cuadro 2:	Análisis de varianza de estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB	48
Cuadro 3:	Porcentaje de enraizamiento de las estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico	49
Cuadro 4:	Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento de estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB	50
Cuadro 5:	Promedio del número de raíces de las estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico	51
Cuadro 6:	Análisis de varianza del número de raíces de estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB	52
Cuadro 7:	Promedio de la longitud de la raíz (mm) de las estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico	53
Cuadro 8:	Análisis de varianza de la longitud de la raíz de estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB	54
Cuadro 9:	Promedio del número de brotes de las estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico	55
Cuadro 10:	Análisis de varianza del número de brotes/estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB	56
Cuadro 11:	Promedio de la longitud (mm) de brotes de las estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico	57
Cuadro 12:	Análisis de varianza de la longitud de brotes/estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB	58
Cuadro 13:	Promedio del número de callos/estaca viva en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico	59
Cuadro 14:	Análisis de varianza del número de callos/estaca viva en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB	61

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Pag.

Gráfico 1: Promedio del porcentaje de estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB.....	48
Gráfico 2: Promedio del porcentaje de enraizamiento en aserrín y arena de río con cuatro concentraciones de AIB	50
Gráfico 3: Promedio del número de raíces en aserrín y arena de río con cuatro concentraciones de AIB.....	52
Gráfico 4: Promedio de la longitud de la raíz en aserrín y arena de río con cuatro concentraciones de AIB.....	54
Gráfico 5: Promedio del número de brotes en aserrín y arena de río con cuatro concentraciones de AIB.....	56
Gráfico 6: Promedio de la longitud de brotes en aserrín y arena de río con cuatro concentraciones de AIB.....	58
Gráfico 7: Promedio del número de callos de las estacas en aserrín y arena de río con cuatro concentraciones de AIB.....	60

“Efecto de dos tipos de sustrato y cuatro dosis de ácidoindolbutírico en el enraizamiento de estacas juveniles de *Tabebuiaserratifolia*(Vahl) en propagadores de sub-irrigacion, en Pucallpa – Ucayali, Perú.”

Hermes Luis Tang Rengifo⁽¹⁾César Mori Montero⁽²⁾

⁽¹⁾ *Ingeniero Forestal - UNU*

⁽²⁾ *Profesor AuxFac. Cs. Forestales y Ambientales de la UNU, Ing. Forestal, M. Sc.*

RESUMEN

El trabajo de investigación se desarrolló en el vivero forestal de la Universidad Nacional de Ucayali, ubicado en el km 6.200 de la Carretera Federico Basadre, distrito de Manantay, provincia de Coronel Portillo, departamento de Ucayali. Geográficamente se ubica en las coordenadas 546411,58 mE y 9072341,44 mN.

El objetivo fue estudiar la influencia en el enraizamiento de estaquillas de *Tabebuiaserratifolia* “tahuari” de cuatro concentraciones de ácido indolbutírico (AIB) y dos tipos de sustratos, las mismas que fueron sembradas en bloques en cámaras de sub irrigación de 2.5 m de longitud, 1.0 m de ancho, 0.7 m de altura en la parte anterior y 1.0 m en la parte posterior, obteniendo los siguientes resultados:

El mayor porcentaje de sobrevivencia se obtuvo en aserrín sin ninguna dosis de AIB con un 70.8% y en arena con 6000 ppm de AIB con 66.7%.

El mayor porcentaje de enraizamiento se obtuvo en aserrín sin ninguna dosis de AIB con un 70.8% y en arena con 6000 ppm de AIB con 66.7%.

No existe diferencia significativa en número de raíces/estaca en ninguno de los sustratos ni en ninguna dosificación de AIB.

La mayor longitud promedio de la raíz/estaca se encontró en aserrín sin AIB con 13.96 mm/estaca, en arena con 6000 ppm con 13.21 mm/estaca y en aserrín con 6000 ppm con 12.54 mm/estaca.

La mayor cantidad de brotes/estaca se obtuvo en arena con 6000 ppm de AIB con 2.33 brotes/estaca, en aserrín sin AIB con 1.63 brotes/estaca y en arena con 6000 ppm de AIB con 1.50 brotes/estaca.

La mayor longitud de brotes/estaca se obtuvo en arena con 6000 ppm de AIB con 8.96 mm/estaca y en aserrín sin AIB con 6.92 mm/estaca.

Con respecto al número de callos, existe diferencia significativa en la dosis de AIB, encontrándose mayor cantidad de callos/estaca en la dosificación de 6000 ppm de AIB con un promedio de 1.90 callos/estaca.

Palabras claves: Cámara de sub irrigación, propagación asexual, estaquillas, medios de enraizamiento, raíces de lesiones, aclimatación, reguladores de crecimiento, auxinas.

ABSTRACT

Research work developed in the forest nursery of the National University of Ucayali, located on the 6,200 km of Highway Federico Basadre, district Manantay, province of Coronel Portillo, department Ucayali. Geographically located in the coordinates and 9,072,341.44 546,411.58 mEmN.

The aim was to study the influence on the rooting of pegs of *Tabebuia serratifolia* "Yellow Lapacho" "tahuari" of four concentrations of indole butyric acid (IBA) and two types of substrates, same ones that were planted in blocks chambers sub irrigation of 2.5 m of length, 1.0 m in width, 0.7 m of height in the foreground and 1.0 m at the back, obtaining the following results:

The highest survival rate was obtained without any dose sawdust IBA with 70.8% and sand with 6000 ppm of IBA with 66.7%.

The highest percentage of rooting was obtained in sawdust without any dose of IBA with 70.8% and sand with 6000 ppm of IBA with 66.7%.

No significant difference in number of roots / stake in any of the substrates or in any dosage IBA.

The highest average root length / stake was found in sawdust without IBA with 13.96 mm / stake, sand with 6000 ppm to 13.21 mm / cutting and sawdust with 6000 ppm with 12.54 mm / stake.

Most sprouts / stake was obtained in sand with 6000 ppm of IBA with 2.33 shoots / stake, sawdust without IBA with 1.63 buds / stakes and sand with 6000 ppm of IBA with 1.50 buds / stakes.

The greater length of shoots / stake was obtained in sand with 6000 ppm of IBA with 8.96 mm / stake and sawdust without IBA with 6.92 mm / stake.

Regarding the number of calluses, there are significant differences in the dose of IBA, finding as many calluses / stake in the dosage of 6000 ppm of IBA with an average of 1.90 calluses / stake.

Keywords: Camera of sub irrigation, asexual propagation, cuttings, rooting media, root injury, acclimatization, growth regulators, auxin.

INTRODUCCION

Durante los últimos años, la destrucción masiva de los bosques naturales en las zonas tropicales y subtropicales del mundo, ha acrecentado la escasez de productos forestales para satisfacer una demanda creciente. Esto ha despertado el interés por proteger los bosques remanentes y aumentar la producción forestal. Una alternativa para satisfacer las demandas del mercado y reducir de algún modo la tasa de deforestación es el establecimiento de plantaciones de especies forestales, como es el caso del tahuari(*Tabebuia serratifolia*). Sin embargo, existe el problema de abastecimiento de semilla de buena calidad genética.

Las dificultades para obtener semillas en la cantidad y calidad deseada en muchas especies, hace que la propagación vegetativa adquiera gran importancia. Por este medio se contribuye además a disminuir significativamente la variabilidad genética de las plantaciones, obteniendo así productos de una calidad más uniforme. El uso de la propagación vegetativa contribuye también a aumentar la ganancia genética, al lograr capturar más rápidamente una mayor proporción de la variación genética del material reproductivo.

Otra de las ventajas de la propagación vegetativa es la seguridad de mantener el genotipo deseado y además, asegura la conservación de germoplasma valioso.

En la actualidad, los esfuerzos están orientados hacia el desarrollo de técnicas nuevas de enraizamiento de estacas juveniles, con el fin de aumentar el porcentaje de enraizamiento, producir grandes números de estacas de fácil enraizamiento en forma periódica durante largo tiempo, tener a corto plazo material seleccionado que cumpla con las características necesarias para aumentar la producción y la productividad forestal.

Es por esto que en el siguiente trabajo de investigación se hace las siguientes preguntas: ¿Cuál es el efecto de los diferentes tipos de sustrato en el enraizamiento de estacas juveniles de *Tabebuia serratifolia* (tahuari) en propagadores de sub-irrigación?; ¿Cuál es el efecto del ácido indolbutírico en

diferentes concentraciones en el enraizamiento de estacas juveniles de ***Tabebuiaserratifolia*** (tahuari) en propagadores de sub-irrigación?

Con las respuestas a las siguientes interrogantes se podrá aumentar la población de tahuari que hoy en día se vino de más a menos, por la continua deforestación. Así mismo, lo que se trata es de propagar genotipos de calidad de ***Tabebuiaserratifolia***, para generar alternativas tecnológicas para el abastecimiento de germoplasma en cantidad y calidad deseada para la reforestación y la producción de madera ,ya que esta especie es altamente aprovechada en parquet, puntales, vigas, durmientes y mangos de herramientas, así como en artesanía (Aróstegui, 1982). La especie también es apreciada como ornamental por sus flores vistosas, de colores vivos.

Es por esto que el presente trabajo tiene como objetivo general estudiar la influencia en el enraizamiento de estaquillas de ***Tabebuiaserratifolia*** "tahuari" de cuatro concentraciones de ácido indolbutírico (AIB) y dos tipos de sustratosy como objetivos específicos: 1)Determinar el efecto de dos sustratos (arena fina de río y aserrín descompuesto) en el enraizamiento de estacas juveniles de ***Tabebuiaserratifolia*** "tahuari", 2) Determinar el efecto de 4 dosis (0, 2000ppm, 4000ppm, 6000ppm) de ácido indolbutírico (AIB) en el enraizamiento de estacas juveniles de ***Tabebuiaserratifolia*** "tahuari".

CAPITULO I

MARCO TEORICO

1.1 ANTECEDENTES DEL ESTUDIO

Mueras (2010) señala que la estaca juvenil de *Cedrelingacatenaeformis* del tipo media (sección intermedia), instalada en un sustrato de arena fina (0.1 – 0.2 mm) y con 4,000 ppm. De ácido indolbutírico (AIB), tienen influencia significativa sobre el máximo porcentaje de enraizamiento obtenido (70%), porcentaje de callos (73%), porcentaje de sobrevivencia (85%), es decir, fueron superiores en comparación a los demás tipos de estacas (apical y basal).

En otro estudio realizado con la especie marupa, **Vidal (2010)**, señala que la dosis de ácido indolbutírico (AIB), de 8,000 ppm y el sustrato perlita agrícola fueron los factores que más influyeron en el porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de *Simarouba amara* (64%), de igual manera para el porcentaje de callos (70.8%), porcentaje de sobrevivencia con 95.2% (interacción sustrato perlita*estaca media), en el número de raíces por estaca (2.3) y en la longitud de raíz promedio (29 mm); superando ampliamente a lo obtenido con los factores utilizados en el primer y segundo ensayo.

Soudre (2010), al trabajar con estacas de tornillo obtuvieron 70% de enraizamiento, a 40 días de instalar secciones medias de estacas juveniles, un foliolo de 30 cm² y con 4000 ppm de AIB, con sustrato arena fina en cámara de sub-irrigación, pueden obtenerse hasta 4 raíces, de 1.1cm de longitud promedio. La juvenilidad del material es un factor clave en el aumento considerable del enraizamiento de estacas de tornillo.

Córdoba (2011) en el estudio selección masal y propagación vegetativa del cedro rosado de la india, con tres tratamientos, obtuvo los siguientes resultados: 25% de estacas enraizadas en presencia de auxinas, 0.82 el

promedio de número de raíces, 15.8 mm el promedio de longitud de raíces, 0.45 el promedio del número de brotes, 20 mm el promedio de longitud de brotes y por último 1.58 el promedio del número de callos y en el tratamiento dos (0.2% de ANA y 0.05% de AIB), se obtuvo El 20% de estacas enraizadas, 37% de estacas vivas, 0.62 el promedio de número de raíces, 12.7 mm el promedio de la longitud de raíces, 0.54 el promedio del número de brotes, 30 mm el promedio de longitud de brotes y por último 1.54 el promedio del número de callos.

Cervantes (2011) en su estudio “propagación vegetativa de quinilla (*manilkarabidentata*) mediante el enraizamiento de estaquillas utilizando cámara de subirrigación, indicó que el sustrato para el enraizamiento de estacas de quinilla, más propicio fue el de arena media, registrándose con mejor efectividad o capacidad para generar enraizamiento. Con la aplicación de ácido indolbutírico (AIB) a 0.8% se obtuvo en promedio el mayor porcentaje de enraizamiento, número de raíces y longitud de raíz mayor y sin la aplicación de ácido indolbutírico (AIB) se obtuvo en promedio el menor porcentaje de enraizamiento, número de raíces y longitud de raíz.

Mermao (2012) al realizar el estudio “Influencia de diferentes concentraciones de ácido indolbutírico y sustratos en el enraizamiento de estacas juveniles de *myroxylonbalsamun*. harms. “estoraque” en propagadores de sub-irrigación, Pucallpa”, obtuvo un enraizamiento (77.78%) con dosis de 4000 ppm en sustrato arena de río; en porcentaje de raíz y brote (50%) con dosis de 4000 ppm en arena de río, porcentaje de sobrevivencia (100%) en dosis de 2000, 4000 y 600 0ppm en arena de río, en número de raíz promedio por estaca (1.55 raíces) con dosis de 4000 ppm en arena de río, en longitud de raíz promedio por estaca (5.47 cm) con dosis de 4000 ppm y arena de río, en número de brotes por estaca (0.67 brotes) con 4000 ppm y arena de río, longitud de brote promedio no hubo diferencia significativo, número de callos promedio por estaca (1.95 callos) con 000 ppm en fibra de coco.

Ruiz (2013) en el estudio “Influencia del ácido indolbutírico y sustratos en el enraizamiento de estacas juveniles de *Manilkara bidentata* A.DC. (quinilla) en cámaras de sub-irrigación en Pucallpa – Ucayali, Perú” muestran que el porcentaje de enraizamiento más elevado se dio en el sustrato arena con 22.22% frente al 15.56% que se dio en el sustrato aserrín. Los mismos resultados se dieron para las demás variables en estudio tal es así que para el número de raíz en el sustrato arena se dio un promedio de 0.61 por estaca, longitud de raíz promedio de 0.88 cm por estaca, número de brotes promedio de 0.34 por estaca, longitud promedio de brotes de 0.76 cm por estaca y el número de callos promedio de 0.47 por estaca. Con respecto a la dosis, la que más influyó en el desarrollo de estacas fue la concentración a 6000 ppm presentando un porcentaje de enraizamiento de 36.11%. Asimismo esta concentración de AIB es la que influyó en todas las demás variables de estudio, obteniéndose los siguientes resultados: número de raíces promedio de 0.82 por estaca, longitud de raíz promedio de 2.21 por estaca, número de brotes promedio de 0.44 por estaca, longitud de brotes de 1.21 por estaca y el número promedio de callos fue de 0.71 por estaca.

1.2 PLANTEAMIENTO TEÓRICO

1.2.1 Clasificación taxonómica

Según, FORZZA, 2010. El tahuari se clasifica de la siguiente manera.

Reino	: Plantae
Subreino	: Tracheobionta
División	: Magnoliophyta
Clase	: Magnoliopsida
Orden	: Lamiales
Familia	: BIGNONIACEAE
Subfamilia	: Digitifolieae

Tribu : Tecomeae
Género : Tabebuia
Especie : ***Tabebuia serratifolia***(Vahl).

1.2.2 Descripción botánica

El tahuari es un árbol que llega a medir de 20 – 30 m de altura y de 25 a 90 cm de diámetro, con una ramificación desde los dos tercios y un fuste cilíndrico, sin aletas. La corteza externa es agrietada, de color marrón claro a amarillento. La corteza interna es exfoliable en láminas delgadas de color blanquecino amarillento, con tenue sabor dulce.

Presentan ramitas terminales de sección circular, color marrón rojizo cuando secas de 3 – 5 mm de diámetro, glabras. Las hojas son compuestas digitadas, opuestas, 5 – 7 folíolos, peciolo de 8 – 12 cm de longitud, folíolos elípticos a ovado – alargados, de 5 – 16 cm de longitud por 2 – 7 cm de ancho, enteros u opcionalmente aserrados, ápice agudo cortamente acuminado, base aguda, los nervios secundarios de 9 – 11 pares, hojas glabras. Su inflorescencia es en panículas terminales corimbosas y multifloras. Las flores son vistosas, hermafroditas, cáliz y corola presentes; el cáliz campanulado, vagamente de 3 – 5 lóbulos de 8 – 11 mm de longitud, con pubescencia esparcida de pelos simples y estrellados; la corola acampanada – alargada, amarilla de 8 – 12 cm de longitud, con 5 lóbulos, glabrada; el androceo con estambres didinamos, tecas de 3 mm de longitud; pistilo de 3.5 – 4 cm de longitud con ovario súpero, estrechamente oblongoide, el estilo es alargado y el estigma es bilabiado. Los frutos son en cápsulas (silicuas) lineares de 10 – 40 cm de longitud y de 1.5 – 2.5 cm de ancho, con la superficie lisa a verrucosa, glabra o glabrada; las semillas son numerosas, bialadas de 2.5 -3.5 x 0.8 – 1.1 cm, con las alas membranosas.

1.2.3 Distribución geográfica.

Se encuentran distribuidas en zonas tropicales de Sudamérica, desde Colombia (Santander) hasta Bolivia y el este de casi todas las Guayanas y Brasil. En el Perú se encuentran distribuidas en el departamento de Amazonas, Huánuco, Madre de Dios, San Martín, Loreto (Contamana, Tamshiyacu y en los Caseríos de Valentín, río Amazonas, Padre Cocha, río Nanay, Corazón de Jesús, Mazán; Carretera Iquitos-Nauta km 45), entre 0 y 1500 msnm. Existe en cantidades medias.

Se le observa en ámbitos de pluviosidad elevada y constante, pero también en zonas con una estación seca marcada; es una especie esciófita como también heliófita, característica de bosques primarios, en suelos bien drenados de diferente textura, niveles de acidez y fertilidad a veces con pedregrosidad elevada. Resiste medianamente la inundación.

Asociada con Pali sangre, yarina, yacu-shapana, aguaje, ubos, huacapú, caoba, chontaquiro, pashaco, poma rosa, huito, uvilla, cedro, sapohuasca, pijuayo, cordoncillo, chuchuhuasi, plátano, caimito, caña de azúcar, uña de gato, ojé, guaba, yuca, kudzu, papaya, arazá, limón, sangre de grado, clavo huasca, capinuri, cetico y bijao.

1.2.4 Usos.

La madera es de muy buena calidad, muy dura y pesada; de color pardo a crema claro en albura, y marrón oscuro en el duramen, con grano recto a entrecruzado y textura media. Tiene muy buena durabilidad pero es difícil de aserrar por la presencia de sílice. Se usa en construcciones que requieran persistencia y duración como: parquet, carrocerías, ebanistería, durmientes, puntales, vigas, mangos de herramientas, postes, puentes, como también en construcciones marinas; se le emplea también para artesanía. También es apreciada como planta ornamental por sus flores vistosas, de colores vivos. La corteza y los vasos del duramen en la madera contienen compuestos

relacionados al lapachol, una naptoquinona que tiene actividad antitumoral y es empleada en el tratamiento de algunos tipos de cáncer.

1.2.5 Conceptos sobre propagación vegetativa

1.2.5.1 Propagación sexual: La propagación sexual o germinativa, se refiere a la propagación por medio de semillas, en la cual existe una recombinación genética de los progenitores, logrando así la posibilidad de una variabilidad entre las nuevas plantas (Hartmann y Kester, 1996).

1.2.5.2 Propagación asexual o vegetativa: la propagación vegetativa asexual se efectúa con partes de la planta, provistas de yemas y con capacidad de enraizamiento para originar nuevos individuos, debido a su capacidad de regeneración que posean estas plantas cuando se colocan en condiciones favorables; esta técnica permitiría rápidas ganancias genéticas, ya que se pueden seleccionar y reproducir genotipos individuales; además, de capturar ambos componentes genéticos aditivos y no aditivos, para producir masa de población altamente uniformes y productivas, lo cual es más difícil de lograr por vía sexual. (Easley, 1989; Quijada, 1980; Soudreet *al* 2008).

La propagación vegetativa comprende división celular mitótica, vale decir que es aquella donde se produce una replicación del material genético (o del sistema cromosómico) y del citoplasma de la célula madre a las dos células hijas. Esta condición origina, posteriormente, crecimiento y diferenciación de tejidos somáticos (HARTMANN y KESTER, 1996). Luego las plantas propagadas vegetativamente reproducen, por medio de la replicación del ADN, toda la información genética de la planta madre, por lo que las características de la planta individual se mantienen a través del tiempo en la propagación asexual o vegetativa (CABELLO, 2000).

Para Zobel y Talbert(1988), la propagación vegetativa tiene ventajas

desde el punto de vista investigativo, como lo son:

- a. La valoración genética del material vegetal, incluyendo estudios de interacción genotipo – ambiente.
- b. Determinación de la magnitud y control de los efectos ambientales comunes o efectos que prevalecen en algunas especies.
- c. Preservación de genotipos y complejos genéticos en bancos clonales y jardines de multiplicación para fines específicos.
- d. Reducción del ciclo reproductivo para acelerar los procesos y prueba de cruzamiento.

1.2.5.3 Importancia de la propagación vegetativa: es importante por la siguientes razones: en el establecimiento de huertos semilleros clonales, establecimientos de bancos clonales, en propagación de plantas clonales a gran escala y en la producción de productos especiales de mejora (Quijada, 1980). Este tipo de reproducción en la rama forestal se usa para multiplicar árboles seleccionados con base a características deseables que se quieren perpetuar como: velocidad de crecimiento, rectitud del fuste, resistencia a plagas y enfermedades, etc. Es decir permite conservar genotipos valioso (Carrera, 1977 citado por Vásquez, 2009).

1.2.5.4 Propagación vegetativa a través de estaquillas: la propagación por estaquillas es el sistema de propagación asexual más antigua; es de bajo costo y fácil de realizar, ya que no requiere de habilidad especial de parte del operador. Por otro lado, propagar árboles forestales por estaca permitiría el fomento de clones o grupos de plantas que se obtuvieron de una planta de origen seminal, eliminando diferencias de constitución entre los árboles (Flores, 1986).

La propagación vegetativa a través de estacas de tallo es el medio más importante y más utilizado en el mundo, en la propagación de árboles de

interés forestal y arbustos ornamentales, tanto de especies caducas como de hoja ancha y siempre verdes de hoja angosta (como las coníferas, por ejemplo). Las estacas se usan, también, extensamente en la propagación comercial en invernadero de muchos cultivos florales y su empleo es común en la propagación de diversas especies frutales (Hartmann y Kester, 1996).

Rojas *et al.*, (2004) manifiesta que la propagación por estacas consiste en cortar brotes, ramas o raíces de la planta, las cuales se colocan en una cama enraizadora, con el fin de lograr la emisión de raíces y brotación en la parte aérea, hasta obtener una nueva planta. O bien como cualquier porción de una planta (raíz, tallo, hoja) que es separada de ésta y que es inducida para que forme raíces (Wells, 1979).

Las principales ventajas del uso de estaquillas en plantación en comparación con el uso de material provenientes de semillas son: 1) La habilidad para capturar rápidamente una mayor proporción de la variación genética; 2) La eliminación de los individuos que muestren consanguinidad en plantaciones de reproducción; 3) La reproducción masiva de genotipos valiosos, producto de la hibridación y/o ingeniería genética; 4) La capacidad de seleccionar y utilizar mayor diversidad genética y que se encuentren normalmente en una sola descendencia; 5) La capacidad de utilizar clones bien adaptados a sitios particulares; 6) La mayor simplicidad y flexibilidad de manejar grupos de plantas madre que de manejar huertos semilleros; 7) El periodo es más corto, en comparación con los huertos semilleros; 8) La capacidad de utilizar otros estados de madurez que no sea el estado juvenil (Linny y Rauter, 1984 citado por Vásquez, 2009)

1.2.5.5 Bases fisiológicas de la propagación vegetativa a través de estacas

La formación de raíces adventicias en la estaca comprende una serie de complejos procesos anatómicos y fisiológicos, que se realiza por acción combinada de las auxinas y cofactores de enraizamiento que se promueven en las hojas y yemas. Los cofactores internos tienen una mayor influencia en la rizogénesis, tal como lo indican Weaver(1988) y Hartmann y Kester (1996) respecto a la iniciación de raíces adventicias.

Según Hartmann y Kester (1996) las raíces adventicias son de dos tipos: raíces preformadas y raíces de lesiones. Las raíces preformadas se desarrollan naturalmente, las raíces de lesiones se desarrollan solo después de que se ha realizado la estaca, como una respuesta al efecto de lesión al preparar la misma; quedan expuestas sobre la superficie cortada, las células muertas y conductoras del xilema.

El proceso subsecuente de cicatrización y regeneración se efectúa en los siguientes tres pasos: Primero, la formación de una placa necrótica que sella la herida de un material suberoso (suberina) y tapa el xilema con goma. Segundo, después de unos días la formación de una capa de células del parénquima (callo) y tercero, en ciertas células próximas al cambium vascular y al floema se empiezan a iniciar raíces adventicias.

Hartmann y Kester (1996) señalan que los cambios anatómicos que pueden observarse en el tallo durante la iniciación de raíces pueden dividirse en cuatro etapas:

1. Desdiferenciación de las células maduras específicas.
2. Formación de **iniciales de raíz** en ciertas células cercanas a los haces vasculares, las cuales se han vuelto meristemáticas por la desdiferenciación.
3. Desarrollo subsecuente de éstas, en primordios de raíces organizados.

4. Desarrollo de emergencia de estos **primordios radicales** hacia afuera, a través del tejido del tallo, más la formación de conexiones vasculares entre los primordios radicales y los tejidos conductores de la propia estaca.

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 médula y el xilema son de menor importancia (Haissig, 1974; citado por Díaz, 1991). Así lo confirma Weaver (1988) quién indica que, las raíces adventicias de estacas de tallos, se originan generalmente en el tejido del floema secundario joven, si bien, esas raíces proceden también de otros tejidos, como son el cambium, los radios vasculares o la medula. Contrario a esto, los anillos de esclerénquima situados en el exterior del punto de origen de las raíces, a veces llegan a constituir una barrera anatómica (Beakbany, 1961; citado por Díaz, 1991). Según Leakey (1985) los requisitos para la iniciación y la elongación de las raíces a menudo difieren, siendo el primero influido por la condición genética y estado fisiológico de la planta, mientras que el segundo es más sensible a los factores medio ambientales.

Las auxinas se sintetizan en las hojas y meristemos apicales, a partir del aminoácido triptófano y se mueven a través de células parenquimáticas, desde su lugar de formación hacia los haces vasculares del tallo y; a diferencia de lo que ocurre con los azúcares, iones y otros solutos, que se transportan a través de los tubos cribosos del floema; este transporte, célula a célula, se caracteriza por ser lento (1 cm/hora) en raíces y tallos; además, es un transporte polar es decir, siempre basipétalo en el tallo (hacia la base) y en raíces también es un transporte polar, pero en sentido acropétalo (hacia los ápices) (Strasburger, 1994).

Hartmann y Kester (1996) afirman que las plantas se pueden dividir en tres clases, respecto a la iniciación de raíces adventicias:

1. Aquellas en que los tejidos proporcionan todas las diversas sustancias nativas, incluso auxina. Cuando se hacen las estacas y se les coloca en condiciones ambientales adecuadas, ocurre una rápida formación de raíces.
2. Aquella en que hay presentes amplias cantidades de cofactores de ocurrencia natural, pero en que la auxina es limitante. Con la aplicación externa de auxina, el enraizamiento aumenta grandemente.
3. Aquellas en que falta la actividad de una o más de los cofactores internos, aunque la auxina natural puede o no estar presente en abundancia. Con la aplicación externa de auxina se obtiene poca o ninguna respuesta.

El callo es una masa irregular de parénquima en varios estados de lignificación (Hartmann y Kester, 1996) la callosidad es un recurso defensivo, así el hecho de que una estaca llegue a formar una magnífica callosidad no es el índice de enraizamiento, pues las raíces no se forman de esa callosidad sino que son continuidad de los radios vasculares de la estaca (Cañizares, 1972). En la mayoría de plantas, la formación de callo y raíces son independientes entre sí y cuando ocurre simultáneamente es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares (Hartmann y Kester, 1996).

Boutherin y Bron (1994) indican que, los meristemos juegan un papel muy importante al momento de la multiplicación vegetativa y esta multiplicación lleva consigo casi siempre la formación de nuevos meristemos. El meristemo caulinar dará lugar al aparato aéreo y el meristemo radical que dará lugar al aparato subterráneo. Asimismo, indica que las yemas y las hojas sean el asiento privilegiado de una cierta forma de "memoria" que dirigen a las células hacia la organización de meristemos radicales.

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

Los tejidos de los tallos más susceptibles a formar primordios radicales son: epidermis, parénquima cortical, parénquima radial, cambium vascular y parénquima floemático (Botti, 1999).

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

El proceso de enraizamiento puede dividirse en cuatro fases: a) diferenciación de las células cercanas al anillo del tejido vascular, frecuentemente en células del parénquima cercana al xilema y floema inmaduro o secundario; b) la formación de células iniciales en las nuevas áreas meristemáticas; c) la organización de las células en los primordios radicales y d) crecimiento y emergencia. Los requerimientos para la

iniciación de las raíces están afectados por factores genéticos y estado fisiológico de la planta, mientras que la elongación de las raíces es más sensible a factores ambientales (Leakey, 1985 citado por Gutiérrez, 2003).

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

Para explicar el proceso de inducción de raíces, existe la teoría de la rizocalina de Bouillene, la cual establece que un compuesto fenólico no específico (posiblemente dihidroxifenol) actúa como cofactor del enraizamiento. Este cofactor es producido en las hojas y yemas de la estaca y posteriormente translocado a la región del enraizamiento, donde en presencia de un factor no específico; que es translocado y que se encuentra en concentraciones bajas en los tejidos y de una enzima específica, localizada en las células de ciertos tejidos (polifenol-oxidasa), completan el complejo rizocalina, el cual actúa como estimulante de la rizogénesis (Hartmann y Kester., 1996; y Gutiérrez, 1997).

Es sabido que la presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte acción estimulante sobre la iniciación de raíces. Es probable que el fuerte efecto promotor de inducción de raíces que ejercen las hojas y yemas, se deba a otros factores más directos, dado que las yemas y hojas son poderosos productores de auxinas y los efectos se observan directamente debajo de ellas, ya que existe un transporte polar, del ápice a la base (Hartmann y Kester, 1996).

Para el crecimiento de raíces, en general se requieren bajas concentraciones auxínicas (dependiendo de la especie y la edad de la planta), debido a que las células de los meristemos radicales contienen un nivel de auxinas, provenientes de la parte aérea, suficientes para una elongación normal; no así para la formación de raíces adventicias, en donde se requieren mayores concentraciones (Salisbury y Ross, 2000).

Las auxinas cumplen un rol primordial en la elongación celular y este puede ser descrito en dos procesos: aumentan la plasticidad de la pared celular y participan en reacciones que permiten el depósito de celulosa dentro de las paredes. Estos dos fenómenos se producen debido a que las microfibrillas de celulosa, orientadas inicialmente en ángulo recto al eje longitudinal de crecimiento, van modificando su ángulo de posición durante el crecimiento, para finalmente orientarlas casi paralelas a dicho eje, lo que produce un estiramiento de la pared celular y por consiguiente un alargamiento de la célula. Además, las auxinas intervienen en el crecimiento del tallo, inhibición de yemas laterales, abscisión de hojas y de frutos, activación de las células del cambium y otras (Salisbury y Ross, 2000).

1.2.5.6 Factores que influyen en el enraizamiento de estacas

Los factores que tienen mayor influencia para lograr un adecuado enraizamiento en la propagación por estacas son: el manejo de la planta madre con el fin de obtener brotes juveniles, en buen estado nutricional, en la época y edad apropiada; la longitud y diámetro de las estacas, la presencia de hojas y yemas, tratamientos hormonales y las condiciones ambientales (iluminación, temperatura, humedad relativa, medio de enraíce) propicias que induzcan al enraizado. Además, la capacidad de la estaca ya enraizada, a prosperar después del trasplante para conseguir plantas de calidad.

1.2.5.6.1 Condiciones nutricionales de la planta madre

La nutrición de la planta madre ejerce una fuerte influencia en el desarrollo de raíces y tallos de las estacas. Los factores internos, tales como el contenido de auxina, de cofactores de enraizamiento y las reservas de carbohidratos pueden influir en la iniciación de las raíces de las estacas (Hartmann y Kester, 1996).

En cuanto a los requerimientos nutricionales durante el enraizamiento de las estacas, la aplicación de nutrientes no es necesario durante la fase de inducción, en vista que las estacas utilizan los nutrientes endógenos transportados basipetamente a partir de los brotes (Mori Da Cunha *et al.*, 2009), esto es un aspecto relevante de la importancia del óptimo estado nutricional de la planta madre.

Asimismo, cualquier nutriente que esté presente en los procesos metabólicos, asociados a la diferenciación y formación del sistema radicular es considerado esencial para la iniciación de raíces; a modo de ejemplo, un contenido moderado de nitrógeno en los tejidos es mejor para lograr un enraizamiento óptimo; debe existir un equilibrio de bajo contenido de nitrógeno y alto contenido de carbohidratos en la planta madre (Sadhu, 2005); sin embargo para que pueda efectuarse la iniciación de raíces, el nitrógeno es importante para la síntesis de ácidos nucleicos y de proteínas, debajo de ese nivel mínimo de disponibilidad de nitrógeno se detiene la iniciación de raíces; asimismo, la cosecha de los brotes para la propagación debe realizarse en las mañanas cuando el material vegetal es turgente (Hartmann y Kester, 1996).

En este sentido, urge clarificar la importancia de cada nutriente en la inducción y formación del sistema radicular de la estaca. Se requiere que la planta madre, este en un estado nutricional adecuado, que contengan auxinas, cofactores, relación C/N apropiado y reservas de carbohidratos que induzcan al enraizamiento; además, los brotes que abastecerán las

estacas en estado de turgencia.

1.2.5.6.2 Edad de la planta madre

El factor de juvenilidad es uno de los aspectos más relevantes para el éxito del enraizamiento de estacas. En muchas especies forestales es la edad ontogénica o fisiológica y no la edad cronológica, de las estacas que es la más importante para el éxito del enraizamiento. Esto se efectúa en distintas fases tales como juvenil y adulta, separadas por una fase de transición, (Hartmann y Kester, 1996). En casi todas las especies forestales se han enraizado con éxito estacas tomadas de plantas procedentes de semilla de 1-2 años de edad (Wright, 1964; citado por Díaz, 1991).

Según Wright (1964) citado por Díaz (1991), Queupumil (2004) citado por Puente (2008), Boutherin y Bron (2004), Hartmann y Kester (1996), las estacas obtenidas de árboles jóvenes arraigan más fácilmente que las obtenidas de árboles viejos. Un serio inconveniente según Zobelt y Talbert (1988) es que las características deseables no se muestran hasta después que la planta ha alcanzado la madurez; por lo tanto es conveniente realizar prácticas que induzcan a rejuvenecerlas. En el caso de propagación vegetativa en especies arbóreas, la edad conveniente de la planta madre para la obtención de los brotes es la juvenil, que es cuando arraigan con mayor facilidad, una de las técnicas utilizadas con estos fines es el de seto vivo.

1.2.5.6.3 Tipo de madera seleccionada para estacas

Se puede escoger desde las ramas terminales muy succulentas del crecimiento en curso, hasta grandes estacas de madera dura de varios años de edad. Es imposible establecer el tipo de material que sea mejor para todas las plantas. Lo que puede ser ideal para una planta, puede resultar una falla para otra (Hartmann y Kester, 1996).

1.2.5.6.3.1 Diferencias entre las diversas partes de la rama

Es posible observar que los brotes tomados de distintas partes de un árbol o estacas tomadas de distintos brotes presentan crecimiento diferencial en una plantación inclusive si se mantiene la igualdad de los demás factores (Martínez *et al.*, 1994) la topófisis tiene un marcado efecto sobre el desarrollo de un potente sistema radicular, encontrándose en muchos casos que el mayor enraizamiento se obtiene en la porción media y basal (Hartmann y Kester, 1996; Bañonet *al.*, 2002), de igual forma los vástagos laterales tienden a enraizar con más facilidad que los procedentes de vástagos terminales (Janick, 1965; citado por Tantas, 1994).

Mesen (1998), indica que a lo largo de un brote se presentan gradientes hídricos, hormonales, de nutrientes e inhibidores de enraizamiento, variaciones en diámetro y longitud del entrenudo; se puede utilizar estacas provenientes de varias posiciones a lo largo del brote, aunque siempre hay que descartar el entrenudo apical por ser demasiado succulento y susceptible al marchitamiento, del mismo modo los entrenudo basales muy lignificados que muestran mayor dificultad para la iniciación de las raíces. Generalmente a los brotes en toda su longitud se les clasifica como basal, media y apical.

En especies arbóreas, utilizar ramas donde se observe crecimiento ortotrópico, y no crecimiento plagiotrópico, ya que estas no son aptas para la propagación, obteniéndose plantones con crecimiento anormal en forma de rama, por efecto de topófisis, esto ocurre como ejemplo en el cafeto y el copoazú (Hartmann y Kester, 1996).

1.2.5.6.3.2 Madera floral o vegetativa

Osborn (1961) citado por Cuellar (1996) menciona que, a fin que se tenga la máxima capacidad de regeneración las plantas madres deben estar en crecimiento vegetativo activo, este mismo autor, menciona que

no solo la iniciación de flores, sino el desarrollo de la misma inhibe el enraizamiento. Esto ocurre por una competición por fotoasimilados y en otros a un efecto hormonal antagónico de ambos procesos (López y Carazo, 2005). Hay una variación en el resultado del enraizamiento que depende marcadamente de la posición del brote elegido en el árbol, así como la posición de la estaca tomada a lo largo del brote; en este caso, los mejores enraizamientos se logran de la parte media y basal, el inconveniente de la parte apical es que se obtiene barbados con reducido sistema radicular, el mismo que en la etapa del trasplante, es afectado, por condiciones del estrés.

Cabe hacer una reflexión en cuanto a la importancia de la época en que se extraen los brotes para las estacas, así en un ensayo en *Nothofagus glauca*, en Argentina, Santelices (2007), logró el enraizamiento (66.7%) en estacas foliosas en el mes de noviembre, mas no, en el mes de enero donde el enraizamiento fue de 0%, esto posiblemente por las diferentes condiciones climáticas que influyen en la planta madre, tal como lo indica Agusti (2004) que afecta la capacidad de enraizamiento de las estacas (López y Carazo, 2005).

1.2.5.7 Longitud y diámetro de las estacas

La longitud y diámetro de las estacas a usar es variable y depende de la especie que se desea producir. Lo más relevante del tamaño de la estaca, es que según lo determine el patrón de las longitudes del entrenudo, está estrechamente correlacionada con el porcentaje de estacas enraizadas, las estacas de la parte apical son las más largas y tienen mejor enraizamiento; sin embargo si todas las estacas se cortan a la misma longitud, las basales enraízan mejor (Leakey, 1985).

Bañonet *al.* (2002) afirma que la obtención de un sistema radicular de mayor peso seco, por lo tanto de mayor desarrollo, está relacionado con el peso seco de la estaca utilizada; lo que en principio hace pensar de

utilizar aquellas de mayor grosor. Baggio (1982) citado por Díaz *et al.* (1991) menciona que probablemente, esto se debe al mayor contenido de sustancias de reserva de la estaca, las que intervienen en el proceso de formación de raíces.

El tamaño del sistema radicular formado está relacionado con la longitud y el diámetro del mismo, es un factor determinante en el proceso de enraizamiento; se consigue mejor respuesta de arraigue en las estacas de mayor grosor y longitud; muchas plantas (*Ficus*, *Hibiscus*) enraízan fácilmente con estas dimensiones, sin embargo, esto es un inconveniente si se tiene escaso material vegetativo.

En la propagación vegetativa de especies forestales, Mesen (1998) indica que, las estacas de 3 a 6 cm son apropiadas con diámetros de 3 a 6 mm, dentro de este rango las estacas más gruesas son preferibles, normalmente los entrenudos son suficientemente largos para permitir estacas con la longitud recomendada. Se deben evitar estacas de menos de 3 cm de longitud.

1.2.5.8 Superficie y retención foliar de las estacas

La presencia de hojas en las estacas, ejerce una influencia estimulante sobre la iniciación de raíces, debido a que son transportados desde ella hasta la base de la estaca auxinas y carbohidratos (Hartmann y Kester, 1996); Además de esto, Weaver (1988) indica, que el buen enraizamiento depende de la presencia en las estacas de un cierto número de cofactores (complejo de sustancias indol y fenólicos junto con enzimas oxidativas), que en combinación con las auxinas permiten que las estacas echen raíces. La fuente de esos cofactores son por lo común las hojas, que son translocados basipetamente a la base de las estacas para favorecer la producción de raíces (Janick, 1965 citado por Tantas, 1994; PROFORFITH, 2000; Agusti, 2004).

Aparte de ello, los estomas abiertos de las hojas, determinan necesariamente una pérdida de agua por transpiración que se produce por difusión por menor resistencia al flujo, en tal sentido si las tasas de transpiración son excesivas, los vegetales desarrollan un déficit hídrico importante que puede causarles la muerte (Gil, 1995). Por todo esto, es necesario una superficie foliar mínima para asegurar la fotosíntesis necesaria para satisfacer las necesidades correspondientes al desarrollo del sistema radical y a la vida de la estaca (Braudeau, 1981 citado por Ruiz, 2009); en este sentido, la hoja debe recortarse a un tamaño tal que proporcione el mejor balance entre las desventajas de la transpiración y las ventajas de la fotosíntesis (Mesen, 1998).

Braudeau (1981) citado por Ruiz (2009), menciona que una estaca juvenil sin hojas no puede arraigar. Una estaca que pierde sus hojas en el transcurso del arraigue esta igualmente condenada, pues aunque esté empezando a emitir raíces, no podrá desarrollarse; Leakey (2004) citado por Santelices (2007) indica a lo anterior, como la razón más común para no conseguir enraizamiento.

Así, Hartmann y Kester (1996) indican que existe una correlación positiva entre el porcentaje de retención de hojas y el enraizamiento de estacas. La presencia de hojas es un factor clave en el enraizamiento de estacas juveniles; sin embargo, la retención de las mismas en relación a la capacidad de enraizamiento se tiene que investigar más a profundidad, especialmente en un rango amplio de especies nativas y determinar los factores que hacen que ocurra este evento. En el caso de estacas leñosas sin hojas, el enraizamiento tiene éxito, porque en su interior se almacenan suficientes reservas de carbohidratos, auxinas y cofactores.

1.2.5.9 Efecto de la iluminación

Boutherin y Bron (2004), menciona que un aumento de la intensidad luminosa en la planta madre, aumenta la producción del número de

estacas, pero tiene tendencia a reducir ligeramente la capacidad de enraizamiento. Así lo confirma, Hartmann y Kester (1996) indicando, que de plantas madres que han recibido luz de baja intensidad se obtienen estacas que enraízan mejor que aquellas tomadas de plantas madres desarrollado a luz intensa. Esto apoya la idea, que en la competencia entre los brotes, se disminuye la capacidad de enraizamiento entre las estacas del brote dominante (Leakey, 1985). Asimismo, los días largos favorecen el enraizamiento debido a que se eleva tasa de auxinas endógenas en los brotes (Hartmann y Kester, 1996; Boutherin y Bron, 2004). Asimismo, existe para cada especie una iluminación óptima aplicable a la planta madre que permiten facilitar el enraizamiento posterior de la estaca (Boutherin y Bron, 2004).

Por otra parte, durante el enraizado, cuando hay baja intensidad de luz la emisión de raíces se realiza antes que las hojas, sin embargo, para que se realice la función fotosintética, se debe dar cuanto menos un 30% de luz a las estacas, sin que éste eleve la temperatura optima (Cuculiza, 1956). En este sentido es necesario proporcionar sombra al área de propagación, para reducir la irradiación a niveles adecuados (la irradiación máxima en la mayoría de las especies es de 400 a 600 $\text{mol m}^{-2}.\text{s}^{-1}$). El uso de una malla de Sarán o Rashell, ha dado buenos resultados para la mayoría de especies evaluadas (Mesen, 1998). En nuestra zona es común en el proceso de viverización utilizar para proporcionar sombra, materiales alternativos como hojas de palma o cualquier otro material disponible.

Sobre la base de las consideraciones anteriores, se precisa que el manejo de la iluminación es muy importante y su influencia es necesaria durante todo las fases del proceso del arraigue de las estacas, tanto sobre la planta madre, los propagadores durante el enraizado y el área de aclimatación.

1.2.5.10 Temperatura del ambiente y del sustrato

Para el enraizamiento de las estacas de la mayoría de las especies son satisfactorios temperaturas ambiente diurnas de unos 21° a 27°C, con temperaturas nocturnas de 15°C. Además, a medida que la temperatura se incrementa (dentro de sus límites), las estacas metabolizan más rápido y enraízan mejor (González, 1995), cabe agregar, que las temperaturas del aire en excesivo elevadas tienden a estimular el desarrollo de las yemas antes que el desarrollo de las raíces e incrementar la pérdida de agua por las hojas; no obstante, se conoce que la temperatura ambiente óptima para el desarrollo de un cultivo es probablemente el mejor para el enraizamiento de estacas (Hartmann y Kester, 1996).

En general, las temperaturas del sustrato deben fluctuar entre los 20 y 25°C, e influye sobre la actividad biológica del suelo, entonces temperaturas inferiores a este rango interrumpen el desarrollo de las raíces y las altas temperaturas pueden limitar gravemente el crecimiento de la raíz y quemar la base de las estacas (Sánchez, 2002; citado por Puente, 2008).

Hay una relación directa entre la temperatura del ambiente y del sustrato, Una gran diferencia entre ellas tiene efectos negativos sobre la rizogénesis por lo tanto, como regla general, se prefiere que exista una temperatura superior de 2 a 3° C a favor del sustrato (Boutherin y Bron, 2004). A todo esto, en la práctica, una de las formas sencillas de mantener la temperatura ambiental adecuada dentro del propagador es regulando el margen de sombra hacia los mismos, sin embargo, en referencia a lo antes citado, aún falta en nuestra zona tecnologías para mejorar la temperatura del sustrato.

1.2.5.11 Humedad relativa del ambiente

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. Puesto que las estacas carecen de raíces al inicio, deben depender de la retención de su turgencia y de la absorción de agua a través del corte en la base y/o a través de la superficie de las hojas y el tallo (Loach, 1988; citado por Díaz, 1991).

Significa entonces, que para conseguir éxito en el enraizado, es necesario disminuir la transpiración para limitar la desecación de la estaca (Boutherin y Bron, 2004), esto se logra manteniendo a la humedad del ambiente alta, saturada (95 a 100%) y también constante (Cuculiza, 1956) para reducir al máximo las pérdidas de agua por evapotranspiración (Martín y Quillet, 1974). En efecto, es posible lograr estas características de humedad empleando cámaras cerradas e invernaderos con sistemas de nebulización.

1.2.5.12 Medios de enraizamiento

Un apropiado medio de propagación depende de consideraciones como: la especie, tipo de estaca, estación, sistemas de propagación, el costo y disponibilidad de los componentes; por otro lado, un buen sustrato debe tener una buena porosidad que facilite la evacuación de agua y aireación, una buena capacidad de retención de humedad, ser estable y ser irreprochable en el plano sanitario, pudiendo adquirirse esta cualidad por desinfección química y física (Boutherin y Bron, 1994).

Además, Hartmann y Kester (1996) mencionan que el medio para enraizamiento tiene cuatro funciones:

1. Para sostener a la estaca en el lugar durante el período de enraizamiento.
2. Para proveer humedad a la estaca.

3. Para permitir penetración y el intercambio de aire en la base de la estaca.

4. Para crear un ambiente de oscuridad en la base de la estaca.

La relación entre aire, agua y el medio de enraizamiento juega un papel importante en el éxito de la macropropagación, al influir en la disponibilidad de oxígeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas (Haissig, 1986; citado por Ruiz, 2009).

Las estacas de muchas especies de plantas, enraizan con facilidad en una gran diversidad de medios, pero en aquellas que lo hacen con dificultad, puede tener gran influencia el tipo de medio de enraíce que se use, afectando el porcentaje y calidad de las raíces en las estacas. Por ejemplo, en arena lavada de río, las raíces son largas no ramificadas y quebradizas, mientras tanto en mezclas de arena con aserrín de madera de color bien descompuesto o musgo, las raíces son más ramificadas, delgadas, flexibles y más apropiadas para extraerlas y suplantarlas. Esto se explica, por la diferencia del contenido de humedad y aire en cada sustrato, dado que, la mezcla contiene el doble de aire y guarda mejor la humedad que la arena (PROFORFITH, 2000).

Está probado que el enraizamiento aumenta con pH de 6.5 - 7.0, a incrementos del porcentaje de calcio y en un medio de enraíce (Longman, 1993); sin embargo, para facilitar la extracción se recomienda sustratos porosos como arena de río, grava fina, aserrín descompuesto, pero para trasplante en adobe, se puede usar mezclas de estos materiales con tierra o turba (Soudreet *al.*, 2008). En consecuencia, el medio de enraizamiento no solo es importante por ser el lugar donde se iniciarán y formarán las raíces adventicias, sino también, por que provee de condiciones de humedad, aire y oscuridad necesaria para facilitar su desarrollo.

1.2.5.13 Reguladores de crecimiento

Es relevante en este punto definir los conceptos y diferencias entre hormonas vegetales y sustancias reguladoras de crecimiento en las plantas:

Hormonas vegetales: son compuestos orgánicos distintos de los nutrientes que en pequeñas cantidades estimulan, inhiben o modifican de alguna manera cualquier proceso fisiológico en las plantas; de ordinario en la planta se mueven de un sitio de producción a un sitio de acción (Vejarano y Manrique, 1984 citado por Navarro, 1984; Hartmann y Kester, 1996).

Sustancias reguladoras de crecimiento en las plantas: son compuestos sintéticos u hormonas vegetales que modifican procesos fisiológicos de las plantas; regulan el crecimiento imitando a las hormonas, influyendo en la síntesis, destrucción, translocación o (posiblemente) modificando los sitios de acción de las hormonas (Vejarano y Manrique, 1984 citado por Navarro, 1984; Hartmann y Kester, 1996), el término regulador debe usarse en vez de hormona, al referirse a productos químicos sintéticos que se utiliza en el campo agrícola (Navarro, 1984).

La estimulación de la iniciación de las raíces constituyó, la primera aplicación práctica de los reguladores de crecimiento, siendo el propósito de este tratamiento, incrementar el "prendimiento" de las estacas. Por otra parte, los efectos favorables de su uso son la estimulación de la iniciación de las raíces, incrementar el porcentaje de estacas que forman raíces y acelerar el tiempo de enraizamiento; efecto que conducen a un ahorro de mano de obra y a la liberación más rápida del espacio en los viveros (Weaver, 1990). Sin embargo, el tamaño final y el vigor de las plantas tratadas no son mayores que el obtenido de plantas no tratadas (Hartmann y Kester, 1996).

No hay una relación directa entre la forma taxonómica (clasificación) y la respuesta al enraizamiento, pues incluso dentro de una misma especie, su efecto puede variar mucho de una variedad a otra; en general, los compuestos químicos del tipo auxínico han surtido mejores efectos al aplicarse a estacas de plantas herbáceas que a las de madera dura; sin embargo, el mejor uso de las hormonas de enraizamiento son en estacas de plantas que enraízan con o moderada dificultad, puesto que, en plantas que enraícen con facilidad no se justifican los gastos y esfuerzos adicionales del tratamiento, (Weaver, 1988). Asimismo, cabe destacar que existe un límite muy estrecho entre la cantidad óptima para estimular el enraizado y la cantidad que es perjudicial para las estacas (Cuculiza, 1956).

En consecuencia, estas sustancias deben ser manipuladas con precaución por que las sensibilidades específicas y varietales son muy grandes, por lo tanto, es necesario respetar escrupulosamente las instrucciones de empleo y no vacilar en hacer ensayos previos para determinar la materia activa y la dosificación más oportuna (Boutherin y Bron, 1994). El evidente uso de reguladores de crecimiento es económicamente factible en especies de moderado o difícil enraizamiento, en tanto, la dosis adecuada se debe determinar en base a ensayos, pero como regla general, podemos aplicar concentraciones menores a especies herbáceas y mayores a especies arbóreas.

1.2.5.14 Tipos de reguladores de crecimiento

Los cinco grupos principales de hormonas y reguladores de crecimiento son, las auxinas, citoquininas, giberelinas, ácido absicico y etileno; no obstante, los dos primeros son los más usados en la práctica de propagación por estacas (Rojas *et al.*, 2004).

Auxinas: La auxina fue la primera hormona que se descubrió en las plantas (Taíz y Zeiger, 2006) intervienen en actividades de la planta

como el crecimiento del tallo, la formación de raíces, la inhibición de las yemas laterales, la abscisión de las hojas y frutos y en la activación de las células del cambium (Hartmann y Kester, 1996); estas sustancias se sintetizan en el ápice caulinar y son transportados basipetamente desde el ápice a las partes inferiores de la planta (Taíz y Zeiger, 2006).

Cabe mencionar, que el propósito de tratar con auxinas a las estacas es aumentar el porcentaje de estacas que forman raíces, acelerar la iniciación de ellas, aumentar el número y calidad de las raíces y mejorar la uniformidad del enraizamiento (Hartmann y Kester, 1995). Dentro de los reguladores de crecimiento del tipo auxina que influyen en el enraizamiento tenemos: el ácido indolacético (AIA), el ácido indolbutírico (AIB) y el ácido naftalenacético (ANA), sin embargo, las dos últimas a menudo son más eficaces cuando se utilizan en combinación, que cualquiera de ambos utilizados por separado (Weaver, 1988). A continuación se describe cada uno de ellos:

- **Ácido indolacético(AIA)**, es la auxina natural que se encuentra en todas las plantas. El AIA es obtenido por síntesis, es poco tóxico para la plantas y es degradado rápidamente por las bacterias y el suelo (Boutherin y Bron, 2004). Además, es muy inestable en las plantas y se descompone rápidamente en soluciones no esterilizadas aun cuando permanece activo en soluciones estériles durante varios meses. Cabe destacar que, los rayos fuertes del sol pueden destruir en 15 minutos una solución de 10 ppm de AIA. (Weaver, 1990; Cuculiza, 1956).
- **Ácido indolbutírico(AIB)**: Producto de síntesis, tiene una débil actividad auxínica en general pero una excelente acción rizógena (Boutherin y Bron, 1994). Sin embargo, el AIB es probablemente el mejor material para uso masivo debido a que no es toxico para las plantas en una amplia gama de concentraciones y es efectivo para estimular el enraizamiento de un gran número de especies de

plantas (Hartmann y Kester, 1996). Los sistemas de enzimas destructores de auxinas la destruyen en forma relativamente lenta, además se desplaza muy poco, se retiene cerca del sitio de aplicación (Weaver, 1988), y es fotoestable (Hartmann y Kester, 1996). La mayoría de las especies forestales enraízan bien con dosis de 0,2% a 0,3% de AIB, aunque algunas pueden requerir dosis mayores o menores (Soudreet *et al.*, 2008; Mesen, 1998).

- **Ácido naftalenacético(ANA):** es obtenido por síntesis, tiene una gran actividad auxínica general y rizógena. Es bastante estable y es ligeramente más toxico para la planta que el AIB. Su empleo es más delicado, porque el margen entre el umbral de su actividad y el umbral de su toxicidad es más pequeño.

Citoquininas: Son hormonas vegetales de crecimiento que intervienen en el crecimiento y diferenciación de las células. Diversos materiales naturales y sintéticos como zeatina, kinetina, 6-benciladenina; tienen actividad de citoquinina (Hartmann y Kester, 1996). Se producen en las zonas de crecimiento, como los meristemos en la punta de las raíces y son transportadas vía acropetala (de abajo hacia arriba) Rojas *et al.* (2004).

Generalmente, la proporción alta auxina y baja citoquinina, favorece la formación de raíces adventicias, en cambio, cuando es baja en auxina y alta en citoquinina se favorece la formación de brotes. Es por ello que las especies que en su naturaleza poseen altos niveles de citoquinina son más difíciles de enraizar que las que tienen niveles bajos y cuando se aplica citoquininas sintéticas normalmente inhibes la iniciación de raíces; sin embargo, cuando son aplicados en bajas concentraciones promueven la iniciación de raíces (Hartmann y Kester, 1996).

A manera de resumen final, podemos afirmar que la auxina más utilizada por su acción rizógena es el AIB, sin embargo, se logran mejores resultados cuando éste se combina con ANA. Por otra parte, la

citoquinina en bajas cantidades favorece el enraizamiento.

1.2.5.15 Sistemas y estructuras para propagación.

Aun en invernadero, no siempre la humedad es suficiente para permitir un buen enraizamiento de ciertas clases de estacas con hojas. Para que enraícen satisfactoriamente, es posible que se necesiten armazones cubiertos con vidrio o alguno de los materiales plásticos. Existe en la actualidad muchas variaciones de esas estructuras encerradas a las que se les denomina cajas wardian que también son útiles para colocar en ellas injertos terminados de material de vivero pequeño, ya que retienen una humedad elevada durante el proceso de cicatrización.

También es posible colocar sobre un recipiente de estacas a enraizar una campana de vidrio (un frasco grande invertido). En esos dispositivos se puede conservar elevada la humedad, pero tan pronto como empieza el enraíce es necesario proporcionar sombra y ventilación; es posible colocar bolsas de polietileno sobre un simple armazón de alambre colocado en el recipiente de enraizamiento, para proporcionar así una cubierta barata y mantener una humedad relativa elevada al enraizar.

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

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

- **Sistema con aspersión**

Este es tal vez el método más comúnmente utilizado para evitar el estrés hídrico. Está basado en la aspersión intermitente de las estacas con gotitas muy finas de agua. El tamaño de la gota está determinado por la presión de la fuente de agua. Existen numerosos mecanismos de control para determinar la frecuencia y duración de las aspersiones y pueden consistir en relojes, interruptores fotosensibles u hojas electrónicas. La hoja electrónica es activada por cambios en la resistencia eléctrica entre dos electrodos. En climas calientes y soleados, la resistencia de la gota de agua entre los electrodos aumenta rápidamente conforme ocurre la evaporación. Esto activa los aspersores, los cuales son desconectados a su vez por la disminución consecuente en la resistencia al humedecerse la hoja electrónica. En climas más frescos y húmedos, la aspersión es por lo tanto menos frecuente al disminuir la tasa de evaporación.

Por lo anterior es claro que el control de las aspersiones, y por lo tanto el éxito en el enraizamiento, involucra equipo que requiere mantenimiento, lo mismo que suministros de electricidad y agua de cañería. El mantenimiento e instalaciones inadecuadas resultarán en la ocurrencia de estrés hídrico. Por lo tanto es importante ajustar los mecanismos dependiendo del clima, teniendo en mente que el viento también puede alterar la distribución de las aspersiones insensible a los cambios de temperatura y a las diferencias entre climas soleados y nublados dará como resultado estacas que sufrirán de déficit o exceso hídrico según las condiciones imperantes. Este problema es particularmente importante al propagar especies de sabana y de zonas secas, las cuales han mostrado ser más susceptibles a podrirse como resultado del exceso de aspersión. Las fallas en el suministro de electricidad o de agua obviamente resultarán en la muerte de las estacas, si no se emplean métodos manuales alternativos (Leakey y Mesén, 1991).

- **Sistema sin aspersión**

En muchos países tropicales, el elevado capital y los costos en el mantenimiento de los sistemas de nebulización y de otros sistemas de propagación, los hacen inapropiados excepto para proyectos a gran escala comercial (Newton y Jones, 1993); es por ello que surgió la idea de crear un sistema más simple y económico capaz de funcionar en condiciones de ausencia de electricidad y de agua de cañería, el cual es el propagador de polietileno (Leakey *et al.*, 1990), también llamado el propagador de subirrigación (Mesén *et al.*, 1992). Fue desarrollado en el Instituto de Ecología Terrestre de Escocia (ITE) en un trabajo conjunto entre el CATIE y el ITE (Leakey *et al.*, 1990). Consiste en un invernadero en miniatura, los cuales tienen función de proveer agua por capilaridad a los diferentes sustratos y evitar su evaporación (Mesén, 1998). Ha sido probada con éxito en Centro América y África (Leakey *et al.*, 1990); que probaron ser efectivos para la propagación de gran cantidad de especies tropicales, con las ventajas adicionales de que son baratos y fáciles de utilizar y no requieren de electricidad ni agua de cañería, lo cual los hace apropiados para condiciones rurales y programas de capital (Mesén, 1998); ya que propone el uso de materiales disponibles localmente y puede usarse a pequeña o gran escala (Longman, 1993).

El propagador de subirrigación, es un sistema muy simple y de baja tecnología que no requiere un suministro de agua de cañería ni electricidad; según Leakey *et al.* (1990), consiste básicamente en un marco de madera o de metal rodeado por plástico transparente para hacerlo impermeable. Los primeros 25 cm se cubren con capas sucesivas de piedras grandes (6.0 a 10.0 cm de diámetro), piedras pequeñas (3.0 a 6.0 cm) y grava, y los últimos 5 cm. se cubren con un sustrato de enraizamiento (arena fina, aserrín, etc.). Los 20 cm basales se llenan con agua, de manera que el sustrato de

enraizamiento siempre se mantendrá húmedo por capilaridad. Para introducir el agua u observar su nivel, se utiliza una sección de bambú o cualquier otro material insertado verticalmente a través de las diferentes capas de material. Internamente se utilizan marcos de reglas que le dan apoyo a la estructura y a la vez proporcionan subdivisiones que permiten el uso de sustratos diferentes dentro del mismo propagador. La caja se cubre con una tapa que ajuste bien, también forrada de plástico, para mantener alta la humedad interna. El agua del propagador debe cambiarse al menos cada seis meses. La efectividad del propagador de subirrigación parece radicar en su capacidad de minimizar el estrés hídrico, protegiendo las estacas de las fuertes variaciones ambientales externas, capaz de mantener humedades relativas arriba del 90%, al igual que lo hace el propagador de nebulización por aspersión (Newton y Jones, 1993). Bajo condiciones tropicales, el propagador de subirrigación también mantiene las temperaturas del aire y del sustrato dentro de los rangos normales para el enraizamiento de especies forestales (20-25 °C y 18-30 °C, respectivamente) (Mesén *et al.*, 1996).

1.3 DEFINICIÓN DE TÉRMINOS BÁSICOS

Aclimatación: incluye el desarrollo de un sistema radical adecuado para satisfacer los requisitos de la transpiración y acostumbrar a la estaca a una atmosfera más seca, después de haber permanecido en el aire húmedo del propagador.

Adventicio: desarrollo de órganos o embriones a partir de zonas poco usuales, incluyendo callo.

Arbóreo: Que presenta características de árbol. Planta perenne de tronco leñoso y elevado que se ramifica a cierta altura del suelo.

Auxinas: Miembro de un grupo de hormonas vegetales, son sustancias naturales que se producen en las partes de la planta en fase de crecimiento activo y regulan muchos aspectos del desarrollo vegetal. Estimulan la elongación y crecimiento de muchas células.

Capilaridad: Se entiende por capilaridad al fenómeno inverso de la permeabilidad, es decir, el ascenso del agua de las capas inferiores del suelo a las superiores. En un sentido más amplio la capilaridad determina en un suelo el movimiento del agua en todas direcciones.

Carbohidratos: Grupo de compuestos que sirven como fuente de energía (glucosa, sacarosa, fructosa, etc.).

Clon: Conjunto de ramitos genéticamente idénticos, es decir que se generaron de un mismo ortet

Edad ontogénica: Distintas etapas de la evolución de un organismo individual o de alguna de sus partes desde su concepción en adelante.

Especie decidua: especie que pierde totalmente su follaje durante una parte del año. Muchas veces presente en zonas tropicales secas y zonas templadas frías. La pérdida de las hojas (caducidad foliar) es una adaptación a la estación seca.

Esquejes caulinare: estacas de tallos.

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

Latifoliado: Plantas con hojas anchas.

Longitud del brote: Es la distancia desde la base del brote hasta el ápice de la misma.

Meristemo caulinar: El meristemo caulinar se conoce también como punto vegetativo, por su aptitud para neoformar raíces en su porción basal y reconstruir así la planta entera. La proliferación de estos “puntos vegetativos” es la esencia de la propagación vegetativa (Barbat, 2006).

Ortet: Individuo propagado vegetativamente para dar origen a un clon (árbol donante) quien desde el punto de vista de un individuo que tratara con características superiores al promedio de su especie (árbol plus).

Ortotropismo: Condición de crecer en sentido vertical.

Ramet o rameto: cada uno de los propágulos vegetativos generados a partir de un ortet de un árbol donante seleccionado con características superiores.

Plagiotropismo: Condición de crecer en sentido oblicuo u horizontal. El propágulo vegetativo no asume la forma de un „árbol, sino que continúa creciendo como una rama.

Tela Raschell(Sarán): Malla de polietileno de alta densidad que regula el paso de luz, dando una variedad de porcentajes de sombra (40, 50, 60, 75 y 85 %).

Topófisis: La topófisis consiste en un cambio de variación de fases de diferentes partes de la planta y cuyos meristemos perpetúan esas fases en la descendencia vegetativa.

Totipotencia: Capacidad de regeneración de una planta entera a partir de una célula o grupos de células.

CAPITULO II

METODOLOGÍA

2.1 ÁMBITO DEL ESTUDIO

El trabajo de investigación se llevó a cabo en el vivero agroforestal de la universidad nacional de Ucayali ubicado en el km 6.200 Carretera Federico Basadre, en el distrito de Manantay, Provincia de Coronel Portillo, Departamento de Ucayali. Geográficamente se ubica en las coordenadas 546411,58 mE y 9072341,44 mN.

2.2 LUGAR DE PROCEDENCIA DEL MATERIAL DE ESTUDIO

Las muestras provienen del campus de la Universidad Nacional de Ucayali, la cual pertenece a la clasificación bosque húmedo tropical Semi-siempre verde estacional, la temperatura media anual es de 26.5 °C, con temperatura máxima de 36.5 °C, y mínima de 17.4 °C; la humedad relativa es de 82.4%; el promedio mensual de horas de sol varía notablemente, siendo los meses de julio, agosto y setiembre los de mayor radiación solar; los meses de mayor precipitación con mayor cantidad horas de sol en octubre, noviembre, febrero y marzo; la precipitación media anual es de 1773 mm/año, respectivamente (IIAP, 2003).

2.3 MÉTODO DE INVESTIGACIÓN

El método utilizado fue de evaluación directa y experimental, realizando un ensayo que permitió cumplir con el objetivo propuesto. Se empleó un diseño de bloques completamente al azar y con parcelas divididas, donde se probaron dos tipos de sustratos (arena fina y aserrín), influenciados por tres soluciones hormonales de ácido Indolbutírico (0, 2000, 4000 y 6000 ppm); asimismo se precisaron de 192 estaquillas de 13-15 cm de longitud y un diámetro de 6-8 mm.

2.4 POBLACIÓN Y MUESTRA

La población está representada por 5árboles de *Tabebuiaserratifolia* "tahuari" establecidas en el campus de la Universidad Nacional de Ucayali. Mientras que las 192 estacas juveniles utilizadas durante el ensayo vendrían a representar la muestra.

2.5 TÉCNICAS E INSTRUMENTOS DE RECOLECCIÓN DE DATOS

2.5.1 Materiales y equipo experimental

- 192 estacas juveniles de *Tabebuiaserratifolia* "tahuari, todas con similares características y respetando los arreglos a utilizarse en cada uno de los ensayos del experimento.
- Dos tipos de sustrato: arena finay aserrín descompuesto.
- Propagadores de sub irrigación. Basado en el diseño de (Leakey, Rbb.; Mesen, F., 1991),
- Hormona ácido Indolbutirico (AIB) (0, 2000, 4000, 6000 ppm).

2.5.2 Material y equipo de campo

- Tijera podadora.
- Costales
- Bandejas
- Embases de 5 lt.
- Papel periódico húmedo, agua o hielo según la necesidad.
- Plumones indelebles y etiquetas para la identificación.
- Tablero de apuntes
- Libreta de campo.

2.5.3 Material y equipo de gabinete

- Papel bond A4.
- Lápiz.

- Bolígrafo.
- Computadora
- Tinta para impresora, color negro y a color.

2.6 PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL

2.6.1 Construcción y preparación de la cámara de sub irrigación.

La cámara de sub irrigación se construyó de material noble (ladrillo) de comprobada resistencia y durabilidad a la alta humedad, las dimensiones de la cámara son longitud 2.5 m, ancho 1.0 m, altura 0.7 m de la parte anterior y 1.0 m de la parte posterior; forrada herméticamente con mica transparente de polietileno, la cual evita la pérdida de humedad y facilita la entrada de luz hacia las estaquillas, esta cámara sigue el diseño de (Leakey, Rbb.; Mesen, F., 1991),

Para la preparación dentro de la cámara se colocó una primera capa (15 cm altura) de piedras grandes, y luego piedras pequeñas (3-6 cm) debidamente lavadas y desinfectadas, finalmente se añadió los sustratos para el enraizamiento, se vertió aproximadamente 80 L de agua por medio de un tubo de 40 cm de largo y 4" de diámetro colocado verticalmente en la arista derecha e izquierda de la cámara, esto sirvió para observar el nivel de agua al interior del lecho de piedra, evidenciando así, la continuidad del efecto de capilaridad en los sustratos.

2.6.2 Selección de árboles jóvenes.

Se seleccionaron 5 árboles juveniles de *Tabebuia serratifolia* "tahuari" que se encuentran en el campus de la Universidad Nacional de Ucayali con un buen estado fitosanitario y los de mayor vigorosidad.

2.6.3 Extracción y transporte del material

La extracción se realizó en el campus de la Universidad Nacional de Ucayali ubicado en el Km 6.200 de la Carretera Federico Basadre.

Las estacas fueron extraídas de árboles sanos y vigorosos, y luego fueron cortados en sus dimensiones definitivas antes de la siembra. Teniendo presente que una vez que se cortó la estaca, eliminamos la fuente normal de pérdida de agua por transpiración, se tomaron las medidas necesarias para mantener la turgencia del material durante el traslado como: cortarlas en horas de la mañana o de la tarde, evitando las horas más calientes del día, colocarlas inmediatamente en un recipiente con agua o envueltos con papel húmedo dentro de bolsas de plástico, no exponiéndolas al sol. Todos estos factores contribuyen al éxito del enraizamiento.

2.6.4 Corte de la estaca

El corte se realizó con una tijera podadora (pico de loro) totalmente desinfectada, dejando las tres primeras hojas de la planta; efectuándose el corte por arriba de cada nudo y cortando la mitad de la hoja; el tipo de corte fue recto. Las estacas tuvieron una longitud de 13-15 cm. Con un diámetro de 6 - 8 mm.

2.6.5 Descripción de los factores y tratamientos empleados.

a) Factores y niveles en estudio.

Sustrato : Arena de río (Ar)

Aserrín (As)

Dosis de AIB: 1:0 ppm

2: 2000 ppm

3: 4000 ppm

4: 6000 ppm

b) Tratamientos en estudio.

Para el desarrollo del estudio se utilizaron dos tipos de sustratos influenciados por cuatro concentraciones de AIB cuyos códigos y descripción se muestra a continuación:

Descripción de los tratamientos del ensayo

Nº	TRATAMIENTOS	CÓDIGOS	DESCRIPCIÓN
1	T1	Ar000	Arena con 0ppm de AIB
2	T2	Ar2000	Arena con 2000ppm de AIB
3	T3	Ar4000	Arena con 4000ppm de AIB
4	T4	Ar6000	Arena con 6000ppm de AIB
5	T5	As0.00	Aserrín con 0ppm de AIB
6	T6	As2000	Aserrín con 2000ppm de AIB
7	T7	As4000	Aserrín con 4000ppm de AIB
8	T8	As6000	Aserrín con 6000ppm de AIB

2.6.6 Preparación y aplicación de la hormona Acido Indolbutírico.

En el laboratorio de tejidos meristemáticos de la Universidad Nacional de Ucayali se preparó las soluciones de ácido indolbutirico como por ejemplo: para preparar la solución de 2000 ppm en primer lugar se pesó 0.2 gr de AIB que fueron diluidos en 99.8 ml de alcohol (97%). Similar operación se realizó para las demás concentraciones hormonales.

Luego, la base de las estacas se introdujeron durante 5 segundos en recipientes con las soluciones previamente preparadas. Para la evaporación del alcohol se utilizó un ventilador por un tiempo de 15 a 30 segundos quedando así fijada la hormona en la estaca.

2.6.7 Establecimiento de las estacas dentro del propagador y etiquetado

La siembra de las estaquitas se realizó con mucho cuidado, haciendo hoyos de aproximadamente 2cm de profundidad colocándolos dentro presionando el medio alrededor de la estaca. No debemos introducir la estaca a presión dentro del sustrato porque podemos dañar los delicados tejidos en el corte. También nos aseguramos que el micro ambiente dentro del propagador sea el adecuado manteniendo niveles óptimos de irradiación, temperaturas adecuadas en el aire y buen balance de agua en las estacas ya que esto ejerce una influencia crítica en el enraizamiento de las estacas. El área de propagación estuvo en sombra para reducir la temperatura dentro de los propagadores. Las etiquetas se colocaron una vez instalado el ensayo, indicando la combinación de factores en estudio. Las estacas fueron distribuidas de acuerdo al diseño experimental.

2.6.8 Cuidados durante el periodo de propagación

Cuando las estacas fueron establecidas dentro del propagador se regó las hojas 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, de manera que normalmente no se requirió de cuidados adicionales hasta que se produjo el enraizamiento, se mantuvo cerrada la tapa para evitar descensos de humedad relativa dentro del propagador.

Se estableció inspecciones regulares para detectar y corregir problemas patológicos, eliminar hojas caídas o estacas con síntomas de necrosis que pudieron 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 ayudó a mantener turgente la estaca y favoreció el proceso de enraizamiento.

2.7 PROCEDIMIENTO DE RECOLECCIÓN DE DATOS

2.7.1 Evaluación del porcentaje de enraizamiento de estacas

Se evaluó al final del experimento, contándose el número de estacas enraizadas en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición. Se consideró como estaca enraizada la que presentó al menos una raíz de 2 mm de largo.

2.7.2 Evaluación del número de raíces por estaca

Se evaluó al final del experimento, contándose el número de raíces/estacas en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición.

2.7.3 Evaluación de la longitud de raíces por estaca

Se evaluó al final del experimento, midiendo con vernier milimetrado la longitud de la raíz más larga, en base al total de unidades por tratamiento y repetición.

2.7.4 Evaluación del número de brotes aéreos

Se evaluó al final del experimento, contándose el número de brotes aéreos en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición.

2.7.5 Evaluación de la longitud de brotes aéreos

Se evaluó al final del experimento, midiendo con vernier milimetrado la longitud de los brotes, en base al total de unidades por tratamiento y repetición.

2.7.6 Evaluación del número de callos

Se evaluó al final del experimento, contándose el número de callos en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición.

2.8. TRATAMIENTO DE DATOS

2.8.1 Diseño experimental

En el presente trabajo se aplicó un diseño completamente al azar con arreglo factorial de 2 x 4 tratamientos distribuidos en 3 bloques y cada tratamiento con 8 unidades experimentales haciendo un total de 192 unidades experimentales en los dos sustratos, siendo los factores:

Factor A: Sustratos

1. Aserrín descompuesto
2. Arena de río

Factor B: Dosis de AIB

1. 0 ppm de AIB
2. 2000 ppm de AIB
3. 4000 ppm de AIB
4. 6000 ppm de AIB

2.8.2 Análisis de varianza

El análisis de varianza está conformado por las siguientes fuentes de variabilidad, tratamientos, dos factores en prueba: (A) Sustratos y (B) dosis hormonal, las interacciones entre ambos factores (A*B) y el error experimental, como se muestra en el Cuadro 2.

Descripción del análisis de varianza del ensayo.

Fuente de Varianza	Gl	SC	CM	FC/F _{obs}
Bloques	B-1	SCbloques.	CMBlo.	
Factor a	p – 1	SCa	CMa	
Factor b	q – 1	SCb	CMb	
Interacción a x b	(p-1)(q-1)	SCab	CMab	
error	pq (n – 1)	SCr	CMr	
Total	pqn – 1	SCt		

CAPITULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Número de estacas vivas

Cuadro 1: Porcentaje de estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico

Sustratos	Dosis de AIB				Prom
	0 ppm	2000 ppm	4000 ppm	6000 ppm	
Aserrín	70.8	29.2	16.7	45.8	40.63
Arena	20.8	29.2	45.8	66.7	40.63
Prom	45.8	29.2	31.3	56.3	

En el cuadro 1 gráfico 1 se observa el porcentaje de estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico. Así se tiene que en aserrín sin ácido alcanzó 70.8% de plantas vivas y en arena sin ácido solamente 20.8%; en aserrín con 2000 ppm y en arena con 2000 ppm se logró obtener 29.2% de plantas vivas en cada tratamiento; en aserrín con 4000 ppm se obtuvo el 16.7% de estacas vivas y en arena con 4000 ppm el 45.8% de estacas vivas; en aserrín con 6000 ppm se obtuvo 45.8% y en arena con 6000 ppm, 66.7%. Es decir, los mayores porcentajes se tuvieron en aserrín sin ácido y en arena con 6000 ppm, tal como se aprecia en el gráfico 1.

Los mayores porcentajes de sobrevivencia encontrada en este estudio son menores al obtenido por Mermao (2012), quien en un estudio de propagación de estacas juveniles de *MyroxylumHarms* (estoraque) con diferentes concentraciones de AIB y sustratos de enraizamiento encontró 100% de sobrevivencia en arena de río con concentraciones de 2000, 4000 y 6000 ppm de AIB, y esto quizás se deba porque no hay una relación directa entre la forma taxonómica (clasificación) y la respuesta al enraizamiento,

pues incluso dentro de una misma especie, su efecto puede variar mucho de una variedad a otra

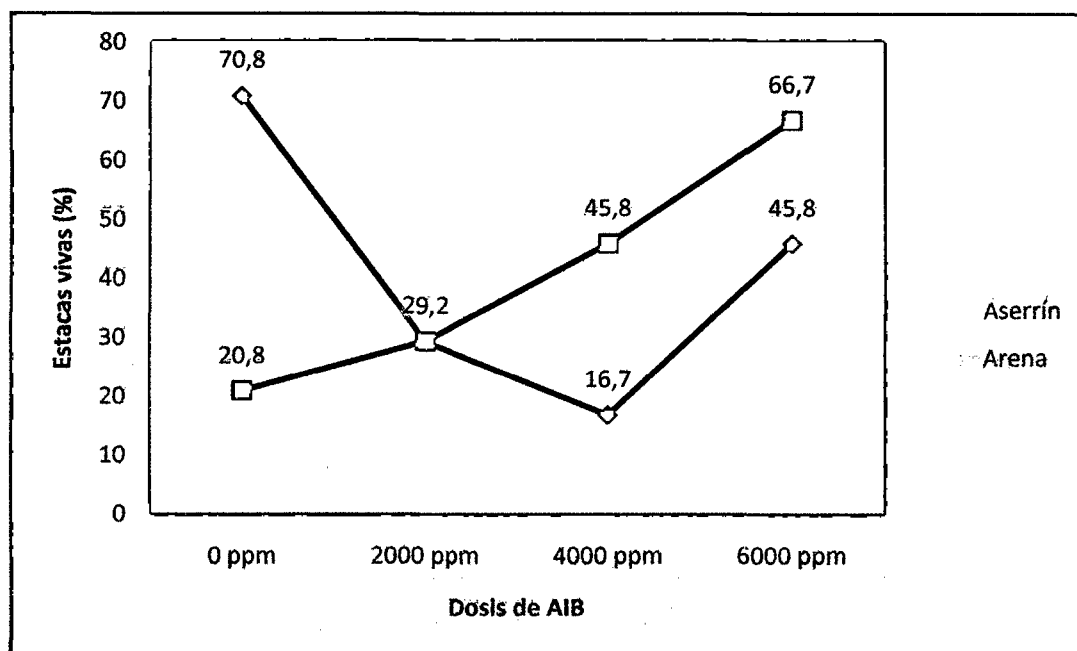


Gráfico 1: Promedio del porcentaje de estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB

Cuadro 2: Análisis de varianza de estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB

F.V.	SC	GL	CM	FC	Ft	Signif.
Bloques	0.011725	2	0.005863	0.318	3.74	N.S
Sustratos	0.000000	1	0.000000	0.000	4.80	N.S
Dosis	0.294500	3	0.098167	5.320	3.34	*
Sust.* Dosis	0.560233	3	0.186744	10.120	5.56	**
Error	0.258342	14	0.018453			
Total	1.124800	23				

En el cuadro 2 se observa un análisis de varianza de estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB. Se ve que no hay diferencia significativa entre bloques ni entre sustratos. En cambio sí hay

diferencia significativa entre la dosis de AIB, y entre la interacción de sustratos * dosis de AIB hay diferencia altamente significativa.

De acuerdo al gráfico 1 los mejores tratamientos fueron empleando aserrín con 0 ppm de AIB, con el cual se obtuvo 70.8% de estacas vivas, y arena con 6000 ppm de AIB, con el cual se obtuvo 66.7% de estacas vivas.

Esto es razonable porque el aserrín descompuesto no necesita de elementos nutritivos, pues al descomponerse los elementos orgánicos se convierten en nutrientes que luego utilizan las estacas (Mori Da Cunha *et al.*, 2009). En cambio la arena puesto que no tiene nutrientes en sus componentes, necesita de ello, es por eso que al aplicar dosis de esta auxina las plantas reaccionan favorablemente, ya que es un producto, probablemente, el mejor material para uso masivo debido a que no es toxico para las plantas en una amplia gama de concentraciones y es efectivo para estimular el enraizamiento de un gran número de especies de plantas (Hartmann y Kester, 1996).

3.2. Enraizamiento

Cuadro 3: Porcentaje de enraizamiento de las estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico

Sustratos	Dosis de AIB				Prom
	0 ppm	2000 ppm	4000 ppm	6000 ppm	
Aserrín	70.8	29.2	16.7	45.8	40.63
Arena	20.8	29.2	45.8	66.7	40.63
Prom	45.8	29.2	31.3	56.3	

En el cuadro 3 gráfico 2se observa el porcentaje de enraizamiento de las estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico, en el cual se ve que en aserrín sin ácido alcanzó 70.8% de enraizamiento y en arena sin ácido solamente 20.8%; en aserrín y arena con 2000 ppm, 29.2% de enrizamiento en cada uno; en aserrín con 4000 ppm, se

obtuvo el 16.7% de enraizamiento y en aserrín con 4000 ppm, el 45.8%; en aserrín con 6000 ppm se obtuvo 45.8% y en arena con 6000 ppm, 66.7%.

Estos resultados son diferentes poco al encontrado por Mermao (2012), quien en un estudio de propagación de estacas juveniles de *Myroxylumbalsamun* Harms (estoraque) con diferentes concentraciones de AIB y sustratos de enraizamiento encontró 77.78% de enraizamiento en arena de río y con 4000 ppm de AIB.

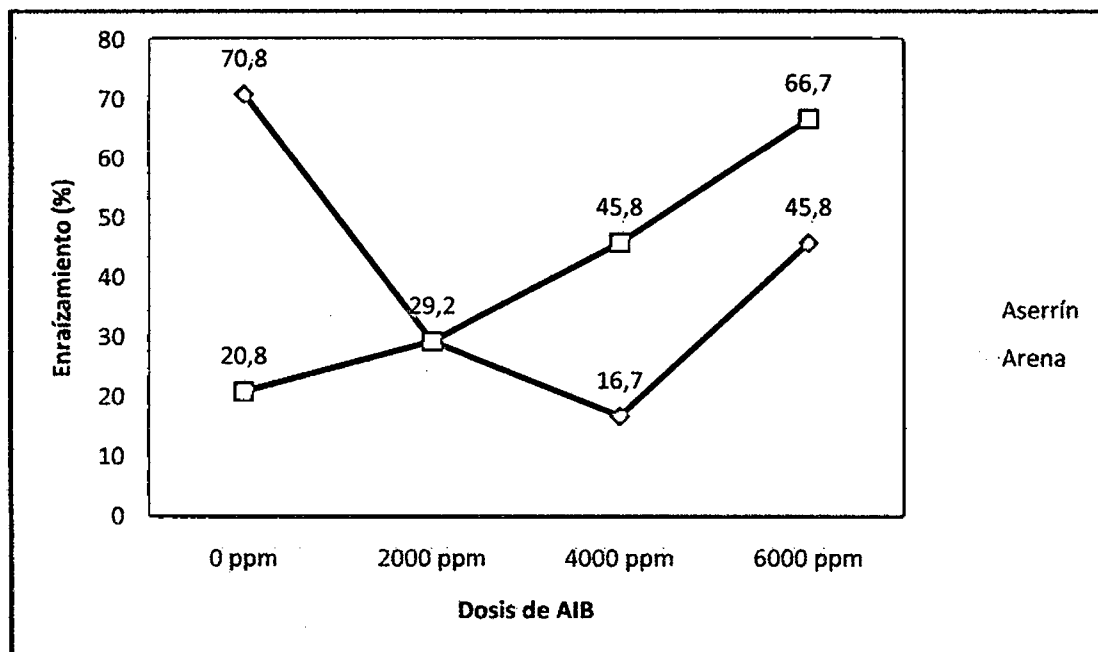


Gráfico 2: Promedio del porcentaje de enraizamiento en aserrín y arena de río con cuatro concentraciones de AIB

Cuadro 4: Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento de estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB

F.V.	SC	GL	CM	FC	Ft	Signif.
Bloques	1.836925	2	0.918463	0.317	3.74	N.S
Sustratos	0.000004	1	0.000004	0.000	4.80	N.S
Dosis	45.975913	3	15.325304	5.293	3.34	*
Sust.* Dosis	88.769446	3	29.589815	10.220	5.56	**
Error	40.533175	14	2.895227			
Total	177.115463	23				

Al igual que en las estacas vivas, existe diferencia significativa entre dosis de AIB y existe diferencia altamente significativa entre la interacción de sustratos*dosis de sustratos. Al observar el gráfico 2 se ve que con aserrín sin ninguna dosis de AIB y con arena con 6000 ppm de AIB resultaron ser los tratamientos con mayor porcentaje de enraizamiento, porque uno de los factores para propiciar el enraizamiento es el adecuado tratamiento hormonal (que se da en el tratamiento con arena con 6000 ppm) (Hartmann y Kester, 1996)

3.3. Número de raíces

Cuadro 5: Promedio del número de raíces de las estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico

Sustratos	Dosis de AIB				Prom
	0 ppm	2000 ppm	4000 ppm	6000 ppm	
Aserrín	2.08	0.75	0.42	1.50	1.19
Arena	0.75	1.29	2.00	2.71	1.69
Prom	1.42	1.02	1.21	2.11	

En el cuadro 5y gráfico 3 se observa el promedio del número de raíces/estaca viva en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico, en el cual se ve que en aserrín sin ácido alcanzó un promedio de 2.08 raíces/estaca y en arena sin ácido solamente 0.75; en aserrín con 2000 ppm, 0.75 de raíces/estacay en arena con 2000 ppm1.29 raíces/estaca; en aserrín con 4000 ppm se obtuvo 0.42 raíces/estaca y en arena con 4000 ppm 2 raíces/estaca; en aserrín con 6000 ppm se tuvo 1.5 raíces/estacay en arena con 6000 ppm2.71 raíces/estaca. Es decir, el mayornúmero de raíces/estaca se obtuvo en aserrín sin ácido y en arena con 6000 ppm (gráfico 3).

El número de raíces obtenido en este trabajo es mayor al encontrado por Ruiz (2013), quien encontró 0.61 raíces/planta en arena de río y de 0.82 raíces/plantacon dosis de 6000 ppm.Sin embargo, se acerca más al

encontrado por Mermao (2012), quien encontró 1.55 raíces/estaca en arena de río con 4000 ppm de AIB.

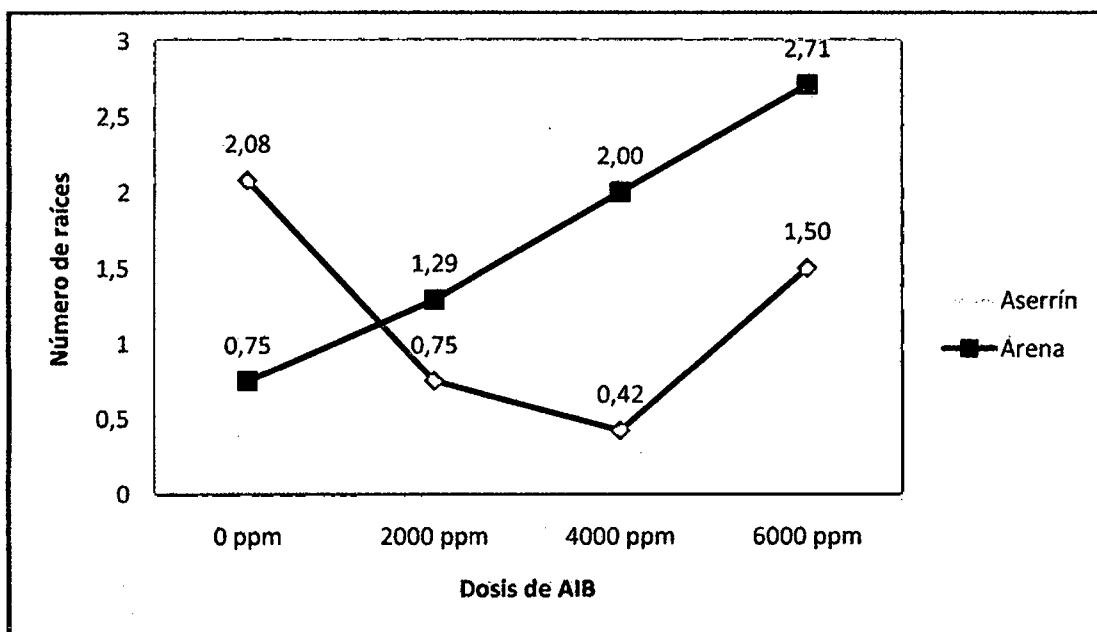


Gráfico 3: Promedio del número de raíces en aserrín y arena de río con cuatro concentraciones de AIB

Cuadro 6: Análisis de varianza del número de raíces de estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB

F.V.	SC	GL	CM	FC	Ft	Signif.
Bloques	0.286408	2	0.143204	0.049	3.74	N.S
Sustratos	1.505004	1	1.505004	0.520	4.80	N.S
Dosis	4.033579	3	1.344526	0.464	3.34	N.S
Sust.* Dosis	7.531913	3	2.510638	0.867	3.34	N.S
Error	2.561992	14	0.182999			
Total	15.918896	23				

Al observar el cuadro 6 (Análisis de varianza del número de raíces de estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB) se ve

que existe diferencia, pero esto no es significativa entre bloques, entre sustratos, entre dosis, ni entre en la interacción de sustratos*dosis de AIB.

3.4. Longitud de raíz

Cuadro 7: Promedio de la longitud de la raíz (mm) de las estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico

Sustratos	Dosis de AIB				prom
	0 ppm	2000 ppm	4000 ppm	6000 ppm	
Aserrín	13.96	6.33	4.08	12.54	9.23
Arena	3.88	8.04	8.58	13.21	8.43
Prom	8.92	7.19	6.33	12.88	

En el cuadro 7 y gráfico 4 se observa el promedio de la longitud de raíz (mm)/ estaca viva en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico. Así se ve que en aserrín sin ácido se obtuvo una longitud promedio de 13.96 mm/estaca y en arena sin ácido solamente 3.88 mm; en aserrín con 2000 ppm, 6.33 mm/estaca y en arena con 2000 ppm, 8.04 mm/estaca; en aserrín con 4000 ppm, 4.08 mm/estaca y en arena con 4000 ppm, 8.58 mm/estaca; en aserrín con 6000 ppm se obtuvo una longitud promedio de 12.54 mm/estaca y en arena con 6000 ppm, 13.21 mm/estaca. Es decir, la mayor longitud promedio/estaca se obtuvo en aserrín sin ácido y en arena con 6000 ppm (gráfico 4).

Estos resultados son menores al encontrado por Mermao (2012), quien encontró 5.47 cm de longitud de raíz/estaca en arena de río con dosis de 4000 ppm de AIB y al encontrado por Ruiz (2013) quien encontró 3.17 cm de longitud de raíz/estaca en arena de río con 6000 ppm de AIB.

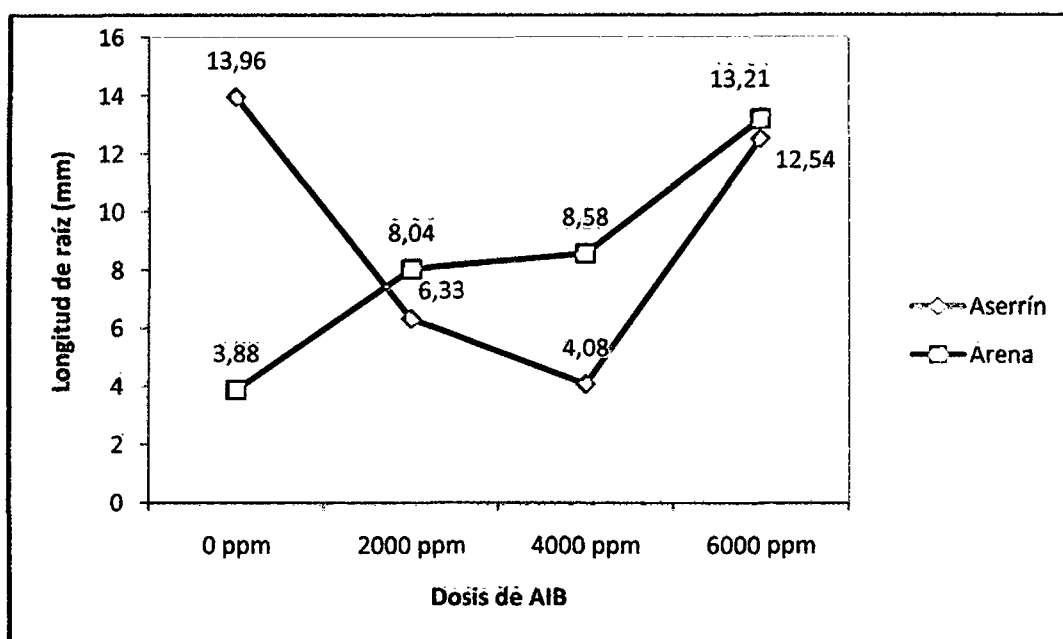


Gráfico 4: Promedio de la longitud de la raíz en aserrín y arena de río con cuatro concentraciones de AIB

Cuadro 8: Análisis de varianza de la longitud de la raíz de estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB

F.V.	SC	GL	CM	FC	Ft	Signif.
Bloques	0.536175	2	0.268088	0.019	3.74	N.S
Sustratos	3.832004	1	3.832004	0.278	4.80	N.S
Dosis	152.023879	3	50.674626	3.676	3.34	*
Sust.* Dosis	184.241379	3	61.413793	4.455	3.34	*
Error	192.989826	14	13.784988			
Total	533.623263	23				

En el cuadro 8 se observa el análisis de varianza de la longitud de la raíz de estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB. Así se tiene que existe diferencia significativa entre las dosis de AIB y entre la interacción de sustratos*dosis de AIB.

Al analizar el gráfico 4, se ve que los tratamientos aserrín sin AIB con 13.96 mm/estaca, arena con 6000 ppm con 13.21 mm/estaca y aserrín con 6000 ppm con 12.54 mm/estaca son los que tienen mayor longitud de raíz.

Es importante señalar para que pueda efectuarse la iniciación de raíces, el nitrógeno es importante para la síntesis de ácidos nucleicos y de proteínas. En este sentido, urge clarificar la importancia de los nutrientes en la inducción y formación del sistema radicular de la estaca. Se requiere que la planta madre, este en un estado nutricional adecuado, que contengan auxinas, cofactores, relación C/N apropiado y reservas de carbohidratos que induzcan al enraizamiento; además, los brotes que abastecerán las estacas en estado de turgencia(Hartmann y Kester, 1996)

3.5. Número de brotes

Cuadro 9: Promedio del número de brotes de las estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico

Sustratos	Dosis de AIB				prom
	0 ppm	2000 ppm	4000 ppm	6000 ppm	
Aserrín	1.63	0.88	0.5	1.50	1.13
Arena	0.67	1.25	1.33	2.33	1.40
Prom	1.15	1.07	0.92	1.92	

En el cuadro 9 gráfico 5 se observa el promedio del número de brotes/estaca viva en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico, en el cual se ve que en aserrín sin ácido alcanzó un promedio de 1.63 brotes/estaca y en arena sin ácido solamente 0.67 brotes/estaca; en aserrín con 2000 ppm de AIB, 0.88 brotes/estaca y en arena con 2000 ppm de AIB, 1.25 brotes/estaca; en aserrín con 4000 ppm de AIB, se obtuvo 0.5 brotes/estaca y en arena con 4000 ppm de AIB, 1.33 brotes/estaca; en aserrín con 6000 ppm de AIB se obtuvo un promedio de 1.5 brotes/estaca y en arena con 6000 ppm de AIB, 2.33 brotes/estaca. Es decir, la mayor cantidad promedio de brotes/estaca se tuvo en arena con 6000 ppm y en aserrín sin ácido (gráfico 5).

Estos mayores resultados son mayores al encontrado por Ruíz (2013), quien encontró 0.68 brotes/estaca en arena de río con 6000 ppm de AIB, y al encontrado por Mermao (2012), quien encontró 0.67 brotes/estaca en arena de río con 4000 ppm de AIB.

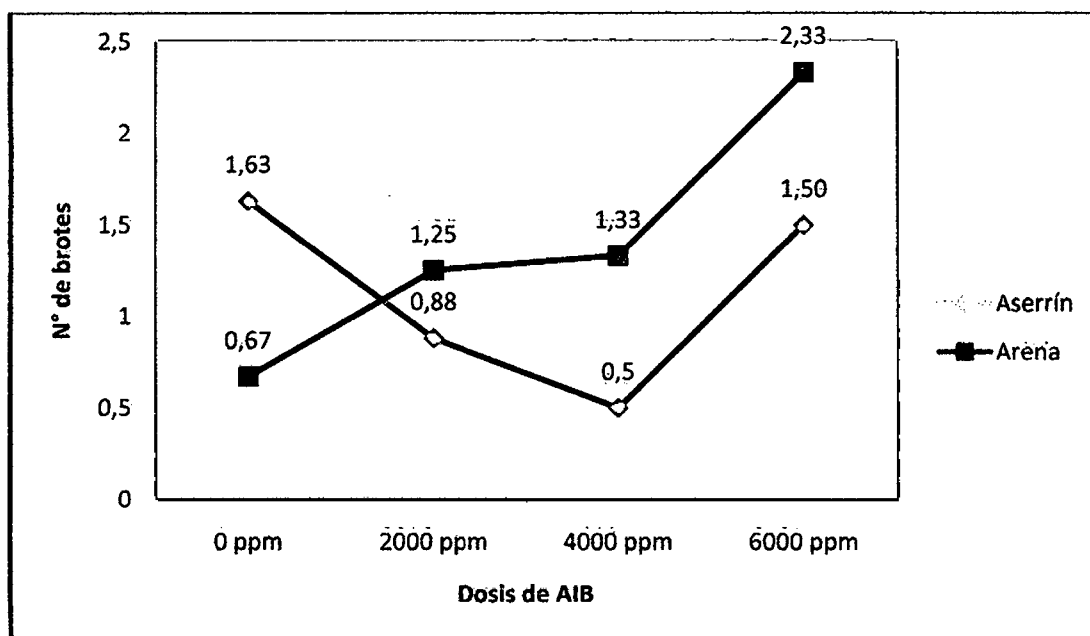


Gráfico 5: Promedio del número de brotes en aserrín y arena de río con cuatro concentraciones de AIB

Cuadro 10: Análisis de varianza del número de brotes/estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB

F.V.	SC	GL	CM	FC	Ft	Signif.
Bloques	0.086408	2	0.043204	0.173	3.74	N.S
Sustratos	0.442817	1	0.442817	1.775	4.80	N.S
Dosis	3.609900	3	1.203300	4.824	3.34	*
Sust.* Dosis	3.226150	3	1.075383	4.311	3.34	*
Error	3.492058	14	0.249433			
Total	10.857333	23				

En el cuadro 10 se observa el análisis de varianza del número de brotes/estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB. Así se tiene que existe diferencia significativa entre las dosis de AIB y entre la interacción de sustratos*dosis de AIB.

Al analizar el gráfico 5, se ve que los tratamientos arena con 6000 ppm de AIB con 2.33 brotes/estaca, aserrín sin AIB con 1.63 brotes/estaca y arena con 6000 ppm de AIB con 1.50 brotes/estaca son los que tienen mayor cantidad de brotes.

Estos resultados indican que el sustrato arena y aserrín de madera permiten un mejor balance y calidad para la generación de brotes en estacas de la especie tahuarí. Además estos sustratos proporcionan buenas condiciones como buena aireación, drenaje y soporte adecuado para que las estacas generen brotes exitosamente (Hartmann y Kester, 1996).

3.6. Longitud de brotes

Cuadro 11: Promedio de la longitud (mm) de brotes de las estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico

Sustratos	Dosis de AIB				prom
	0 ppm	2000 ppm	4000 ppm	6000 ppm	
Aserrín	6.92	2.75	2.13	5.29	4.27
Arena	2.42	3.75	4.96	8.96	5.02
Prom	4.67	3.25	3.55	7.13	

En el cuadro 11 y gráfico 6 se observa el promedio de la longitud (mm) de brotes/estaca viva en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico, en el cual se ve que sin ácido, en aserrín alcanzó un promedio de 6.92 mm/estaca y en arena solamente 2.42 mm/estaca; con 2000 ppm, 2.75mm/estaca en aserrín y 3.75 mm/estaca en arena; con 4000 ppm, se tuvo 2.13mm/estaca en aserrín y 4.96mm/estaca en arena; con 6000 ppm se tuvo un promedio de 5.29mm/estaca en aserrín y 8.96mm/estaca en arena.

Es decir, la mayor longitud promedio de brotes/estaca se obtuvo en arena con 6000 ppm de ácido indolbutírico y en aserrín sin ácido (gráfico 6)

Este resultado es inferior al encontrado por Ruíz (2013), quien encontró 2.29 cm de longitud de brote/estaca en arena con 6000 ppm de AIB.

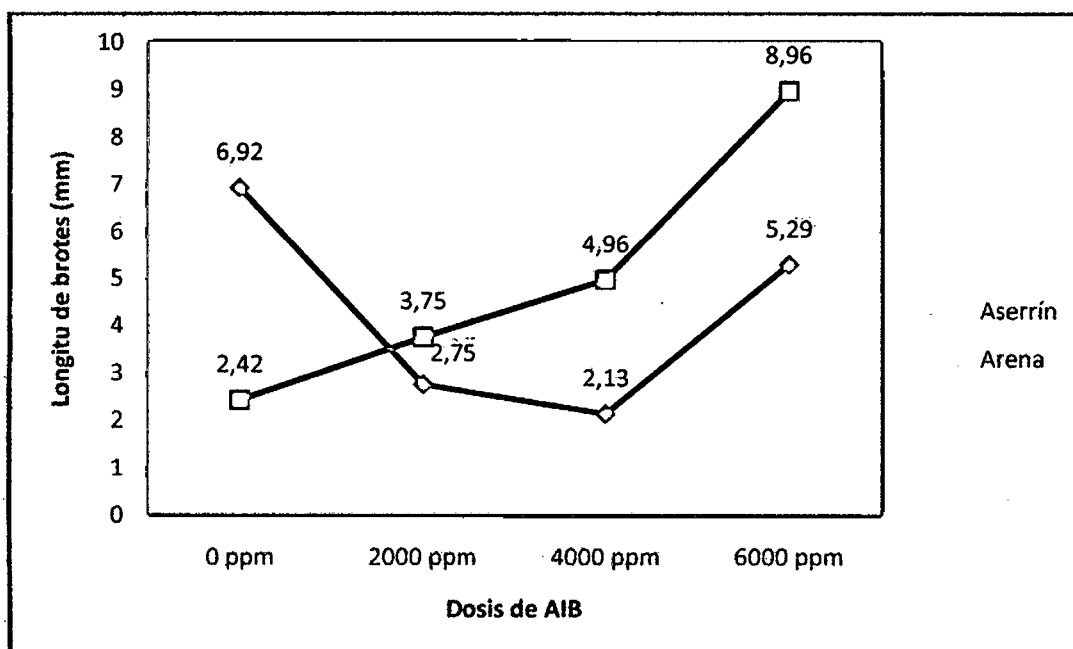


Gráfico 6: Promedio de la longitud de brotes en aserrín y arena de río con cuatro concentraciones de AIB

Cuadro 12: Análisis de varianza de la longitud de brotes/estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB

F.V.	SC	GL	CM	FC	Ft	Signif.
Bloques	4.558758	2	2.279379	0.888	3.74	N.S
Sustratos	3.017504	1	3.017504	1.175	4.80	N.S
Dosis	55.917513	3	18.639171	7.258	5.56	**
Sust.* Dosis	63.394179	3	21.131393	8.228	5.56	**
Error	35.953442	14	2.568103			
Total	162.841396	23				

En el cuadro 12 se observa el análisis de varianza del número de brotes/estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB. Así se tiene que existe diferencia altamente significativa entre las dosis de AIB y entre la interacción de sustratos*dosis de AIB.

Al analizar el gráfico 6, se ve que los tratamientos arena con 6000 ppm de AIB con 8.96mm/estaca y aserrín sin AIB con 6.92mm/estaca son los que tienen mayor longitud de brotes.

Es importante señalar que el AIB es probablemente el mejor material para uso masivo debido a que no es toxico para las plantas en una amplia gama de concentraciones y es efectivo para la activación de las células de crecimiento de un gran número de especies de plantas (Hartmann y Kester, 1996)

3.7. Número de callos

Cuadro 13: Promedio del número de callos/estaca viva en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico

Sustratos	Dosis de AIB				prom
	0 ppm	2000 ppm	4000 ppm	6000 ppm	
Aserrín	1.54	0.46	0.67	1.42	1.02
Arena	0.88	0.96	1.63	2.38	1.46
Prom	1.21	0.71	1.15	1.90	

En el cuadro 13 y gráfico 7 se observa el promedio del número de callos/estaca viva en aserrín y arena con cuatro concentraciones de ácido indolbutírico, en el cual se ve que en aserrín sin AIB alcanzó un promedio de 1.54callos/estaca y en arena sin AIB 0.88callos/estaca; en aserrín con 2000 ppm de AIB, .46callos/estaca y en arena con 2000 ppm de AIB, 0.96callos/estaca; en aserrín con 4000 ppm de AIB se obtuvo 0.67callos/estaca y en arena con 4000 ppm de AIB, 1.63callos/estaca; en aserrín con 6000 ppm de AIB se obtuvo un promedio de 1.42callos/estaca y en arena con 6000 ppm de AIB, 2.38callos/estaca. Es decir, el mayor número

de callos/estaca se tuvo en arena con 6000 ppm de ácido indolbutírico y con 4000 ppm (gráfico 7).

Estos resultados son mayores al encontrado por Ruíz (2013), quien encontró 0.71 callos/estaca en arena con 6000 ppm de AIB, mientras que al encontrado en arena con 6000 ppm es mayor al encontrado por Mermao (2012), quien encontró 1.95 callos/estaca en fibra de coco sin ninguna dosis de AIB.

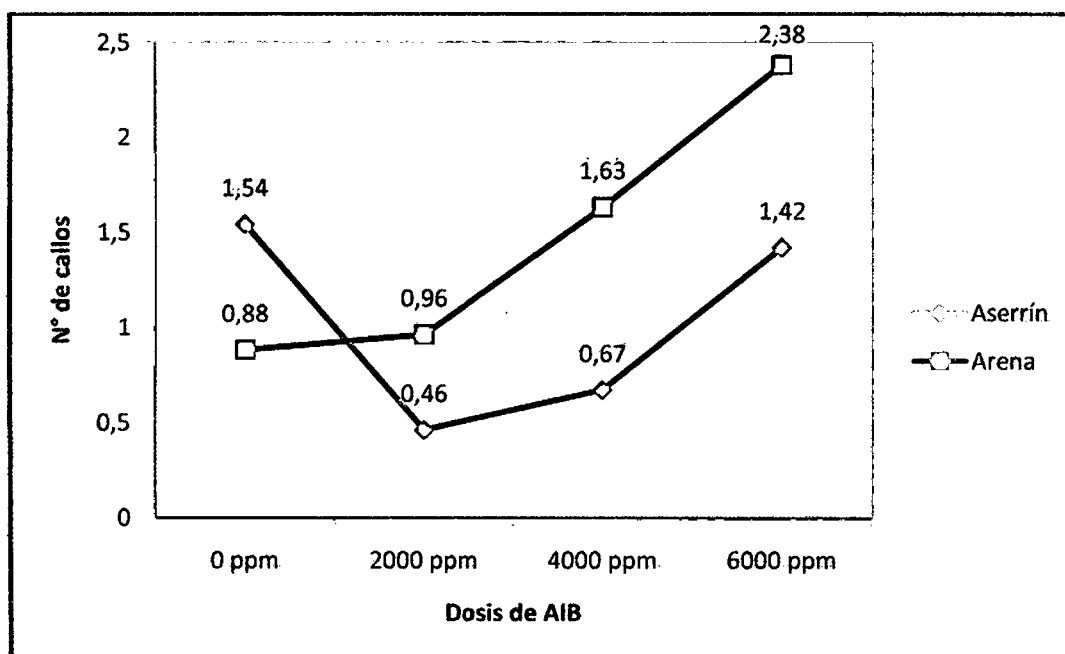


Gráfico 7: Promedio del número de callos de las estacas en aserrín y arena de río con cuatro concentraciones de AIB

Cuadro 14: Análisis de varianza del número de callos/estaca viva en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB

F.V.	SC	GL	CM	FC	Ft	Signif.
Bloques	0.106658	2	0.053329	0.195	3.74	N.S
Sustratos	1.148438	1	1.148438	4.200	4.80	N.S
Dosis	4.307246	3	1.435749	5.251	3.34	*
Sust.* Dosis	2.648446	3	0.882815	3.229	3.34	N.S
Error	3.828008	14	0.273429			
Total	12.038796	23				

En el cuadro 14 se observa el análisis de varianza del número de callos/estacas vivas en aserrín y arena con cuatro concentraciones de AIB. Así se tiene que solamente existe diferencia significativa entre las dosis de AIB. Al analizar el cuadro 13, se observa que con 6000 ppm de AIB, se obtuvo un promedio de 1.90 callos por estaca, superior a los que fueron tratadas con las demás dosis. Este quiere decir que la propagación de callos en las estacas de tahuarí se requiere de 6000 ppm de AIB.

CAPÍTULO IV.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1. CONCLUSIONES

1. El mayor porcentaje de sobrevivencia se obtuvo en aserrín sin ninguna dosis de AIB con un 70.8% y en arena con 6000 ppm de AIB con 66.7%.
2. El mayor porcentaje de enraizamiento se obtuvo en aserrín sin ninguna dosis de AIB con un 70.8% y en arena con 6000 ppm de AIB con 66.7%, siendo los mismos valores que el porcentaje de sobrevivencia por el debido prendimiento de la estaca.
3. No existe diferencia significativa en número de raíces/estaca en ninguno de los sustratos ni en ninguna dosificación de AIB.
4. La mayor longitud promedio de la raíz/estaca se encontró en aserrín sin AIB con 13.96 mm/estaca, en arena con 6000 ppm con 13.21 mm/estaca y en aserrín con 6000 ppm con 12.54 mm/estaca.
5. La mayor cantidad de brotes/estaca se obtuvo en arena con 6000 ppm de AIB con 2.33 brotes/estaca, en aserrín sin AIB con 1.63 brotes/estaca y en arena con 6000 ppm de AIB con 1.50 brotes/estaca.
6. La mayor longitud de brotes/estaca se obtuvo en arena con 6000 ppm de AIB con 8.96 mm/estaca y en aserrín sin AIB con 6.92 mm/estaca.
7. Con respecto al número de callos, existe diferencia significativa en la dosis de AIB, encontrándose mayor cantidad de callos/estaca en la dosificación de 6000 ppm de AIB con un promedio de 1.90 callos/estaca.

4.2. RECOMENDACIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos se recomienda:

1. Usar como sustrato sin ninguna dosificación de AIB, o sino usar arena con 6000 ppm de AIB.
2. Para una propagación exitosa, se debe utilizar estacas juveniles selectos de una buena planta madre de *Tabebuia serratifolia*.

BIBLIOGRAFIA:

- ACOSTA, S. 1959.** Propagación vegetativa de leñosas forestales. Editorial La Hacienda. Barcelona-España, 36p.
- BOTTI, C. 1999.** Principios de la propagación y técnicas de propagación por estacas. En: Manejo tecnificado de invernaderos y propagación de plantas. Santiago - Chile: Facultad de Ciencias Agronomicas - Universidad de Chile.
- BRAUDEAU, J. . 1981.**El Cacao. Técnicas Agrícolas y Producciones Tropicales. Mexico: Blume.
- CARRERA, M.V. 1997.** La propagación vegetativa en el género Pinus. Ciencia forestal (Méx.) 2 (7): 3 – 29.
- CERVANTES OWAKI, D. 2011.**“Propagacion 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”. Tarapoto-Perù
- CORDOBA FLORES, K. 2011.** Seleccìon Masal y propagaciòn vegetativa de cedro rosado de la india con tres tratamientos. Pucallpa.
- CORNELIUS, J.P. Y MESÉN, J.F. 1991.** Manual sobre mejoramiento genético forestal. Con referencia especial a América Latina. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza, Turrialba, Costa Rica. p. 4
- DE VASTEY, J. 1992.** Estudio sobre la propagación de especies forestales. Tesis de magíster Agricultura en Turrialba-Costa Rica, 67p.
- DIRR, M. y HEUSER, C. Jr. 1987.**The reference manual of woody plant propagation.From seed to tissue culture. Georgia, USA. Varsity Press INC. 239 p.

- FLORES, A. R. 1986.** Efecto de Topófisis y de dos profundices de siembra en al propagación por estacas de *Eritrina poippigiana* (Woopen) O.F.Cook (Pro). Tesis para optar el grado de Magíster Agricultura IICA de la OEA. Costa Rica. 67 p.
- FORZZA, R.C. 2010..** Lista de espécies Flora do Brasil .JardimBotânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro.
- GUTIERREZ, M. 2003.**Propagación del burío (*Heliocarpus appendiculatus* Turcz.) por semillas, estacas y acodos. Turrialba - Costa rica: Tesis Magister - Centro Agronomico Tropical de Investigacion y Enseñanza
- HARTMANN, T. y KESTER, E. 1996.**Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial continental S.A. México. 814 p.
- INSTITUTO NACIONAL DE RECURSOS NATURALES (INRENA).(2008).**
Estadística forestal del año 1993 – 2007.Pucallpa, Perú.75 pág.
- MACDONALD, B. 1986.** Practical woody plant propagation for nursery growers.Londres - Inglaterra: Batsford.
- MANSILLA, D. 2004.**Propagación vegetativa mediante estaquillada en especies nativas de los géneros Mutisia, Escallonia y Gaultheria, como potenciales cultivos ornamentales. Santiago - Chile: Tesis Ing. agronomo - Universidad Austral de Chile.
- MERMAO R, T. 2012.** Influencia de diferentes concentraciones de ácido indolbutírico y sustratos en el enraizamiento de estacas juveniles de *myroxylonbalsamun*. harms. "estoraque" en propagadores de sub-irrigación, pucallpa". Tesis para optar al título de Ingeniero Forestal. Universidad nacional de Ucayali. Pucallpa – Perú.

- MESÉN, F. 1993.** Vegetative propagation of Central American hardwoods. Ph.D. Thesis, University of Edinburgh, Institute of Terrestrial Ecology. Edinburgh, Scotland. 231 p(Anexes).
- MESEN, F. 1996.**Vegetative propagation of *Cordia alliodora* (Ruiz & Pavon) Oken: the effects of IBA concentration, propagation medium and cutting origin. *Forest Ecology and Management* 92 (1997) 45-54. (CATIE), Turrialba 7170. Costa Rica.
- MESEN, F. 1998.**Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 36 p.
- MORI DA CUNHA, A; WENDLING, I; SOUZA, L. 2008.**Miniestaquia em sistema de hidroponia e em tubetes de corticeira-do-mato. *Ciencia florestal*, Santa Maria, v. 18, n. 1, p. 85-91.
- MUERAS, L. 2010.**Efecto del sustrato, dosis de ácido indolbutírico y características morfológicas en el enraizamiento de estacas juveniles de tornillo (*Cedrela catenaeformis* Ducke) utilizando propagadores de sub-irrigación en Pucallpa – Ucayali, Peru. Pucallpa - Peru: Tesis Facultad de Ciencias Forestales y Ambientales - UNU.
- NUÑEZ, Y. 1997.**Propagación vegetativa del cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); pilón (*Hieronima alchorneoides*, Allemo) y surá (*Terminalia oblonga*, Ruiz & Pavon) mediante el enraizamiento de estacas juveniles. Turrialba - Costa
- QUIJADA R.M. 1980.** Métodos de propagación vegetativa. En mejora genética de árboles forestales. FAO. DANIDA. Roma. 341 pg.
- RUIZ A. R. 2013.** "Influencia del ácido indolbutírico y sustratos en el enraizamiento de estacas juveniles de *Manilkara bidentata* A.DC. (Quinilla) en cámaras de sub-irrigación en Pucallpa – Ucayali, Perú". Tesis para optar el título de Ingeniero Forestal. Universidad nacional de Ucayali.

SOUDRE, M. 2010.Informe Técnico final del Proyecto Desarrollo Tecnológico Apropriado para la Propagación Vegetativa de Especies Maderables Valiosas en las regiones Loreto y Ucayali (PROVEFOR). Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP) y Fondo para la Inno. Pucallpa: Convenio N°: 013-FINCyT-PIBAP, 2007.

VIDAL, F. 2010.Evaluación de cinco dosis del ácido indolbutírico, sustratos y características morfológicas en el enraizamiento de estacas juveniles de estacas juveniles de Simarouba amara AUBL (Marupa), Pucallpa – Perú. Pucallpa - Peru: Tesis, Facultad de ciencias forestales y ambientales – UNU.

ZOBEL, B. ; TALBERT, J. 1988.Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. Mexico: Limus.

ANEXOS

DATOS OBTENIDOS DEL SUSTRATO ASERRIN																												
REP.	N° de estacas vivas				% DE ENRAIZAMIENTO				RAÍZ								BROTES								CALLOS			
	DOSIS DE AIB								N°				LONG(mm)				N°				LONG(mm)							
	0	2000	4000	6000	0	2000	4000	6000	0	2000	4000	6000	0	2000	4000	6000	0	2000	4000	6000	0	2000	4000	6000	0	2000	4000	6000
1	1	0	0	1	12.5	0	0	12.5	3	0	0	5	15	0	0	26	1	0	0	4	9	0	0	13	2	0	0	3
	1	0	0	0	12.5	0	0	0	4	0	0	0	10	0	0	0	3	0	0	0	6	0	0	0	1	0	0	0
	1	1	0	1	12.5	12.5	0	12.5	2	2	0	3	17	17	0	28	3	2	0	3	13	5	0	15	3	1	0	3
	1	0	0	0	12.5	0	0	0	3	0	0	0	28	0	0	0	1	0	0	0	15	0	0	0	4	0	0	0
	0	0	0	1	0	0	0	12.5	0	0	0	4	0	0	0	34	0	0	0	4	0	0	0	16	0	0	0	4
	1	0	1	0	12.5	0	12.5	0	5	0	3	0	20	0	26	0	2	0	3	0	10	0	13	0	2	0	4	0
	1	1	0	0	12.5	12.5	0	0	3	3	0	0	23	22	0	0	2	3	0	0	9	8	0	0	2	2	0	0
	0	1	0	0	0	12.5	0	0	0	2	0	0	0	25	0	0	0	3	0	0	0	10	0	0	0	2	0	0
2	1	0	0	1	12.5	0	0	12.5	4	0	0	2	18	0	0	24	1	0	0	2	7	0	0	10	2	0	0	3
	1	0	1	1	12.5	0	12.5	12.5	1	0	2	2	25	0	19	25	2	0	2	3	7	0	8	10	2	0	3	3
	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	0	0	0	1	0	0	0	12.5	0	0	0	3	0	0	0	19	0	0	0	2	0	0	0	9	0	0	0	2
	1	0	0	0	12.5	0	0	0	3	0	0	0	28	0	0	0	3	0	0	0	12	0	0	0	3	0	0	0
	1	1	0	1	12.5	12.5	0	12.5	2	2	0	3	30	19	0	32	3	2	0	5	10	12	0	15	3	1	0	5
	1	1	0	1	12.5	12.5	0	12.5	2	4	0	3	16	28	0	27	3	4	0	3	9	9	0	10	2	2	0	3
	0	1	0	0	0	12.5	0	0	0	2	0	0	0	15	0	0	0	3	0	0	0	7	0	0	0	0	0	0
3	1	0	0	1	12.5	0	0	12.5	4	0	0	3	7	0	0	31	2	0	0	3	4	0	0	8	1	0	0	2
	0	0	0	1	0	0	0	12.5	0	0	0	3	0	0	0	30	0	0	0	4	0	0	0	8	0	0	0	2
	1	0	0	0	12.5	0	0	0	5	0	0	0	30	0	0	0	4	0	0	0	15	0	0	0	3	0	0	0
	1	0	0	0	12.5	0	0	0	3	0	0	0	13	0	0	0	3	0	0	0	10	0	0	0	2	0	0	0
	1	1	1	0	12.5	12.5	12.5	0	1	3	2	0	22	26	23	0	2	4	3	0	14	15	13	0	2	3	4	0
	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	1	0	1	0	12.5	0	12.5	0	2	0	3	0	14	0	30	0	1	0	4	0	8	0	17	0	1	0	5	0
	1	0	0	1	12.5	0	0	12.5	3	0	0	5	19	0	0	25	3	0	0	3	8	0	0	13	2	0	0	4

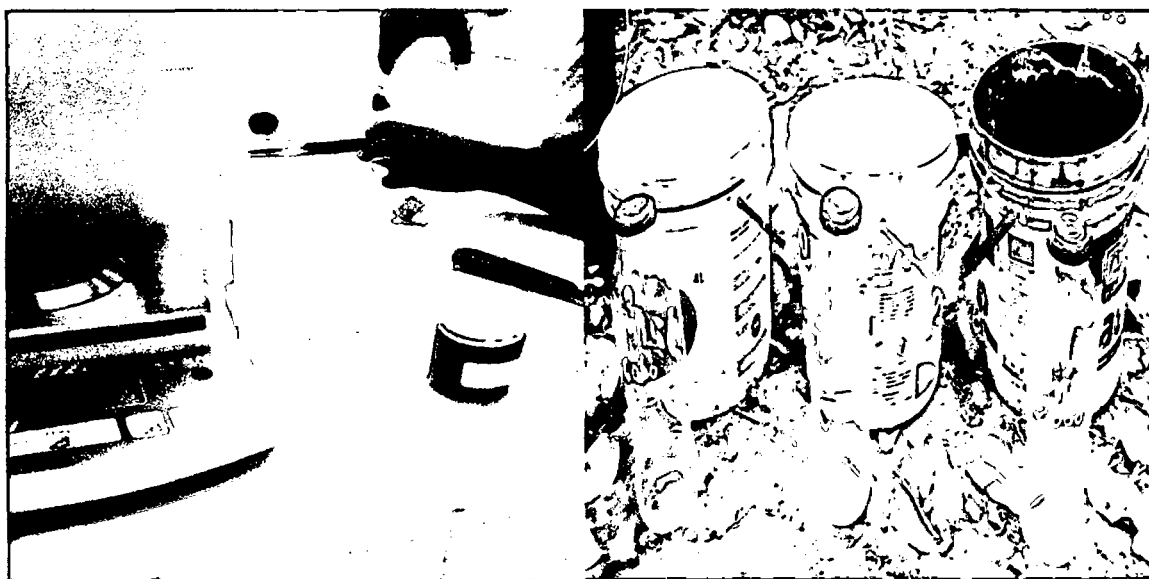
DATOS OBTENIDOS DEL SUSTRATO ARENA

REP.	N° de estacas vivas				% DE ENRAIZAMIENTO				RAÍZ								BROTOS								CALLOS			
	DOSIS DE AIB				0	2000	4000	6000	N°				LONG(mm)				N°				LONG(mm)				0	2000	4000	6000
	0	2000	4000	6000					0	2000	4000	6000	0	2000	4000	6000	0	2000	4000	6000	0	2000	4000	6000				
1	0	0	0	1	0	0	0	12.5	0	0	0	5	0	0	0	35	0	0	0	5	0	0	0	12	0	0	0	5
	0	0	1	1	0	0	12.5	12.5	0	0	6	3	0	0	19	29	0	0	4	5	0	0	10	15	0	0	3	5
	0	0	1	1	0	0	12.5	12.5	0	0	4	3	0	0	15	18	0	0	3	4	0	0	12	15	0	0	2	4
	0	0	0	1	0	0	0	12.5	0	0	0	4	0	0	0	32	0	0	0	3	0	0	0	13	0	0	0	5
	0	1	0	0	0	12.5	0	0	0	5	0	0	0	20	0	0	0	4	0	0	0	13	0	0	0	3	0	0
	1	0	0	0	12.5	0	0	0	3	0	0	0	15	0	0	0	3	0	0	0	10	0	0	0	4	0	0	0
	0	0	1	1	0	0	12.5	12.5	0	0	5	3	0	0	13	33	0	0	3	5	0	0	14	10	0	0	3	4
	0	0	1	1	0	0	12.5	12.5	0	0	5	3	0	0	17	15	0	0	3	3	0	0	10	10	0	0	4	3
2	0	1	0	1	0	12.5	0	12.5	0	6	0	2	0	31	0	10	0	5	0	3	0	7	0	12	0	4	0	3
	0	1	0	0	0	12.5	0	0	0	4	0	0	0	28	0	0	0	5	0	0	0	12	0	0	0	3	0	0
	0	0	0	1	0	0	0	12.5	0	0	0	4	0	0	0	23	0	0	0	4	0	0	0	16	0	0	0	4
	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	0	0	1	1	0	0	12.5	12.5	0	0	4	4	0	0	28	10	0	0	4	2	0	0	9	15	0	0	5	2
	0	1	0	1	0	12.5	0	12.5	0	3	0	5	0	34	0	14	0	5	0	2	0	15	0	14	0	4	0	2
	0	0	1	1	0	0	12.5	12.5	0	0	6	6	0	0	26	27	0	0	3	3	0	0	8	16	0	0	5	5
	1	0	0	0	12.5	0	0	0	5	0	0	0	19	0	0	0	3	0	0	0	9	0	0	0	4	0	0	0
3	0	0	1	0	0	0	12.5	0	0	0	4	0	0	0	13	0	0	0	2	0	0	0	12	0	0	0	2	0
	0	0	1	0	0	0	12.5	0	0	0	3	0	0	0	24	0	0	0	2	0	0	0	12	0	0	0	4	0
	1	1	1	1	12.5	12.5	12.5	12.5	2	4	3	4	22	25	19	18	4	4	2	4	13	14	15	10	5	3	3	3
	0	1	1	1	0	12.5	12.5	12.5	0	4	5	5	0	22	12	15	0	4	2	4	0	14	9	15	0	2	3	3
	0	0	1	1	0	0	12.5	12.5	0	0	3	5	0	0	20	8	0	0	4	2	0	0	8	13	0	0	5	2
	1	1	0	1	12.5	12.5	0	12.5	4	5	0	4	27	33	0	8	4	3	0	2	12	15	0	14	5	4	0	2
	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	1	0	0	1	12.5	0	0	12.5	4	0	0	5	10	0	0	22	2	0	0	5	14	0	0	15	3	0	0	5

- Preparación del sistema de propagación de sub irrigación con dos sustratos.



- Preparación de las diferentes dosis de AIB.



- **Preparación de las estaquillas juveniles y aplicación de las diferentes dosis de AIB.**



- **Establecimiento de las estaquillas en el propagador de sub irrigación.**



Cámara de sub-irrigación

