

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA  
FACULTAD DE AGRONOMÍA**

**Departamento Académico de Ciencias Agrarias**



**“EFECTO DE CUATRO DOSIS DE ÁCIDO INDOLBUTÍRICO Y  
TRES TIPOS DE ESTACAS EN EL ENRAIZAMIENTO DE  
SACHA INCHI (*Plukenetia volubilis* L.) EN SAN MARTÍN”**

**TESIS**

**Para optar el título de:**

**INGENIERO AGRÓNOMO**

**Presentado por:**

**HENRRY RUIZ SOLSOL**

**PROMOCIÓN 2006 - II**

**Tingo Maria - Perú**

**2009**

F02

R94

Ruiz Solsol, Henry

Efecto de cuatro Dosis de Ácido Indolbutírico y tres Tipos de Estacas en El Enraizamiento de Sacha Inchi (*Plukenetia volúbilis* L.) en San Martín. Tingo María, 2009

112 h.; 32 cuadros; 14 fgrs.; 105 ref.; 30 cm.

Tesis ( Ingeniero Agrónomo ) Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María (Perú). Facultad de Agronomía.

PLUKENETIA VOLUBILIS L. / ENRAIZAMIENTO / METODOLOGÍA  
/ ÁCIDO INDOLBUTÍRICO / SACHA INCHI / ESTACAS / TINGO  
MARÍA / RUPA RUPA / LEONCIO PRADO / HUÁNUCO / PERÚ.

## **DEDICATORIA**

A DIOS por darme fuerza y sabiduría para enfrentar obstáculos y seguir adelante aún en los momentos más difíciles.

A mis padres: CÉSAR y ADILIA por apoyarme siempre en mi superación personal.

A mis hermanos: MARÍA LISBETH, KELVIN, ELLEN, LELYS, FREDDY, CÉSAR OCTAVIO, CÉSAR AUGUSTO, quienes me enseñaron a tener fuerza de voluntad, paciencia, dedicación y a aprender que todo se puede lograr en la vida cuando se lucha con el corazón y por ser ejemplos e inspiración en mi vida y RENÉ que desde arriba vela por mí y comparte mis triunfos.

A mis sobrinos: LUISA LISBETH, KEVIN GABRIEL, GLEYSI LUCILA, ESTEPHANY SOPHYA, PIERO ALEXANDER, RENECITO; que me inspiran en todo momento.

A mi amada compañera: JENNY JUDITH, por su gran amor, ayuda desinteresada y paciencia brindada por durante mis años de estudio y trabajo.

A mis grandes amigos: RUDDY SEMINARIO, VANESSA SÁNCHEZ, JAVIER BARTRA, MARCO GARCÍA, GEOMAR VALLEJOS, quienes me acompañaron y me brindaron su apoyo en todo momento.

## **AGRADECIMIENTO**

- A la Universidad Nacional Agraria de la Selva, en especial a los docentes de la Facultad de Agronomía que contribuyeron a mi formación profesional.
- Al Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP-San Martín), con la Gerencia del Ing. M.Sc. Luis Arévalo López por todo el apoyo brindado y facilitar las instalaciones para el desarrollo del presente trabajo.
- Al Ing. Danter Cachique Huansi, co-patrocinador de la presente tesis, con quien comparto la amistad y quien me apoyó en todo momento para la iniciación y culminación de mi trabajo de investigación.
- Al Ing. Agr. Jaime Joseph Chávez Matías, asesor del presente trabajo, por su valiosa dirección y supervisión de la presente tesis.
- Al Dr. Francisco Mesén Sequeira (Ph.D), co-asesor del presente trabajo, por su valiosa orientación y revisión de la presente tesis.
- A los miembros del jurado de tesis, Ing. Agr. Jorge Adriazola Del Águila, Ing. Agr. Carlos Miranda Armas e Ing. Agr. Fernando Gonzáles Huíman por su apoyo.
- Al Ing. Fredy Enrique Quispe Jacobo; por sus consejos, sus palabras de Fe y Sabiduría me encaminaron para lograr metas.
- A mis amigos y compañeros de trabajo (IIAP), Guillermo Vásquez, Juan Guerrero, Rolando Pinedo, Víctor Arévalo, Leonardo Hidalgo, Marko Billy Torrejón, Warren Paredes; quienes me brindaron su apoyo en la realización de la tesis.

## INDICE

	Página
I. INTRODUCCIÓN.....	01
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	03
2.1. Generalidades de la especie en estudio.....	03
2.1.1. Origen y distribución.....	03
2.1.2. Clasificación botánica.....	03
2.1.3. Descripción morfológica.....	04
2.2. Sistemas de propagación.....	06
2.2.1. Propagación sexual.....	07
2.2.2. Propagación asexual.....	07
2.3. Propagación vegetativa a través de estacas.....	10
2.3.1. Bases fisiológicas de la propagación vegetativa a través de estacas.....	14
2.3.2. Factores abióticos que condicionan el enraizamiento de estacas.....	20
2.3.2.1. Efecto de la luz.....	20
2.3.2.2. Efecto de la temperatura ambiental.....	22
2.3.2.3. Efecto del medio de enraizamiento.....	23
2.3.2.4. Efecto de la humedad relativa.....	26
2.3.2.5. Efecto de reguladores de crecimiento.....	28
2.3.3. Factores bióticos que condicionan el enraizamiento de estacas.....	34
2.3.3.1. Edad de la planta madre.....	34

2.3.3.2. Sección de la planta madre para la obtención de estacas.....	34
2.3.3.3. Superficie foliar de la estaca.....	36
2.4. Sistemas y estructuras para propagación.....	37
2.4.1. Sistema con aspersion.....	38
2.4.2. Sistema sin aspersion.....	40
III. MATERIALES Y METODOS.....	43
3.1. Materiales.....	43
3.1.1. Ubicación del campo experimental.....	43
3.1.2. Condiciones climáticas.....	43
3.1.3. Cámara de enraizamiento.....	44
3.1.4. Características del área de propagación.....	45
3.2. Métodos.....	45
3.2.1. Evaluación de enraizamiento (%).....	45
3.2.2. Evaluación del número de raíces.....	46
3.2.3. Evaluación de longitud de raíz mayor (cm).....	46
3.2.4. Evaluación de brotación (%).....	46
3.2.5. Evaluación de defoliación (%).....	46
3.2.6. Evaluación de mortalidad (%).....	47
3.3. Componentes en estudio.....	47
3.3.1. Material vegetativo.....	47
3.3.2. Factores y niveles en estudio.....	47
3.3.3. Tratamientos en estudio.....	48
3.4. Diseño experimental.....	49

3.4.1. Modelo aditivo lineal.....	50
3.4.2. Análisis de varianza.....	51
3.5. Características de las unidades experimentales.....	52
3.6. Procedimiento experimental.....	53
3.6.1. Construcción e implementación de la infraestructura de propagación.....	53
3.6.2. Construcción e implementación del propagador de subirrigación.....	53
3.6.3. Identificación y selección de plantas madre.....	54
3.6.4. Preparación y etiquetados de plantas madre.....	54
3.6.5. Cosecha y traslado de brotes al área de propagación.....	55
3.6.6. Preparación de estacas.....	55
3.6.7. Tratamiento hormonal de estacas.....	56
3.6.8. Establecimiento de las estacas en el propagador, etiquetado.....	56
3.6.9. Instalación de equipos de mediciones ambientales.....	57
3.6.10. Manejo de los propagadores de subirrigación.....	57
3.6.11. Trasplante del material enraizado.....	58
3.6.12. Aclimatación del medio.....	58
IV. RESULTADOS Y DISCUSION.....	70
4.1. Porcentaje de enraizamiento.....	59
4.2. Número de raíces.....	69
4.3. Longitud de raíz mayor (cm).....	76
4.4. Porcentaje de brotación.....	78

4.5. Porcentaje de defoliación.....	83
4.6. Porcentaje de mortalidad.....	87
V. CONCLUSIONES.....	90
VI. RECOMENDACIONES.....	91
VII. RESUMEN.....	92
VIII.BIBLIOGRAFIA.....	93
IX. ANEXO.....	112



## INDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1.	Datos climáticos de julio a setiembre del 2008, correspondiente al periodo experimental.....	43
2.	Condiciones microclimáticas dentro de la cámara de subirrigación durante el desarrollo del experimento, IIAP, Tarapoto.....	44
3.	Descripción de los tratamientos en estudio.....	48
4.	Esquema del análisis de varianza.....	51
5.	Análisis de variancia del porcentaje de enraizamiento evaluado a los 30 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$ .....	59
6.	Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para el efecto principal dosis de ácido indolbutírico (A) y tipo de estaca (B) correspondiente al porcentaje de enraizamiento evaluados a los 30 días.....	61
7.	Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de enraizamiento evaluado a los 30 días.....	64
8.	Análisis de varianza del número de raíces por estacas evaluado a los 30 días. Datos transformados $\sqrt{x+1}$ .....	69
9.	Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para el efecto principal dosis de ácido indolbutírico (A) y tipo de estaca (B) correspondiente al número de raíces por estaca evaluado a los 30 días.....	71
10.	Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para los efectos principales (A) y (B) en el número de raíces por estaca evaluado a los 30	

	días.....	74
11.	Análisis de variancia de longitud de raíz mayor por estacas evaluado a los 30 días.....	76
12.	Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para el efecto principal dosis de ácido indolbutírico (A) y tipo de estaca (B) correspondiente a longitud de raíz mayor por estaca evaluados a los 30 días.....	78
13.	Análisis de variancia del porcentaje de brotación evaluado a los 30 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$ .....	79
14.	Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para el efecto principal dosis de ácido indolbutírico (A) y tipo de estaca (B) correspondiente al porcentaje de brotación evaluados a los 30 días.....	81
15.	Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de brotación evaluado a los 30 días.....	82
16.	Análisis de variancia del porcentaje de defoliación a los 30 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$ .....	83
17.	Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para el efecto principal dosis de ácido indolbutírico (A) y tipo de estaca (B) correspondiente al porcentaje de defoliación evaluados a los 30 días.....	85
18.	Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de defoliación evaluado a los 30 días...	86
19.	Análisis de variancia del porcentaje de mortalidad a los 30 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$ .....	87
20.	Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para el efecto principal dosis de	

	ácido indolbutírico (A) y tipo de estaca (B) correspondiente al porcentaje de mortalidad evaluados a los 30 días.....	88
21.	Datos originales del porcentaje de enraizamiento.....	113
22.	Porcentaje de enraizamiento, datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$ .....	113
23.	Datos originales de número de raíces.....	133
24.	Número de raíces, datos transformados $\sqrt{x + 1}$ .....	113
25.	Datos originales de longitud de raíces.....	114
26.	Datos originales de porcentaje de brotación.....	114
27.	Porcentaje de brotación, datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$ ...	114
28.	Datos originales de porcentaje de defoliación.....	114
29.	Porcentaje de defoliación, datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$ ..	115
30.	Datos originales de porcentaje de mortalidad.....	115
31.	Porcentaje de mortalidad, datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$ ..	115
32.	Datos promedios de humedad relativa, intensidad lumínica, temperatura del aire y del sustrato dentro del propagador de subirrigación durante 5 días de establecido el ensayo de estacas de <i>P. volubilis</i> .....	116

## INDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1.	Diagrama de dispersión entre dosis de ácido indolbutírico (AIB) y tipos de estacas con una curva de ajuste que aproxima la relación entre estas variables.....	62
2.	Efecto de dosis de ácido indolbutírico (AIB) y tipo de estaca sobre el porcentaje de enraizamiento de estacas de <i>Plukenetia volubilis</i> L. evaluados a treinta días en propagadores de subirrigación.....	65
3.	Efecto de dosis de ácido indolbutírico (AIB) y tipo de estaca sobre el número de raíces de estacas de <i>Plukenetia volubilis</i> L. evaluados a treinta días en propagadores de subirrigación.....	75
4.	Variaciones en la humedad relativa dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días.....	117
5.	Variaciones en la irradiación (intensidad lumínica) bajo una malla sombreadora de 20% de traspaso de luz dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días.....	117
6.	Variaciones en la temperatura del aire y del sustrato bajo una malla sombreadora de 20% de traspaso de luz dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días.....	118
7.	Diseño del propagador de subirrigación.....	118
8.	Brote de <i>Plukenetia volubilis</i> L. que muestra los tres tipos de	

	estacas a dos meses de realizado la poda.....	120
9.	Estacas juveniles utilizadas para el enraizamiento.....	120
10.	Preparación de las estaquillas, tratamiento hormonal.....	121
11.	Colocación de las estaquillas en los propagadores.....	121
12.	Estaca intermedia + 0.20 % AIB a 30 después del enraizamiento en el propagador de subirrigación.....	122
13.	Planta lograda del enraizamiento de estacas en el propagador, tratamiento T12 (45 después del repique)	122
14.	Croquis del experimento donde se muestra tratamientos y repeticiones.....	123

## I. INTRODUCCION

El sachá inchi (*Plukenetia volubilis* Linneo), especie nativa de la Amazonía se caracteriza principalmente por ser una fuente importante de omega 3, ya que posee almendras con mayor concentración de ácidos grasos esenciales que ninguna otra especie conocida en el mundo, razón por la cual el mercado internacional del producto se ha venido incrementando significativamente en los últimos años (PORRAS, 2005).

Actualmente se está empleando el método de propagación por semilla botánica que aprovecha sólo la porción aditiva de la varianza genética. Sin embargo no es el más indicado para la propagación de plantas madres por estar en función de la recombinación genética, resultando una población heterogénea en la descendencia. (SEVILLA y HOLLE, 2004). Según CACHIQUE (2006) la planta es de polinización cruzada.

En cambio, la propagación vegetativa, permite mantener el genotipo intacto y asegurar la conservación de germoplasma valioso; además de multiplicar genotipos superiores y aumentar la ganancia genética en periodos muy cortos al utilizar tanto los componentes aditivos como los no aditivos de la varianza genética total (ZOBEL y TALBERT, 1988).

El éxito de enraizamiento de estacas depende de gran cantidad de factores, relacionados con la minimización del déficit hídrico en las estacas, la optimización de la fotosíntesis durante el proceso de propagación, así como la

utilización de sustratos adecuados y reguladores de crecimiento que favorezcan la iniciación y desarrollo de las raíces (HARTMANN y KESTER, 1983; LOACH, 1988; LEAKEY *et. al.*, 1990; MESEN, 1993). Además, estos también se ven afectados por factores ambientales, como radiación solar, humedad relativa y temperatura durante el proceso de propagación (LEAKEY *et. al.*, 1990; DICK y DEWAR, 1992; MESEN, 1993).

En tal sentido considerando la importancia de la especie y el hecho que aún no existan resultados de investigaciones en enraizamiento por estacas, planteamos definir la característica de la estaca más apropiada para su enraizamiento, haciendo uso del ácido indolbutírico y de una tecnología sencilla y económica como es la utilización del propagador de subirrigación.

La hipótesis del estudio es que al menos una dosis de ácido indolbutírico y un tipo de estaca tendrá un mejor efecto en el éxito del porcentaje de enraizamiento de estacas de sachá inchi. En base a esto se planteó los siguientes objetivos:

1. Determinar el efecto de cuatro dosis de ácido indolbutírico sobre el enraizamiento de *Plukenetia volubilis* L., utilizando propagadores de subirrigación.
2. Determinar el efecto de tres tipos de estacas sobre el enraizamiento de *Plukenetia volubilis* L., utilizando propagadores de subirrigación.

## II. REVISION DE LITERATURA

### 2.1. Generalidades de la especie en estudio

#### 2.1.1. Origen y distribución

El género *Plukenetia* comprende 17 especies de distribución pantropical, 12 de América, tres de África, una de Madagascar y una de Asia (GILLESPIE, 1993, JIMÉNEZ 1993 y WEBSTER, 1994). En México se encuentran *P. carabiasiae* J. Jiménez Ram., *P. penninervia* Müell. Arg. y *P. stipellata* L. (GILLESPIE, 1993 citado por GALLUSER, 2004).

VALLES (1991), reporta que el sachá inchi (*P. volubilis* L.) es una planta voluble, trepadora y semileñosa. Descrita en 1753, botánicamente pertenece a la familia Euforbiaceae. Distribuida en el trópico latinoamericano desde el sur de México, Indias Occidentales, la Amazonia hasta el Acre de Bolivia. En el Perú se ha recolectado en Madre de Dios, Huánuco, Oxapampa, San Martín, Rodríguez de Mendoza, Ucayali (Pucallpa, Contamana y Requena), Putumayo, Loreto, Junín, Cuzco y Caballococha.

#### 2.1.2. Clasificación botánica

El sachá inchi se clasifica de la siguiente manera según (AYALA, 1999; GILLESPIE, 1997 y GALLUSER, 2004).



Reino	: Plantae
Subreino	: Fanerogama
Clase	: Magnoliopsida (Angiospermae)
Subclase	: Rosidae
Orden	: Euphorbiales
Familia	: Euphorbiaceae
Subfamilia	: Alcalyphoidae
Tribu	: Plukenetieae
Subtribu	: Plukenetiinae
Género	: Plukenetia
Especie	: <i>Plukenetia volubilis</i>

La especie *Plukenetia volubilis* L. es conocida de acuerdo al idioma o lugar con los siguientes nombres: sacha maní, maní del monte, maní del inca y inca peanut (USA) (MANCO, 2006).

### **2.1.3. Descripción morfológica**

El género pertenece a la subtribu *Plukenetiinae* Benth., junto a *Angostyles*, *Astrococcus*, *Haematostemon* y *Romanoa*, de los que se distingue fácilmente por tener 4 carpelos y 4 sépalos en la flor pistilada, frente a los 3 carpelos y 5-6 sépalos de la flor pistilada del resto de los integrantes de la

subtribu. *Plukenetia* puede reconocerse por ser lianas o bejucos con hojas aserradas, glándulas basilaminares, flores unisexuales, sin corola, 16-40 estambres, flores pistiladas con 4 sépalos, ovario con cuatro carpelos y frutos tetralobados o tetralados con 4 semillas. Las especies de *Plukenetia* pueden dividirse en dos grupos: uno, con hojas pinnatinervias y estilos totalmente connatos (al que pertenece *P. pinnatinervia*) y el otro, con hojas palmatinervias o triplinervias y estilo parcialmente connato (al que pertenecen *P. carabiasiae* y *P. stipellata*), aunque existe una especie (*P. verrucosa*) del último grupo con hojas palmatinervias o triplinervias y estilo totalmente connato. Para la distinción entre las especies del primer grupo son importantes los siguientes caracteres: el tamaño del fruto, el tipo de estambres (dimórficos o todos iguales) y su número y la forma de la columna estilar, el número de glándulas de la base de la lámina, el número de glándulas laminares y las estipelas situadas en la unión pecíolo-lámina; en el segundo grupo, los caracteres que permiten diferenciarlas son el grado de connación de la columna estilar y su tamaño, la forma y tamaño del fruto, el tipo de estambres (dimórficos o todos iguales) y su número, la presencia o ausencia de estipelas y la base de la hoja. Este género pertenece a la tribu *Plukenetieae* de la subfamilia *Plukenetieae* (WEBSTER, 1994), la cual se separa de la tribu *Tragiinae* por la ausencia de pelos erectos y urticantes, mencionado por GALLUSER, 2004.

El sachá inchi es una planta trepadora, arbustiva, semileñosa, de altura indeterminada. Presenta hojas alternas, de color verde oscuro, oval - elípticas, aseruladas y pinnitinervias, de 9 – 16 cm de largo y 6 – 10 cm. ancho.

El ápice es puntiagudo y la base es plana o semiarriñonada. Presenta inflorescencias hermafroditas constituidas de flores masculinas y femeninas. Las flores masculinas estaminadas dispuestas en racimos, son pequeñas y blanquecinas de forma cónica; las flores femeninas están dispuestas en la base del racimo, pudiéndose observar de una a dos flores femeninas por inflorescencia. Los frutos son cápsulas de 3,5 a 4,5 cm de diámetro, constituidos generalmente por 04 lóbulos aristados (excepcionalmente con 5 a 7); cada lóbulo contiene una semilla ovalada de diámetro entre 1,3 y 2,1 cm, es de color marrón oscuro, ligeramente abultada en el centro y aplastada hacia el borde (GILLESPIE y LYNN, 1993; VALLES, 1995).

*Plukenetia volubilis* L. es una planta monoica, que debido a su naturaleza florística es preferentemente de polinización cruzada. Presenta una asincronía entre la liberación del polen y la receptividad del estigma (dicogamia, de la clase protoginia); lo que evita que la progenie reúna las mismas características de la planta madre lo que ocasiona que la descendencia sea heterogénea, ocasionando pérdida gradual de los materiales promisorios (CACHIQUE, 2006).

## **2.2. Sistemas de propagación**

La propagación de las plantas se lleva a cabo mediante dos formas fundamentales: la reproducción sexual y la multiplicación vía asexual, que

presentan diversas modalidades de acuerdo a la aptitud y morfología de cada especie (ROCHA, 1998).

### **2.2.1. 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).

### **2.2.2. Propagación asexual**

La reproducción asexual puede ser; a) por medio de partes vegetativas, como tubérculos, estacas, rizomas, estolones o bulbos; y b) por medio de semillas no fertilizadas o apomixia. Toda la progenie de una planta reproducida asexualmente es genéticamente igual, y constituye un clon. Todas las plantas que forman un clon son genéticamente iguales entre sí y con la planta madre (SEVILLA y HOLLE, 2004). Más específicamente, es posible porque cada célula que compone la planta contiene la información genética necesaria para generar otro individuo de similares características al del original, denominado clon (KAINS y McQUESTEN, 1993). Es probable que en algunos casos no se aprecien las características fenotípicas del individuo original, debido a que el nuevo individuo puede ser influenciado por la variación

ambiental (ZOBEL y TALBERT, 1988), pero si es claro que el nuevo individuo es genéticamente idéntico al original.

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).

Una de las características más significativas de la clonación se refiere a que todos los descendientes del clon tienen el mismo genotipo básico, por lo cual la población tiende a ser fenotípicamente muy uniforme. Por lo general, toda la progenie de un clon tiene el mismo aspecto, tamaño, época de floración, época de maduración, etc., haciendo con ello posible la estandarización de la producción y otros usos del cultivar (HARTMANN y KESTER, 1996).

Resumiendo, la importancia de la reproducción asexual radica en la posibilidad de propagar, a escala operativa, material genético de alto valor, asegurando rápidas ganancias genéticas debido a la selección y reproducción

de genotipos individuales. Además, captura los componentes aditivos y no aditivos de la varianza genética, lo que permite producir masas uniformes y productivas (ZOBEL y TALBERT, 1988; SANTELICES, 1998). Sin embargo, entre las plantas de un clon puede ocurrir variabilidad y cambios conducentes a la deterioración (ZOBEL y TALBERT, 1988; HARTMANN y KESTER, 1996).

Probablemente el deterioro de mayor importancia sea el efecto del ataque de agentes patógenos, principalmente virus y plagas (HARTMANN y KESTER, 1996). MACDONALD (1986), señala y agrega a éstos, la variación genética (mutaciones) como también principal fuente de variabilidad de las plantas de un clon.

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.

### **2.3. Propagación vegetativa a través de estacas**

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).

En la propagación vegetativa a través de estacas, se corta de la planta madre una porción de tallo, raíz u hoja, después de lo cual esa porción se coloca en condiciones ambientales favorables y se induce a que forme raíces y tallos, obteniéndose con ello una planta nueva, independiente, que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta madre (HARTMANN y KESTER, 1996). Las estacas se dividen en tres grandes grupos, atendiendo a su origen: estacas de raíz, de tallo y de hojas. El método de propagación a través de estacas de tallo es el más importante (CUCULIZA, 1956; HARTMANN y KESTER, 1996).

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).

Es un medio para alcanzar las mayores ganancias genéticas en el menor tiempo posible y es una alternativa muy utilizada para producir material masivamente incrementando la calidad y productividad de las plantaciones (LEAKEY *et al.*, 1982; MESEN, 1998). Se considera un sistema apropiado de propagación si el enraizamiento está por encima del 70% (LEAKEY, 1985). El uso de material juvenil para la propagación vegetativa ha demostrado ser el más eficiente en numerosos estudios realizados por el CATIE (LEAKEY *et al.*, 1990; DIAZ *et al.*, 1991a,b; MESÉN 1998). Según WELLS (1979), este método de propagación es uno de los más utilizados a nivel práctico y posee una gran importancia económica.

Son múltiples las razones y utilidades que este método de propagación puede presentar al momento de aplicarlo. Entre éstas se encuentra la mantención de clones a través del tiempo. Esta utilidad es particularmente importante en la propagación de árboles frutales, ornamentales y de importancia forestal (AWAD, 1993). La estaca proveniente de tallos tiene la ventaja de su fácil obtención y mayor disponibilidad de material, presentando resultados satisfactorios (PEREIRA, 2003).



Algunos factores pueden influenciar la propagación por estacas, entre ellas la posición de la estaca en la rama, por el grado de lignificación, cantidad de reservas y diferenciación de los tejidos, el tipo de sustrato, por sus características químicas y físicas, el genotipo, las condiciones fisiológicas de la planta madre y las condiciones ambientales, además que los resultados pueden ser mejorados con un tratamiento previo de las estacas con productos químicos, como los reguladores de crecimiento (Hartmann y Kester., 1996 citado por BASTOS 2006).

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

El enraizamiento de estacas puede ser mejorado de diferentes formas; a) químicamente por la aplicación de auxinas, reguladores de crecimiento, cofactores de enraizamiento y fungicidas, b) físicamente regulando la longitud de estaca, su área foliar, el corte de la base y c) ambientalmente manipulando el contenido de humedad y la humedad relativa, la luz, la temperatura y el medio de enraizamiento (LEAKEY, 1985).

Estas estacas pueden clasificarse en varias categorías:

- a. Según la naturaleza del órgano separado (rama, brote, raíz, hoja).
- b. Según su estado (lignificado o herbáceo), una limitante para la utilización de estacas enraizadas ha sido su dependencia de la edad; los árboles jóvenes suelen enraizar con una rapidez mayor, pero es casi imposible enraizar los mismos árboles cuando están maduros (ZOBEL y TALBERT, 1988).
- c. Según la época en que se realice la operación (invierno, primavera, verano, otoño).
- d. Según los diversos tratamientos que puedan darse a la estaca (ZOBEL y TALBERT, 1988).

Según HARTMANN y KESTER (1996), a las estacas se les clasifica de acuerdo con la parte de la planta de que proceden como sigue:

Estacas de tallo

De madera dura

Siempre verdes de hoja angosta

De madera semidura

De madera suave

Herbáceas

Estacas de hoja

Estacas de hoja con yema

Estacas de raíz

Según MESÉN y VIQUEZ (2003), clasifican a las estacas según el objetivo de la plantación, el primero para el establecimiento de huertos clonales con la utilización de material fisiológicamente adulto, ya sea yema o espigas de la copa para injertación, estacas de la copa para enraizamiento, acodos de la copa, estacas leñosas o estación y el segundo, la utilización de material fisiológicamente juvenil, el cual dará origen a un árbol de crecimiento normal similar al de una plántula de semilla conocidos como estacas juveniles, suculentas o estaquillas no lignificadas; el material juvenil se origina de rebrotes de tocones, de rebrotes o brotes basales de árboles en pie o de plántulas jóvenes, entre otros.

### **2.3.1. Bases fisiológicas de la propagación vegetativa a través de estacas**

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).

En la mayoría de las plantas, la formación de callo y de las raíces es independiente entre sí y cuando ocurren en forma simultánea es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares (HARTMANN y KESTER, 1996).

En especies leñosas perennes, en las cuales hay una o más capas de xilema y floema secundarios, en las estacas de tallo, usualmente se originan de células de parénquima vivientes, primordialmente en el xilema secundario joven, pero a veces lo hacen de otros tejidos como los radios vasculares, el cambium, el floema, las lenticelas o la médula (HARTMANN y KESTER, 1996).

GUTIERREZ (1997), señala que la formación de raíces depende de una serie de factores internos o endógenos, los que interactúan, en forma compleja, generando cambios en el metabolismo, la desdiferenciación y el crecimiento.

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).

El desarrollo vegetal está influenciado, entre otros factores, por diversas sustancias de síntesis natural, conocidas como hormonas, y otras sintéticas denominadas reguladores de crecimiento. Para distinguir entre hormonas vegetales y reguladoras del crecimiento, se puede decir que, todas las hormonas regulan el crecimiento, pero que no todos los reguladores del crecimiento son hormonas. De las fitohormonas (etileno, giberelinas, citoquininas, auxinas e inhibidores del crecimiento, como el ácido abscísico), las auxinas son los que tienen el mayor efecto sobre la formación de raíces (HARTMANN y KESTER, 1996).

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; 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).

Las auxinas se sintetizan en las hojas y meristemas 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 más lento 1cm/hora en raíces y tallos; además, es un transporte polar, es decir, siempre basipétalo en el tallo (hacia la base) y en las raíces también es un transporte polar, pero en sentido acropétalo (hacia los ápices) (STRASBURGER, 1994).

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 meristemas 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).

La iniciación de raíces en las estacas requiere de energía. Considerando que las sustancias lipídicas normalmente no son abundantes en los tallos, la degradación de carbohidratos se constituye probablemente en la única fuente de energía en la estacas para activar el proceso rizogénico, señalándose al almidón, cuando está presente, como la principal y posiblemente única fuente de energía para la iniciación y desarrollo del primordio radical (GUTIERREZ, 1997).



## **2.3.2. Factores abióticos que condicionan el enraizamiento de estacas**

### **2.3.2.1. Efecto de la luz**

La irradiación, el fotoperiodo y la calidad de luz, cuyas necesidades son variables según la especie, deben ser adecuadas para mantener una tasa fotosintética que garantice suficiente producción de carbohidratos para la sobrevivencia de las estacas y la iniciación radicular sin comprometer el vigor vegetativo de las estacas, las cuales son variables con las especies (Xavier, 2002 citado por TORRES, 2003). Entretanto se debe evitar que las estacas sean expuestas a incidencia directa de los rayos solares, a fin de evitar la quema de los tejidos más tiernos (Ikemori, 1975; Valle, 1978 citado por TORRES, 2003).

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

demasiada concentración de carbohidratos, fotodestrucción de las auxinas, cambios en las relaciones de agua y concentración de sustancias promotoras o inhibidoras del crecimiento (HARTMANN y KESTER, 1996).

En todos los tipos de crecimiento y desarrollo de las plantas, la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis. En el enraizamiento de estacas, los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces. Los efectos pueden deberse a la intensidad (radiancia), al fotoperiodo (longitud del día) y a la calidad de luz. Estos efectos pueden ser ejercidos ya sea en las plantas madres de las que se toma el material o en las estacas mismas durante el proceso de enraizamiento (DIRR y HEUSER, 1987; HARTMANN y KESTER, 1996). La duración y la intensidad de la luz son factores que deben ser considerados, ya que son fundamentales en la producción de hormonas o auxinas y en la fotosíntesis, básicamente en la formación de carbohidratos, y por lo tanto necesaria para la iniciación y formación de raíces y yemas en las estacas; (MACDONALD, 1986). En algunas especies el mayor porcentaje de enraizamiento se obtiene con fotoperiodos largos y de iluminación continua (HARTMANN y KESTER, 1996).

BRAUDEAU (1981), menciona que en la práctica, se cumplen las condiciones óptimas cuando las camas de enraizado están colocados bajo una sombra que deje pasar 25% de luz, al tiempo que sólo de un 10 a 12% de la luz total incida sobre las ramas. Para el buen éxito es

necesario que el grado de fotosíntesis exceda ligeramente al grado de respiración, pues de lo contrario sobreviene la muerte de las estacas por carencia de carbohidratos.

### **2.3.2.2. Efecto de la temperatura ambiental**

Las temperaturas excesivas del aire tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y a aumentar la pérdida de agua por las hojas (HARTMANN y KESTER, 1996), hecho indeseable para la propagación, ocurre también el aumento de la transpiración, provocando necrosamiento (Fachinelo, 1986 citado por TORRES, 2003), aumentan la respiración de los tejidos, provocando un agotamiento de las reservas nutricionales mientras que bajas temperaturas reducen el proceso fotosintético (Carrera, 1977 citado por TORRES, 2003), y disminuyen el metabolismo de las estacas, llevando a un mayor tiempo para el enraizamiento o, incluso aun, proporcionando condiciones inadecuadas para que ocurra desarrollo y crecimiento radicular (Xavier, 2002 citado por TORRES, 2003). Debido a que las temperaturas dependen del nivel de irradiación, el uso de sombra es una medida efectiva para prevenir un aumento en la temperatura del sustrato de enraizamiento y del aire que rodea las estacas (Leakey y Mesén, 1991 citado por NUÑEZ, 1997).

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie (HARTMANN y KESTER, 1996). BOTTI (1999), señala

que la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 °C, mientras (HARTMANN y KESTER, 1996) restringen el rango de 21 a 27 °C. La temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15 °C (HARTMANN y KESTER, 1996; BOTTI, 1999).

Muchas especies logran mayores porcentajes de enraizamiento y en menor tiempo cuando la temperatura del sustrato se mantiene entre 25 °C y 28 °C en los primeros 15 a 20 días, para luego disminuirla a 18 °C y 20 °C. Esta condición puede llegar a ser decisiva en el proceso de enraizamiento para algunas especies vegetales (BOTTI, 1999). Pero no siempre existen los medios económicos para poder implementar camas calientes. Evans, 1952 citado por HENRIQUEZ (2004), menciona que la temperatura del aire debe mantenerse entre 27 °C y 29 °C y no pasar de 30°C.

### **2.3.2.3. Efecto del medio de enraizamiento**

El factor más importante asociado con el medio de enraizamiento es la aireación (GUTIERREZ, 2003). Según (Haissig, 1986 citado por NUÑEZ, 1997), la relación entre aire y agua en el medio de enraizamiento juega un papel importante en el éxito de la macropropagación, al influir en la disponibilidad de oxígeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas. Una atmósfera de suelo saturada, particularmente cuando carece de oxígeno, favorece la pudrición; un riego deficiente, y una concentración de oxígeno en el suelo muy alta conduce a la

formación de callo en la base de la estaca y, en general, el crecimiento radical lento. Por todo esto, es importante la selección correcta de los medios de enraizamiento (Evans, 1951 citado por LEAL *et al.*, 1994).

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

El medio de enraizamiento puede afectar el tipo de sistema radical que se originan de las estacas. Las estacas de algunas especies si se hacen enraizar en arena, producen raíces largas, no ramificadas, gruesas y quebradizas, pero cuando enraízan en una mezcla como arena y musgo turboso, o de perlita y musgo turboso, desarrollan raíces bien ramificadas, delgadas y flexibles, de un tipo más apropiado para extraer y volver a plantar (HARTMANN y KESTER, 1996).

Salisbury y Ross, 2000 citado por HENRIQUEZ (2004), señala que el crecimiento y morfología de las raíces sigue un control genético, pero también influye su entorno edáfico; en este mismo sentido Fitter (1996) citado por HENRIQUEZ (2004), señala que existen varios factores asociados al suelo como la humedad, que modifican el área de la superficie de la raíz, su sobrevivencia y desarrollo, ya que al parecer tiene un efecto en el alargamiento de las raíces, pero no en su diferenciación; además, afirma que varios factores como el nivel de oxígeno y textura del suelo, concentración de dióxido de carbono, luz y reguladores de crecimiento, también parecen ser importantes.

El sustrato de propagación debe cumplir tres funciones muy importante para el éxito del proceso: sujetar las estacas, mantener la humedad y permitir el intercambio de gases (HARTMANN y KESTER, 1996; BOTTI, 1999). Por lo tanto, cualquier material o mezcla de materiales que se utilice debe permitir una buena retención de agua (sin acumularla excesivamente) y una aireación que permita un contenido de oxígeno adecuado para la respiración de los tejidos sometidos a la producción de nuevas raíces (BOTTI, 1999). También debe poseer un buen drenaje y estar libre de microorganismos (PEATE, 1989). Además, debe contener un escaso contenido de materia orgánica (SANDOVAL, 1997), con una densidad aparente baja, para facilitar su mezcla, manipulación, traslado y trasplante (JAMES, 1986). El sustrato tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento y debe ser considerado como parte integral de cualquier sistema de propagación.

Un buen sustrato combina una buena aireación con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agentes contaminantes.

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

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

#### **2.3.2.4. Efecto de la humedad relativa**

En la atmósfera seca, hay un aumento en la evapotranspiración y las estacas pueden desecarse. Se precisa entonces una humedad relativa del aire alta en los comienzos del enraizado para reducir la evapotranspiración y evitar el marchitamiento de los propágulos (DÍAZ *et al.*, 1991) ya que las hojas son en extremo sensible a cualquier pérdida de agua por evaporación, pérdida que no puede ser compensada con una absorción de agua por la parte baja de la estaca aunque esta esté sumergida en el agua: los

vasos conductores están, en efecto, parcialmente bloqueados por los mucílagos y los productos de oxidación que se forman en la superficie de corte (BRAUDEAU, 1981). La pérdida de agua es una de las principales causas de muerte de estacas antes de la formación de raíces, pues para que haya división celular, es necesario que las células del tejido de la estaca deban estar turgentes. Por tanto, el potencial de pérdida de agua en una estaca es muy grande, sea a través de las hojas o de las brotaciones en desarrollo, considerando que las raíces aun no están formadas. Eso se ve agravado cuando se trabaja con especies que exigen largo tiempo para formar raíces y cuando se utilizan estacas con hojas y/o de consistencia herbácea (Norberto, 1999 citado por TORRES, 2003).

La humedad alrededor de las estacas tiene influencia en el estatus hídrico; la mayoría de los sistemas de propagación tienden a mantener un alto grado de saturación en la atmósfera a través del uso de coberturas de polietileno o a través del suministro de agua en minúsculas gotas, o aun, a través de la combinación de ambos métodos (Malavasi, 1994 citado por TORRES, 2003). El efecto más inmediato que se atribuye al déficit hídrico sobre la capacidad para enraizar, es el cierre estomático. Esto afecta la ganancia de carbohidratos por medio de la fotosíntesis, al reducir la difusión de dióxido de carbono a los cloroplastos. A su vez, relaciona el cierre estomático causado por deficiencia de agua, con el aumento en el contenido del ABA (ácido abscísico), el cual ha sido considerado un inhibidor del enraizamiento (Loach, 1988 citado por NUÑEZ, 1997).



Es de gran importancia que las condiciones ambientales de temperatura y humedad en el sector de propagación puedan ser controladas, manteniéndolas dentro de los rangos adecuados (BOTTI, 1999). La humedad debe mantenerse alta; entre 70 y 80% aproximadamente para evitar la deshidratación del material vegetal, especialmente en el caso de estacas verdes o herbáceas. Para ello es indispensable el empleo de boquillas con riego fino intermitente (mist) o incluso un equipo que entregue niebla fina (nebulizado) cada vez que la humedad ambiental disminuya en el invernadero, de esta forma se mantiene la humedad adecuada del sustrato y se humedecen las hojas de las estacas, reduciendo a la vez la temperatura del medio y la transpiración de las estacas (DIRR y HEUSER, 1987; HARTMANN y KESTER, 1996; BOTTI, 1999). La humedad relativa debe ser muy alta, cercana al 100%, para reducir la transpiración y asegurar la turgencia de las células de la hoja.

#### **2.3.2.5. Efecto de reguladores de crecimiento**

Existe cierto número de compuestos sintéticos que cuando son introducidos en la planta con frecuencia producen resultados similares a aquellos causados por las hormonas que ocurren naturalmente. Estos compuestos han sido denominados “reguladores de crecimiento vegetal” o fitorreguladores y no pueden ser llamadas hormonas (Barcelló, 1992; citado por FANEGO, 2006).

Las auxinas, ha sido bien documentado el efecto que tienen las mismas en promover el desarrollo de raíces adventicias en la base de la estaca, por medio de la capacidad de promover la iniciación de primordios radicales y de transportar carbohidratos y cofactores a la base de la estaca (Leakey *et al.*, 1982 citado por NUÑEZ, 1997).

Existe un efecto directo de las auxinas en cuanto a la división celular y la elongación, así como en un aumento en el transporte de carbohidratos y cofactores foliares a la base de la estaca, donde se llega a promover el desarrollo y formación del primordio inicial (Haissig 1974a citado por NUÑEZ, 1997).

El transporte de las auxinas se realiza en forma polar, quiere decir que en el tallo se dará en dirección basípeta y en la raíz en dirección acrópeta (FANEGO, 2006). El transporte polar ocurre por la diferencia del potencial hídrico del tallo, el cual es positivo en la base y negativo en el ápice, como el IAA es un ácido que resulta ser electronegativo, es repelido por las células apicales y atraído por las basales (Valdés, 2001; citado por FANEGO, 2006). El movimiento ocurre normalmente en los tejidos como un todo a través de las células, más bien que usando conductos del xilema y del floema. Presumiblemente el proceso de transporte implique una interacción entre el AIA y la membrana plasmática de las células de las plantas (FANEGO, 2006).

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

HARTMANN y KESTER (1996) indican que el propósito de tratar las estacas con reguladores de crecimiento es aumentar el porcentaje de enraizamiento, reducir el tiempo de iniciación de raíces y mejorar la calidad del sistema radical formado.

Las auxinas mejoran el transporte y la producción de la sacarosa en las hojas, que es uno de los factores que más ayudan al enraizamiento, por ser una fuente de carbono (JARVIS, 1986).

Las auxinas pueden ser aplicadas de varias formas, pero en general, los métodos más utilizados son la aplicación en mezclas con talco neutro, la inmersión rápida en soluciones concentradas (quick dip), remojo en soluciones acuosas diluidas y, exclusivamente para fines experimentales, la aplicación con microjeringa (MESÉN, 1998). La técnica de inmersión rápida consiste en introducir la base de la estaca en una solución concentrada de la auxina por pocos segundos e insertar inmediatamente la estaca en el medio de

propagación, si es en solución de alcohol, hay que evaporarlo antes de introducirlo (MESÉN, 1998). El método de tratamiento con solución concentrada tiene varias ventajas respecto a otros; elimina la necesidad de disponer de equipos para remojar las estacas y después volverlas a manejar para insertarlas en el medio de enraíce. Además, es muy probable que se obtengan resultados más uniformes debido a que las condiciones circundantes no influyen tanto en la absorción de la sustancia por las estacas como en los otros dos métodos (HARTMANN y KESTER, 1996).

Otros autores recomiendan el uso de alcoholes diluidos al 50% para no causar daños en el tejido vegetal. Sin embargo, existe el problema de que los ácidos no se disuelvan. Las soluciones deben ser ajustadas para cada especie, dependiendo del grado de lignificación de la estaca y la duración de la inmersión no debe ser prolongada (BLAZICH, 1988). El AIB es una auxina sintética químicamente similar al AIA que en la mayoría de las especies ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso como sustancia promotora de enraizamiento. Tiene la ventaja de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradada fácilmente por la luz o microorganismos y al ser insoluble en agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto (MESEN, 1998).

La aplicación de reguladores de crecimiento para el enraizamiento se torna necesaria cuando el balance citocinina/auxina se

encuentra muy alto. Por lo tanto es necesario que haya un balance adecuado, especialmente auxinas, giberelinas y citoquininas, o sea, un equilibrio entre promotores e inhibidores del proceso de iniciación radicular. La manera más común de promover ese equilibrio es a través de la aplicación exógena de reguladores de crecimiento sintéticos, como AIA (ácido indolacético), AIB (ácido indolbutírico), o ANA (ácido naftalenacético), que pueden elevar el contenido de auxina en el tejido y proporcionar mayor porcentaje, velocidad, calidad y uniformidad de enraizamiento (TORRES, 2003).

Las plantas poseen varios mecanismos que reducen o anulan la efectividad del AIA, conjugándolos con otros compuestos o destruyéndolo, lo cual no sucede con el AIB o el ANA (BLAZICH, 1988). Dentro del rango normal de concentración de AIB utilizadas para la mayoría de las especies (0.1 - 0.2%), las concentraciones mayores también tienen un efecto positivo al inhibir el crecimiento de las yemas en las estacas durante las primeras semanas en el propagador, al inducir el transporte de asimilados hacia la base de la estaca y permitir el desarrollo de raíces sin competencia con un brote en crecimiento. Una vez que se forman las raíces, la recuperación del balance hídrico y las reacciones fotosintéticas en la planta restauran el balance de crecimiento entre el brote y las raíces. Si no se aplican auxinas, el brote podría empezar a desarrollarse en la estaca antes de la formación de las raíces. Esto crea un punto de atracción de asimilados hacia los brotes, en competencia con la base de la estaca, lo cual reduce el enraizamiento (MESEN, 1993).

En *Cordia alliodora*, un aumento en la concentración de AIB desde 0.0% hasta 1.6%, aumentó el porcentaje de enraizamiento de estacas de 10% a 70% y redujo el tiempo de formación de las primeras raíces, de ocho a tres semanas. En estos casos, se utilizó una jeringa micrométrica para aplicar la cantidad exacta de auxina a cada estaca y se usó alcohol como solvente, con evaporación del alcohol antes de insertar las estacas al medio de propagación (MESEN, 1993).

En trabajos realizados en el CATIE (DÍAZ *et al.*, 1991 y 1992; LEAKEY *et al.*, 1990; MESÉN *et al.*, 1992 y 1996; MESÉN 1993; MESÉN y TREJOS, 1997; NUÑEZ 1997), la concentración de 0.2% de AIB ha dado los mejores resultados en *Alnus acuminata*, *Bombacopsis quinata*, *Cedrela odorata*, *Eucalyptus deglupta*, *Gmelina arborea* y *Swietenia macrophylla*. Con *Platymiscium pinnatum*, las dosis de 0.2% y 0.4% de AIB fueron las mejores cuando se utilizó grava o arena como sustrato, respectivamente. Algunas especies respondieron mejor ante dosis mayores, por ejemplo *Terminalia oblonga*, (0.8%), *Cordia alliodora* (0.8% 1.6%) y *Hyeromina alchomeoides* (1.6%), mientras que *Albizia guachaepete* enraizó igualmente bien en concentraciones desde 0.05% hasta 0.4% de AIB. Contraria a todas las demás especies evaluadas, *Vochysia guatemalensis* presentó mayores porcentajes de enraizamiento cuando no se aplicó auxinas, aunque el número de raíces producidas en las estacas aumentó con dosis crecientes de AIB desde 0% hasta 0.8%; la concentración de 0.2% presentó el mejor balance entre enraizamiento y calidad del sistema radical formado.

### **2.3.3. Factores bióticos que condicionan el enraizamiento de estacas**

#### **2.3.3.1. Edad de la planta madre**

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

#### **2.3.3.2. Sección de la planta madre para la obtención de estacas**

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

diferenciación, habiendo más células que pueden volverse meristemáticas (HARTMANN y KESTER, 1996).

Es necesario destacar que pueden existir diferencias en el enraizamiento y crecimiento entre las estacas obtenidas de los tallos y otras obtenidas de ramas, en la misma planta madre (MACDONALD, 1986; DIRR Y HEUSER, 1987; HARTMANN Y KESTER, 1996). En ciertas especies las estacas tomadas de ramas laterales con frecuencia tienen un porcentaje de enraizamiento mayor que aquellas tomadas de ramas terminales fuertes y vigorosas (HARTMANN y KESTER, 1996). Sin embargo, en ciertas especies las plantas propagadas por estacas tomadas de ramas laterales pueden tener un hábito de crecimiento indeseable, denominado topófisis (MACDONALD, 1986; DIRR y HEUSER, 1987; HARTMANN y KESTER, 1996).

La topófisis consiste en un cambio o variación de fases de diferentes partes de la planta y cuyos meristemas perpetúan esas fases en su descendencia vegetativa (MACDONALD, 1986; HARTMANN y KESTER, 1996). En la práctica la topófisis se manifiesta en que una estaca tomada del tallo (ortotrópico) de una planta madre tendrá el mismo hábito de crecimiento vertical. En cambio, una estaca extraída de una rama de hábito plageotrópico se desarrollará y crecerá horizontalmente, o sea perpetuará el hábito plageotrópico (MACDONALD, 1986; DIRR y HEUSER, 1987; HARTMANN y KESTER, 1996).



### **2.3.3.3. Superficie foliar de la estaca**

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

Es importante mantener un potencial hídrico relativamente alto en las hojas y así, disminuir la actividad oxidasa en la fotosíntesis (producción de peróxido de hidrógeno, que es tóxico para las plantas) e incrementar la actividad de las auxinas producidas naturalmente (Loach, 1977 citado por GUTIÉRREZ, 2003). Si se retiene la hoja en una estaca, la fotosíntesis puede continuar, pero el costo de fotosintetizar es transpirar. La respuesta de la planta es el cierre de estomas, limitando la adquisición de CO<sub>2</sub>, para realizar la fotosíntesis (Leakey, 1985 citado por GUTIÉRREZ, 2003).

BRAUDEAU (1981), menciona que una estaca juvenil sin hojas no puede arraigar. Una estaca que pierde sus hojas en el transcurso del arraigue está igualmente condenada, pues aunque esté empezando a emitir raíces, no podrá desarrollarse. Es necesario una superficie foliar mínima para asegurar la

fotosíntesis precisada para satisfacer las necesidades correspondientes al desarrollo del sistema radical y a la vida de la estaca.

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

#### **2.4. 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 aspersion, 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).

#### **2.4.1. Sistema con aspersion**

Este es tal vez el método más comúnmente utilizado para evitar el estrés hídrico. Está basado en la aspersion 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 aspersion 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 aspersion. 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).

#### **2.4.2. 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.

Su efectividad 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 aspersion (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).

El microambiente dentro del propagador ejerce una influencia crítica en el enraizamiento de estacas (MESÉN, 1998). El microambiente ideal debe mantener niveles óptimos de irradiación, temperaturas adecuadas en el aire, sustrato, las hojas y buen balance de agua en las estacas (Loach, 1988; citado por MESÉN, 1998). El microclima de los propagadores de subirrigación es comparable al de otros sistemas más sofisticados. En una comparación del sistema de subirrigación con el de nebulización, se encontraron valores mayores de humedad relativa, y menores de temperatura foliar y temperatura del aire. Además, el aire se satura en horas de la noche, lo cual resulta la condensación de agua en las hojas y humedecimiento del follaje. Gran cantidad de agua también se condensa en el plástico de la tapa y su caída contribuye además al humedecimiento de las hojas (MESÉN, 1998). Las evaluaciones del sistema de subirrigación han demostrado que es al menos tan efectivo como otros sistemas más sofisticados, e indican su potencial para un amplio rango de especies (NEWTON y JONES, 1993).

### III. MATERIALES Y METODOS

#### 3.1. Materiales

##### 3.1.1. Ubicación del campo experimental

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en el vivero del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) San Martín, ubicado en el distrito de Morales, provincia y departamento de San Martín; cuyas coordenadas UTM son: N 9283654 y E 0347742 a una altitud de 332 m.s.n.m.

##### 3.1.2. Condiciones climáticas

**Cuadro 1.** Datos climáticos de julio a setiembre del 2008, correspondiente al periodo experimental.

Meses	Temperatura (°C)			Humedad Relativa (%)	Horas Sol Día	Precipitación (mm)
	Mínima	Máxima	Media			
Julio	19.33	24.93	22.13	72.92	9.04	46.20
Agosto	19.17	26.68	22.92	66.52	8.00	56.25
Setiembre	19.36	26.20	22.78	70.63	7.70	130.95

FUENTE: SENAMHI, Tarapoto (2008).



**Cuadro 2.** Condiciones microclimáticas dentro de la cámara de subirrigación durante el desarrollo del experimento, IIAP, Tarapoto.

<b>Características</b>	<b>Promedio</b>	<b>Rango</b>
<b>Humedad relativa (%)</b>	78.87	66.20 - 89.14
<b>Temperatura del aire (°C)</b>	27.12	23.26 - 29.96
<b>Temperatura del sustrato (°C)</b>	28.21	24.00 - 31.56
<b>Radiación solar (lx)</b>	75.09	0.80 - 157.00

FUENTE: Elaboración propia.

En la primera semana de haber instalado el experimento y por el transcurso de cinco días al interior del ambiente de propagación y bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz (Cuadro 2 y Figura 4, 5 y 6, Anexo), se registró un rango de humedad relativa de 66.20% a 89.14%. El promedio de la radiación solar (intensidad lumínica) fue de 75.09 lux. El promedio de la temperatura del aire fue de 27.12 °C y la temperatura del sustrato de 28.21 °C.

### **3.1.3. Cámara de enraizamiento**

La cámara de subirrigación es un propagador basado en el diseño HOWLAND (LEAKEY *et al.*, 1990) (Figura 7, Anexo), su estructura es de listones de madera forrada con plástico transparente grueso, con un techo también forrado con plástico y unido con bisagras, soportada en plataformas de

concretos nivelados; la base de la cámara está rellena de piedras grandes, medianas y grava sobre el cual se colocó el sustrato (arena media). Posteriormente se agregó agua hasta la base del sustrato, de manera que una vez cerrado el propagador, se crea un ambiente interior de alta humedad relativa. Cada sustrato fue previamente lavado, secado y luego desinfectado con hipoclorito de sodio a 5.25%.

#### **3.1.4. Características del área de propagación**

Instalación de 2.0 m de altura que proporcionó sombra de 80% para regular el paso de la radiación solar y la temperatura hacia las cámaras de subirrigación además presentó un piso con topografía plana para permitir la homogeneidad en la distribución del agua al interior de la cámara.

### **3.2. Métodos**

#### **3.2.1. Evaluación de enraizamiento (%)**

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

### **3.2.2. Evaluación del número de raíces**

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

### **3.2.3. Evaluación de longitud de raíz mayor (cm)**

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

### **3.2.4. Evaluación de brotación (%)**

Se evaluó al final del experimento, contándose el número de estacas con brotes aéreos en base al total de unidades experimentales por tratamiento y por repetición. Se consideró como estaca brotada la que presentó al menos un brote aéreo de 3 mm de longitud.

### **3.2.5. Evaluación de defoliación (%)**

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

### **3.2.6. Evaluación de mortalidad (%)**

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

### **3.3. Componentes en estudio**

#### **3.3.1. Material vegetativo**

Se utilizaron estacas de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) ecotipo Mishquiyacu del Centro de Investigaciones Pucayacu del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana ubicado en el caserío Bello Horizonte, distrito de la Banda de Shilcayo, provincia y departamento de San Martín a 7 km de la ciudad de Tarapoto (Anexo).

#### **3.3.2. Factores y niveles en estudio**

- **Dosis de Acido Indolbutírico (A)**

$$a_1 = 0.00\%$$

$$a_2 = 0.10\%$$

$$a_3 = 0.15\%$$

$$a_4 = 0.20\%$$

- **Tipos de Estacas (B)**

$b_1$  = Apical

$b_2$  = Intermedia

$b_3$  = Basal

### 3.3.3. Tratamientos en estudio

**Cuadro 3.** Descripción de los tratamientos en estudio.

<b>Tratamiento</b>	<b>Clave</b>	<b>Dosis de AIB</b>	<b>Tipo de Estaca</b>
T <sub>1</sub>	a <sub>1</sub> b <sub>1</sub>	0.00%	Apical
T <sub>2</sub>	a <sub>1</sub> b <sub>2</sub>	0.00%	Intermedia
T <sub>3</sub>	a <sub>1</sub> b <sub>3</sub>	0.00%	Basal
T <sub>4</sub>	a <sub>2</sub> b <sub>1</sub>	0.10%	Apical
T <sub>5</sub>	a <sub>2</sub> b <sub>2</sub>	0.10%	Intermedia
T <sub>6</sub>	a <sub>2</sub> b <sub>3</sub>	0.10%	Basal
T <sub>7</sub>	a <sub>3</sub> b <sub>1</sub>	0.15%	Apical
T <sub>8</sub>	a <sub>3</sub> b <sub>2</sub>	0.15%	Intermedia
T <sub>9</sub>	a <sub>3</sub> b <sub>3</sub>	0.15%	Basal
T <sub>10</sub>	a <sub>4</sub> b <sub>1</sub>	0.20%	Apical
T <sub>11</sub>	a <sub>4</sub> b <sub>2</sub>	0.20%	Intermedia
T <sub>12</sub>	a <sub>4</sub> b <sub>3</sub>	0.20%	Basal

### 3.4. Diseño experimental

En el presente trabajo de investigación se utilizó el diseño completo al azar (DCA) con arreglo factorial 4A3B que contempló el factor regulador de crecimiento (A) y estaca (B). Como regulador de crecimiento se empleó el ácido indolbutírico (AIB) en los niveles  $a_1= 0.00\%$ ,  $a_2= 0.10\%$ ,  $a_3= 0.15\%$  y  $a_4= 0.20\%$ , mientras que para el factor estaca los niveles fueron  $b_1=$  apical,  $b_2=$  intermedio y  $b_3=$  basal, cuyas interacciones hacen un total de 12 tratamientos, con tres repeticiones que hacen un total de 36 unidades experimentales. Cada unidad experimental estuvo constituida por 9 estacas. Los resultados de enraizamiento (%), número de raíces, longitud de raíz mayor (cm), brotación (%), defoliación (%) fueron evaluados en el programa Microsoft Excel 2007 y sometidos a un análisis de varianza y prueba de rangos múltiples de Tukey ( $p \leq 0.01$  y  $p \leq 0.05$ ) empleando el procedimiento GLM (Modelo General Lineal) en el programa SAS V7.2 (SAS Institute Inc.), los datos de porcentaje fueron transformados convenientemente mediante la fórmula  $\arcsen \sqrt{\%}$  y datos de conteo transformados a  $\sqrt{x + 1}$  (SNEDECOR y COCHRAN 1980).

### 3.4.1. Modelo aditivo lineal

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

**Donde:**

- $Y_{ijk}$  = Es la respuesta obtenida en la k-ésima repetición a la cual se le aplicó el i-ésimo nivel del factor dosis de AIB, con el j-ésimo nivel del factor tipo de estaca.
- $\mu$  = Es el efecto de la media general
- $\alpha_i$  = Efecto del i-ésimo nivel de AIB
- $\beta_j$  = Efecto del j-ésimo nivel de estaca
- $\alpha\beta)_{ij}$  = Efecto de la interacción entre el i-ésimo nivel del factor dosis de AIB con j-ésimo nivel del factor tipo de estaca.
- $\epsilon_{ijk}$  = Es el efecto del error experimental en la k-ésima repetición a la cual se le aplicó el i-ésimo nivel del factor dosis de AIB, con el j-ésimo nivel del factor tipo de estaca.

**Para:**

i= 1, 2,3, 4, niveles de AIB

j= 1, 2, 3, niveles de estaca.

k= 1, 2,3, repeticiones.

### 3.4.2. Análisis de varianza

**Cuadro 4.** Esquema del análisis de varianza.

<b>Fuente de variabilidad</b>	<b>GL</b>
Tratamiento	11
A (Dosis de AIB)	3
B (Tipos de estacas)	2
AxB	6
Error experimental	24
<b>Total</b>	<b>35</b>



### 3.5. Características de las unidades experimentales

- **Cámara de propagación**

Largo total de cámara	: 2.40 m
Largo neto de cámara	: 2.35 m
Ancho total de cámara	: 0.80 m
Ancho neto de cámara	: 0.75 m
Área total de cámara	: 1.91 m <sup>2</sup>
Área neta de cámara	: 1.76 m <sup>2</sup>
Ancho entre cámaras	: 0.40 m

- **Experimento**

Número total de repeticiones	: 3
Nº de estacas / tratamiento	: 9
Nº de estacas/ repetición	: 108
Nº total de estacas del ensayo	: 324
Distanciamiento entre estacas	: 0.10 m
Área total del experimento	: 6.56 m <sup>2</sup>

### **3.6. Procedimiento experimental**

#### **3.6.1. Construcción e implementación de la infraestructura de propagación**

Para la construcción de la infraestructura de propagación se empleó madera aserrada de 2.70 m altura que fueron enterradas a 0.70 m de profundidad colocados cada 4.0 m; esta se implementó colocando como techo una malla de sombra negra de 20 m de largo x 4 m de ancho, para lograr una sombra de 80%.

#### **3.6.2. Construcción e implementación del propagador de subirrigación**

El sustrato que se utilizó para el enraizamiento de estacas fue “arena” previamente lavado, desinfectado y solarizado. Los propagadores de subirrigación se construyeron de listones de madera y fueron forrados con plástico transparente doble, se cubrió con una tapa bien ajustada, también forrada de plástico. Los primeros 25 cm se cubrieron con capas sucesivas de piedras grandes (6.0 – 10.0 cm de diámetro), piedras pequeñas (3.0 – 6.0 cm) y grava, y los últimos 5 cm se cubrieron con el sustrato de enraizamiento (arena media). Para introducir el agua u observar su nivel se utilizó una sección de tubo de 4” de diámetro insertado verticalmente a través de las diferentes capas de material permitiendo sobresalir 15 cm sobre la superficie del

propagador. Luego por este medio se llenó con agua los 20 cm basales de la cámara de propagación para de esta manera mantener siempre húmedo por capilaridad al sustrato (Figura 4).

### **3.6.3. Identificación y selección de plantas madre**

Se identificaron 20 plantas de un año y cinco meses de la accesión Mishquiyacu de la colección del Centro de Investigaciones Pucayacu del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana, ubicado en el caserío Bello Horizonte, distrito de la Banda de Shilcayo, provincia y departamento de San Martín y solamente se seleccionaron 10 plantas madres para el trabajo de clonación basado en sus características fenotípicas superiores (rendimiento kg/pl/año, contenidos de aceites y tolerancia al complejo nemátodo-hongo), además de estar libres de ataque o indicios de plagas y/o enfermedades.

### **3.6.4. Preparación y etiquetados de plantas madre**

Las plantas fueron preparadas un dos meses antes a la extracción de estacas; mediante podas, fertilización foliar (Quimifol Plus) aplicado cada 15 días utilizando moto pulverizadora a una dosis de 4.5 g/l; con el propósito de favorecer la aparición de brotes juveniles, vigorosos, edad y tamaño uniforme (30 a 50 cm de longitud) antes de la producción de botones florales momento óptimo para la obtención de estacas. Para el etiquetado se le asignó un número

para cada planta seleccionada y brote en crecimiento, el cual se mantuvo a partir de ese momento y durante todas las etapas de propagación.

### **3.6.5. Cosecha y traslado de brotes al área de propagación**

Los brotes juveniles (30 a 50 cm de longitud) fueron cosechados en horas tempranas del día evitando las horas más calientes y así el estrés fisiológico que podrían sufrir en el periodo desde la corta hasta su establecimiento en el propagador, con la ayuda de tijeras de podar desinfectadas con alcohol (96%) luego de cortar los brotes en cada planta seleccionada, los brotes se colocaron en cajas térmicas para el transporte a distancia larga con sus respectivos códigos, para ellos se colocaron cubos de hielo en el fondo brindando condiciones frías (14-16 °C) seguidos por capas alternas de papel periódico (e= 3 mm) a fin de evitar el contacto directo con los brotes.

### **3.6.6. Preparación de estacas**

De los brotes juveniles cosechados se prepararon estacas, para ello se eliminó el entrenudo terminal por ser demasiado suave propenso a marchitamiento, cada brote fue dividido en tres secciones, éstas se procesaron en condiciones asépticas y adecuadas evitando así la contaminación y deshidratación de material. Las estacas se prepararon haciendo un corte oblicuo justo arriba de un nudo con una longitud de 8 cm, utilizando tijeras

podadoras filosas, conteniendo una hoja y una a dos nudos. En las estacas apicales se dejaron las hojas completas, ya que éstas son pequeñas, mientras que en las intermedias y basales se eliminaron los 1/2 de estas. De cada brote juvenil se obtuvo entre 4 a 6 estacas.

### **3.6.7. Tratamiento hormonal de estacas**

Para preparar una solución de AIB al 0.20%, se disolvió 0.2 g de AIB enraizado a 100 ml de alcohol puro. El regulador de crecimiento ácido indolbutírico fue disuelto en solvente utilizando el alcohol puro (96%). La solución auxínica (AIB) fue en concentraciones de 0.10, 0.15, 0.20% aplicado a la base de la estaca utilizando para ello una microjeringa de 10 µl, con evaporación inmediata del alcohol con una corriente de aire puro, puesto que este permite un control exacto de la cantidad y la concentración aplicada a todas las estacas, independientemente de las variaciones en el diámetro de las mismas, su pubescencia o el grado de transpiración.

### **3.6.8. Establecimiento de las estacas en el propagador, etiquetado**

En el sustrato dentro del propagador se abrieron hoyos de aproximadamente 2 cm de profundidad en el cual se colocaron verticalmente las estacas con cuidado haciendo presión al sustrato firmemente alrededor de la base para lograr una buena superficie de contacto. El espaciamiento entre estacas fue de 10 x 10 cm. El etiquetado se colocó una vez instalado el ensayo

indicando la repetición, la combinación de factores en estudio, fecha y especie.

Las estacas fueron distribuidas de acuerdo al diseño experimental.

### **3.6.9. Instalación de equipos para mediciones ambientales**

Se registró la radiación solar con el equipo digital luxómetro SC105, asimismo la humedad relativa y la temperatura del aire usando el termohigrómetro y la temperatura del sustrato usando el geotermómetro. Todas estas evaluaciones por el transcurso de cinco días desde 6.00 a.m a 6.00 p.m en la segunda semana de haber establecido el ensayo.

### **3.6.10. Manejo de los propagadores de subirrigación**

Una vez que las estacas fueron establecidas en el propagador, se asperjó bien las hojas de las estacas con agua mediante el uso de un aspersor manual. Se realizaron inspecciones interdiarios para detectar y corregir problemas patológicos, eliminar hojas caídas o estacas con síntomas de necrosis que puedan ser foco de infección, para observar y mantener el nivel de la tabla de agua y para evaluar el avance en el proceso de enraizamiento. Siempre que se abrió la tapa del propagador para inspecciones, se roció con agua limpia las hojas de las estacas así ayudándolas a mantenerlas turgentes y favorecer el proceso de enraizamiento.

### **3.6.11. Trasplante del material enraizado**

Cuando las raíces tuvieron de 3.0 a 4.0 cm de longitud, se extrajo la estaca del propagador y fueron plantado en bolsas almacigueras, que contenía un sustrato de alta calidad. Se tuvo cuidado al realizar el trasplante, ya que las raíces recién formadas fueron delicadas y quebradizas.

### **3.6.12. Aclimatación del medio**

A los 35 días de instalado el experimento, las estacas logradas se trasladaron a un ambiente protegido de los rayos solares y se aplicaron riegos frecuentes durante los primeros días (plantas bajo una malla de sarán de 80% de sombra y aplicación de uno o dos riegos diarios) durante 4 semanas bajo estas condiciones con los mismos cuidados que se le brinda a cualquier planta de vivero.

## IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1. Porcentaje de enraizamiento

En el Cuadro 5 se observa el análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento, donde no existen diferencias estadísticas significativas, para la fuente de variación tipos de estacas (B) ni para interacción AxB (dosis de ácido indolbutírico por tipos de estacas). Sin embargo, en la fuente de variación dosis de ácido indolbutírico (B), si se presentaron diferencias altamente significativas.

**Cuadro 5.** Análisis de variancia del porcentaje de enraizamiento evaluado a los 30 días. Datos transformados  $\arcsen \sqrt{\%}$ .

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	
Tratamiento	11	0.3046	AS
A (Dosis de AIB)	3	0.8372	AS
B (Tipos de estacas)	2	0.0472	NS
AxB	6	0.1240	NS
Error experimental	24	0.0745	
Total	35	0.1468	
C.V.		23.40%	

NS No existe diferencia estadística.

AS Significación estadística al 1% de probabilidad.



En el cuadro 6, según la prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para el factor principal dosis de AIB, se observa que el mayor porcentaje de enraizamiento se obtuvo con la dosis 0.15% con 92.59%, lo cual se comportó estadísticamente igual a las dosis de 0.20% y 0.10% (87.65% y 80.25%, respectivamente) diferenciándose estadísticamente a las estacas no tratadas con AIB que obtuvo menor porcentaje de enraizamiento con 45.68%. Estas diferencias podrían deberse a que las plantas poseen varios mecanismos que reducen o anulan la efectividad de la auxina natural ácido indolacético (AIA), conjugándolo con otros compuestos o destruyéndolo, lo cual no sucede con el ácido indolbutírico (AIB) (BLAZICH, 1988). Al parecer, la mayor habilidad de enraizamiento en las estacas tratadas con AIB está relacionada con el incremento de la actividad cambial subsecuente aumento del tejido parenquimáticas de mayor actividad metabólica en las estacas, circunstancia que puede incidir favorablemente en la disponibilidad de carbohidratos solubles durante el proceso de enraizamiento, efecto conocida para las auxinas (VIEITEZ *et al.*, 1980). HAISSIG, 1974b; LEAKEY *et al.*, 1982 citado por NÚÑEZ (1997) menciona sus efectos directos sobre la división celular asociados con un aumento en la tasa de transporte de carbohidratos y cofactores foliares a la base de las estacas donde promueven la iniciación y desarrollo de las raíces. Dichos efectos se pudieron observar en el mayor porcentaje de enraizamiento en las estacas de sachá inchi tratadas con AIB. Actualmente está bien establecido que los metabolitos y otros cofactores de crecimiento se translocan hacia las regiones tratadas con auxinas (PHILLIPS, 1975). Otro efecto de las auxinas a la base de la estaca

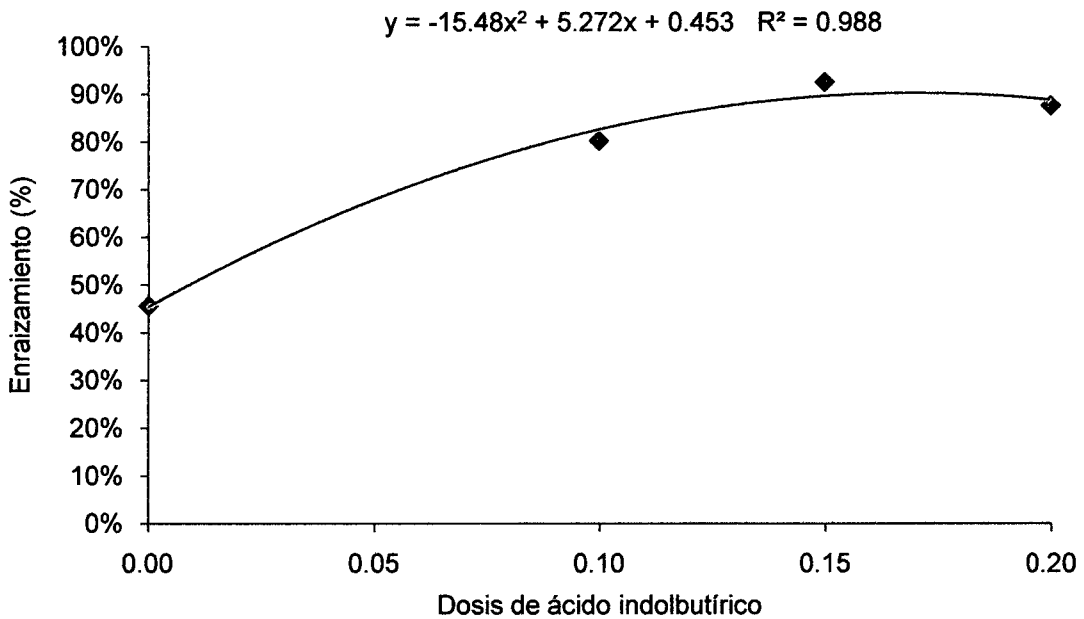
asociado con la formación de raíces, es su capacidad de estimular la síntesis de ADN en ciertas células (GASPAR y HOFINGER, 1988).

En las estacas de sachá inchi que no fueron tratadas con AIB, los eventos secuenciales de la iniciación y formación de las raíces adventicias fueron similares a las estacas tratadas con AIB, aunque la iniciación presentó un retraso de 7 a 10 días. HARTMANN y KESTER (1996) atribuyen dicho comportamiento al contenido endógeno de auxinas que presentan las estacas en el momento de ser propagadas.

**Cuadro 6.** Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para el efecto principal dosis de ácido indolbutírico (A) y tipo de estaca (B) correspondiente al porcentaje de enraizamiento evaluados a los 30 días.

<b>Factores</b>	<b>Porcentaje de enraizamiento <sup>1/</sup></b>	
<b>Dosis de AIB (A)</b>		
a <sub>3</sub> 0.15%	92.59	a <sup>‡</sup>
a <sub>4</sub> 0.20%	87.65	a
a <sub>2</sub> 0.10%	80.25	a
a <sub>1</sub> 0.00%	45.68	b
<b>Tipos de Estacas (B)</b>		
b <sub>2</sub> Intermedia	78.70	a
b <sub>3</sub> Basal	77.78	a
b <sub>1</sub> Apical	73.15	a

<sup>(1/)</sup> Datos transformados  $\arcsen \sqrt{\%}$ , <sup>‡</sup>Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ( $p<0.05$ ) entre ellas.



**Figura 1.** Diagrama de dispersión entre dosis de ácido indolbutírico (AIB) y porcentaje de enraizamiento con una curva de ajuste que aproxima la relación entre estas variables.

En cuanto a la prueba de Tukey (Cuadro 6) para el efecto principal tipos de estacas (B), se puede indicar que en promedio no hubo diferencias significativas entre tipos de estaca, aunque numéricamente la estaca intermedia presentó el mayor valor (78,70%). Las estacas de la parte intermedia y basal tuvieron un porcentaje de enraizamiento muy similar, ligeramente superior al de las estacas apicales. En un mismo tallo o brote existen gradientes en succulencia, área foliar, edad, morfología así como diferencial en el potencial de agua, todo lo cual afecta el enraizamiento (LEAKEY, 1983). Las diferencias en respuesta al enraizamiento entre estacas de zonas más apicales que las de los sitios basales, se debe probablemente a diferencias en la actividad celular, la cantidad de reguladores endógenos, los niveles de asimilados y el grado de lignificación (LO, 1985).

Sin embargo, los valores obtenidos superior al 70% de enraizamiento con cualquier tipo de estaca son aceptables en un programa operativo de clonación. De hecho, estos valores son mayores que los observados en la especie forestal *Gmelina arborea* (RUIZ *et al.*, 2005); en coníferas leñosas como *Juniperus horizontalis* L., *Cupressus macrocarpa* Hartw., *Cupressus serpenvirens* L., *Thuja orientalis* L. y *Chamaecyparis lawsoniana* (A. Murr.) Parl., que también usaron el propagador de subirrigación (MATEO *et al.*, 2000).

Para tratamientos de acuerdo a la prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) (Cuadro 7 y Figura 2), sí mostró efecto significativo en el porcentaje de enraizamiento. Es decir, que los tipos de estacas respondieron de manera diferente a las concentraciones de AIB utilizadas. El mejor resultado se encontró en el tratamiento T<sub>12</sub> (AIB a 0.20% + estaca basal) reportando un 100% de enraizamiento, es probable que las estacas basales tengan una condición fisiológica y anatómica ideal que se complementó con una dosis óptima de auxina de AIB. Este resultado es similar los obtenidos en el CATIE (DÍAZ *et al.* 1991 y 1992; LEAKEY *et al.* 1990; MESÉN *et al.* 1992 y 1996; MESÉN 1993; MESÉN y TREJOS, 1997; NÚÑEZ 1997), en los cuales la concentración de 0.2% de AIB dio los mejores resultados en *A. acuminata* *B. quinata*, *Cedrela odorata*, *E. deglupta*, *Gmelina. arborea* y *S. macrophylla*. Con *Platymiscium pinnatum*, se obtuvo resultados igualmente buenos con las dosis de 0.20% y 0.40% de AIB; así mismo las estacas basales e intermedias alcanzaron un porcentaje de enraizamiento superiores al 90% con la aplicación de 0.15 a 0.20% de AIB los cuales corresponden a los tratamientos T<sub>11</sub>, T<sub>8</sub> y T<sub>9</sub> respectivamente.

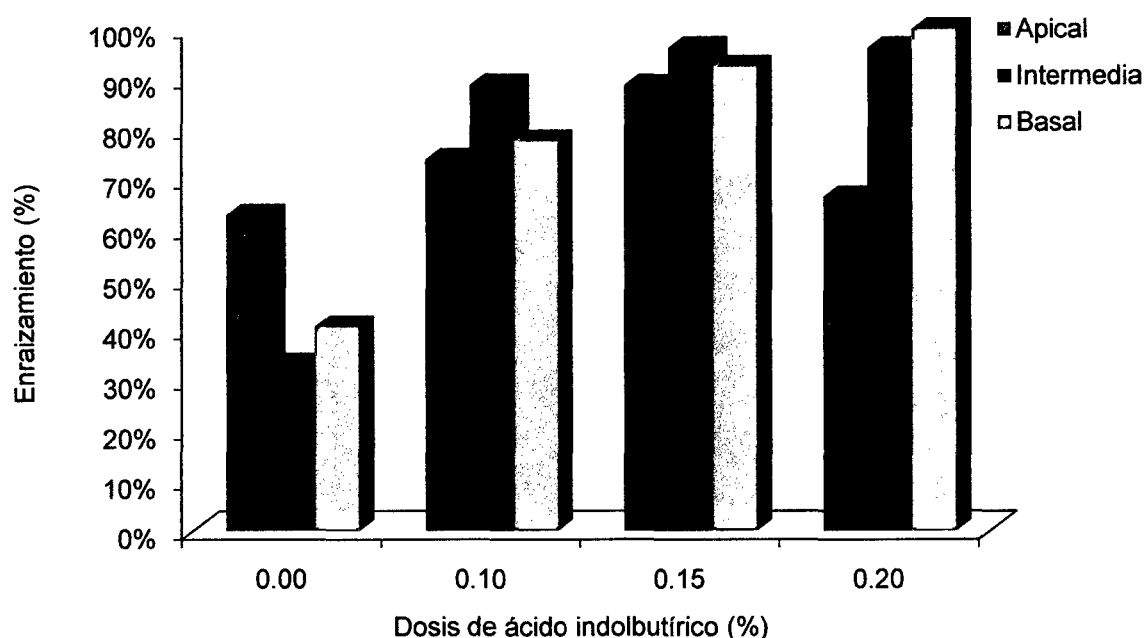
**Cuadro 7.** Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de enraizamiento evaluado a los 30 días.

<b>Trat.</b>	<b>Descripción de tratamientos</b>	<b>Porcentaje de enraizamiento<sup>1/</sup></b>	
T <sub>12</sub>	AIB a 0.20% + estaca basal	100.00	a <sup>‡</sup>
T <sub>11</sub>	AIB a 0.20% + estaca intermedia	96.30	a b
T <sub>8</sub>	AIB a 0.15% + estaca intermedia	96.30	a b
T <sub>9</sub>	AIB a 0.15% + estaca basal	92.59	a b
T <sub>5</sub>	AIB a 0.1% + estaca intermedia	88.89	a b
T <sub>7</sub>	AIB a 0.15% + estaca apical	88.89	a b
T <sub>6</sub>	AIB a 0.1% + estaca basal	77.78	a b
T <sub>4</sub>	AIB a 0.1% + estaca apical	74.07	a b
T <sub>10</sub>	AIB a 0.20% + estaca apical	66.67	a b
T <sub>1</sub>	AIB a 0.0% + estaca apical	62.96	a b
T <sub>3</sub>	AIB a 0.0% + estaca basal	40.74	b
T <sub>2</sub>	AIB a 0.0% + estaca intermedia	33.33	b

<sup>(1/)</sup> Datos transformados  $\arcsen \sqrt{\%}$ , <sup>‡</sup>Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) entre ellas.

Cabe destacar que en el tratamiento T<sub>10</sub> correspondiente a la estaca apical con 0.20% de AIB, ésta enraizó poco, reportando un 66.67% de enraizamiento posiblemente debido a que existe más contenido de ácido indolacético por estar más cerca al ápice y que combinado con el ácido indolbutírico causó toxicidad. Todos los tratamientos antes mencionados estadísticamente presentan los mismos efectos, a excepción del tratamiento T<sub>12</sub> que fue significativamente superior a los demás tratamientos o combinaciones. Las

estacas intermedias y basales sin la aplicación de AIB que corresponden a los tratamientos T<sub>3</sub> y T<sub>2</sub> alcanzaron los menores porcentajes de enraizamiento con 40.74% y 33.33% respectivamente, los resultados parecen indicar que el contenido de auxina natural en las estacas de *Plukenetia volubilis* es sumamente bajo.



**Figura 2.** Efecto de dosis de ácido indolbutírico (AIB) y tipo de estaca sobre el porcentaje de enraizamiento de estacas de *Plukenetia volubilis* L. evaluados a treinta días en propagadores de subirrigación.

Existen otros factores que afectan al enraizamiento, entre ellas la humedad relativa. La (Figura 4, Anexo) ilustra las variaciones típicas en humedad relativa (%) para un periodo de cinco días (02 al 06 de setiembre, 2008) bajo las condiciones de Tarapoto registrando un rango de 66 a 89% (Cuadro 2). Esta alta humedad relativa tiene influencia directa sobre las estacas de sachu inchi, que

logran mantener una condición de turgencia a lo largo del periodo de enraizamiento.

El mantenimiento de la turgencia es crítico durante las primeras semanas, cuando las estacas aún no han desarrollado raíces que puedan compensar grandes pérdidas de agua por transpiración. Las variaciones en humedad relativa están asociadas a variaciones en irradiación (intensidad lumínica) y su efecto sobre la temperatura; los aumentos en la irradiación van seguidos de disminuciones en la humedad relativa estos resultados se pueden observar en la (Figura 5 y Figura 4, Anexo).

La efectividad del propagador de subirrigación (Figura 7, Anexo) radica en su capacidad de mantener una alta humedad relativa y bajos déficit de presión de vapor, manteniendo así la turgencia foliar de las estacas de sachá inchi. La condición hídrica de las estacas es gobernada por el balance entre pérdidas por evaporación a través de las hojas y la absorción de agua por las estacas (GAY y LOACH, 1977; GRANGE y LOACH, 1983a). 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).

Otro factor es la temperatura; el rango de temperatura del aire y del sustrato dentro del propagador fue de 23-29 °C y 24-31 °C (Cuadro 2). LEAKEY y MESÉN (1991) indican que las temperaturas bajas son importantes

por dos razones: *i*) las tasas de evaporación son menores, y *ii*) la capacidad de retención de agua del aire (humedad) es dependiente de la temperatura, por lo cual las temperaturas bajas ayudan a evitar el estrés hídrico al mantener la humedad relativa alta.

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie (HARTMANN y KESTER, 1997). BOTTI (1999), señala que la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 °C, mientras (HARTMANN y KESTER, 1997) restringen el rango de 21 a 27 °C. La temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15 °C (HARTMANN Y KESTER, 1997; BOTTI, 1999).

Muchas especies logran mayores porcentajes de enraizamiento y en menor tiempo cuando la temperatura del sustrato se mantiene entre 25 y 28 °C en los primeros 15 a 20 días, para luego disminuirla a entre 18 y 20 °C. Esta condición puede llegar a ser decisiva en el proceso de enraizamiento para algunas especies vegetales (BOTTI, 1999). Experiencias con otras especies tropicales evidencian que la temperatura óptima del aire que favorecen al enraizamiento es de 20 a 25 °C, aunque temperaturas hasta 30 °C son aceptables siempre y cuando se mantenga una humedad relativa cercana al 95% (LEAKEY y MESÉN 1991).

Adicionalmente, el sustrato es otro factor importante que afecta el enraizamiento. LOACH (1988) indica que cada especie tiene sus



requerimientos particulares en cuanto a sustrato de enraizamiento, aparentemente asociado al balance entre agua y aire del mismo. Para el enraizamiento de *P. volubilis* se utilizó arena como sustrato que ha mostrado un buen comportamiento, es posible que se deba al mejor balance entre aireación y humedad de las partículas de arena al influir en la disponibilidad de oxígeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas (WRIGHT, 1964). Durante el enraizamiento, el oxígeno funciona como un receptor de electrones en la respiración e influye en la bioquímica de la mitosis, la cual permite expansión celular y por ende, el crecimiento inicial de las raíces (HAISSIG, 1986). El agua es esencial para mantener la presión de turgencia, la cual permite la expansión celular y por ende, el crecimiento inicial de las raíces (LOACH, 1988). Adicionalmente, el exceso de agua alrededor de la base de la estaca funciona como una barrera para la difusión del oxígeno, causando en el peor de los casos, anoxia y muerte de los tejidos (LOACH, 1986), el agua llega a desplazar el aire de los poros no capilares del suelo y produce una deficiencia en oxígeno (Kramer, 1983). Además, una reducción en el nivel de oxígeno en el medio provoca el cierre de los estomas (ERSTAD y GISLEROD, 1994) lo cual influye en el enraizamiento al reducir la toma de CO<sub>2</sub> limitando la fotosíntesis.

#### 4.2. Número de raíces

El análisis de varianza (Cuadro 8) para el número de raíces por estaca, muestra diferencias estadísticas altamente significativas para la fuente de variación dosis de AIB (A) y tipos de estacas (B), no así para la interacción AxB (dosis de ácido indolbutírico por tipos de estacas).

**Cuadro 8.** Análisis de varianza del número de raíces por estacas evaluado a los 30 días. Datos transformados  $\sqrt{x + 1}$ .

<b>Fuente de Variación</b>	<b>GL</b>	<b>Cuadrado Medio</b>	
Tratamiento	11	4.7430	<b>AS</b>
A (Dosis de AIB)	3	15.8463	<b>AS</b>
B (Tipos de estacas)	2	1.3395	<b>AS</b>
AxB	6	0.3259	<b>NS</b>
Error experimental	22	0.2219	
<b>Total</b>	<b>35</b>	<b>1.6428</b>	
<b>C.V</b>		<b>11.99%</b>	

NS No existe diferencia estadística.

AS Significación estadística al 1% de probabilidad.

La prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para el factor dosis de AIB (Cuadro 9), muestra que existen diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos en estudio, siendo la dosis 0.20% de AIB la que presenta la mayor cantidad de raíces emitidas (25.94 raíces) con un incremento del 86% con respecto a los valores observados sin la aplicación de AIB (3.45 raíces). El

número promedio de raíces por estaca, mostró la típica tendencia creciente al aumentar la dosis de AIB, como se ha observado en muchas otras especies tropicales (MESÉN, 1993; MESÉN *et. al.*, 1996b) tales como en estacas de *Cordia alliodora* (MESÉN *et. al.*, 1997b); *Vochisia guatemalensis* (MESÉN *et. al.*, 1996b) y *Khaya ivorensis* (TCHOUNDJEU y LEAKEY, 1996). Esto indica que la aplicación de AIB aceleró la formación y el crecimiento inicial de las raíces adventicias en las estacas de sachá inchi. Este incremento en el número de raíces puede estar relacionado con la función del ácido indolbutírico de promover la movilización de carbohidratos de hojas y de tallo a la base de las estacas (HAISSIG, 1986). Según VEIERSKOV *et al.*, (1982a), una de las funciones de los carbohidratos en algunas especies es la de producir un incremento en el número de raíces por estaca. En todos los casos las raíces emergieron de la parte lateral de las estacas. Esta tendencia posiblemente se relacione con la hipótesis de que cada una de las fases sucesivas que ocurren durante el proceso de enraizamiento es fisiológicamente diferente, como lo es también, la necesidad de auxina en cada fase (GASPAR y HOFINGER 1988). Se observó además en las estacas de sachá inchi no tratadas con AIB, un menor número de proliferación celular y una disminución en la formación del parénquima radical en las estacas, dando como consecuencia un número inferior de raíces emergidas indicando con ello que existió cierta liberación y traslocación de auxinas endógenas.

**Cuadro 9.** Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para el efecto principal dosis de ácido indolbutírico (A) y tipo de estaca (B) correspondiente al número de raíces por estaca evaluado a los 30 días.

<b>Factores</b>	<b>Número de Raíces<sup>1/</sup></b>	
<b>Dosis de AIB (A)</b>		
a <sub>4</sub> 0.20%	25.94	a <sup>‡</sup>
a <sub>3</sub> 0.15%	20.05	a b
a <sub>2</sub> 0.10%	14.73	b
a <sub>1</sub> 0.00%	3.45	c
<b>Tipos de Estacas (B)</b>		
b <sub>2</sub> Intermedia	19.21	a
b <sub>3</sub> Basal	15.75	a b
b <sub>1</sub> Apical	13.17	b

<sup>(1/)</sup> Datos transformados  $\sqrt{x+1}$ , <sup>‡</sup>Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ( $p<0.05$ ) entre ellas.

Generalmente, se acepta que los procesos de iniciación y desarrollo de raíces son afectadas por un juego diferente de condiciones (LOVELL y WHITE 1986). Por su parte, el número de raíces producido por las estacas es altamente influenciado por la habilidad de la estaca a suplir carbohidratos, ya sea de reserva o producido mediante fotosíntesis, al área donde surgen las raíces (LOVELL y WHITE 1986, MOE y ANDERSEN 1988, VEIERSKOV y ANDERSEN 1982). Por lo tanto, una vez que la estaca enraíza, las dosis crecientes de AIB, mediante sus reconocidos efectos sobre la división celular y

el transporte de sustancias hacia la base de la estaca, permiten el desarrollo de un mayor número de raíces, como se presentó en el presente estudio.

En el caso de *Plukenetia volubilis*, el incremento en el número de raíces por estaca al aumentar la dosis de AIB (Cuadro 9) puede estar relacionado con las condición fisiológica de la planta madres donantes que influyen en el contenido de carbohidratos de las estacas. HAISSIG (1986) y VEIERSKOV (1988) indican que el estado fisiológico de la planta donante influye en el metabolismo de los carbohidratos de las estacas, por causar variaciones en la cantidad y tipos de sustratos disponibles para su metabolismo. Una reducción en las concentraciones de carbohidratos de las estacas, así como de nitrógeno en las plantas donadoras por variaciones ambientales, reduce el desarrollo y número de raíces producidas por las estacas (VEIERSKOV, 1988).

En cuanto a la prueba de Tukey (Cuadro 9) para el efecto principal tipos de estacas (B), existen diferencias estadísticas significativas entre los tipos de estacas. Las estacas intermedias formaron mayor cantidad de raíces adventicias (19 raíces) frente a las estacas apicales (13 raíces), estas diferencias podrían estar involucradas con el grado de juvenilidad, lignificación del tejido, el nivel endógeno de fitohormonas o el contenido de reservas. VEIERSKOV (1988) describe una relación positiva del contenido de carbohidratos con la capacidad de enraizado y el número de raíces formadas en estacas de diferentes especies leñosas y herbáceas, y agrega que es

común que exista un gradiente en la concentración de carbohidratos desde el ápice hasta la base de los tallos.

Para el efecto de los tratamientos, la prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) (Cuadro 10 y Figura 2), mostró diferencia significativa en el número de raíces. El tratamiento T<sub>11</sub> alcanzó el mayor número de raíces con 29.5 raíces, seguida del tratamiento T<sub>12</sub> con 26.7 raíces formadas y del tratamiento T<sub>8</sub> con 25.1 raíces formadas. El número de raíces producidos por las estacas es altamente influenciado por la habilidad de la estaca a suplir carbohidratos, ya sea de reserva o producido mediante fotosíntesis, al área donde surgen las raíces (LOVELL y WHITE 1986, MOE y ANDERSEN 1988, VEIRSKOV y ANDERSEN 1982). Por lo tanto, una vez que la estaca enraiza, las dosis crecientes de AIB mediante sus reconocidos efectos sobre la división celular y el transporte de sustancias hacia la base de la estaca, permiten el desarrollo de un mayor número de raíces, como se presento en el siguiente estudio. Estacas apicales, intermedias y apicales sin tratamiento de AIB los cuales corresponden a los tratamientos T<sub>3</sub>, T<sub>1</sub> y T<sub>2</sub> mostraron menor número de raíces reportando un 4.7, 2.8 y 2.7 raíces formadas respectivamente, probablemente a que no existió una liberación y traslocación de la auxina endógena, la cual es un requerimiento para la iniciación de las raíces adventicias en tallo y para la división de las primeras células iniciadoras de la raíz (HARTMANN y KESTER, 1996; SHARMA *et al.*, 1991; VARGAS *et al.*, 1997; VARGAS *et al.*, 1999.

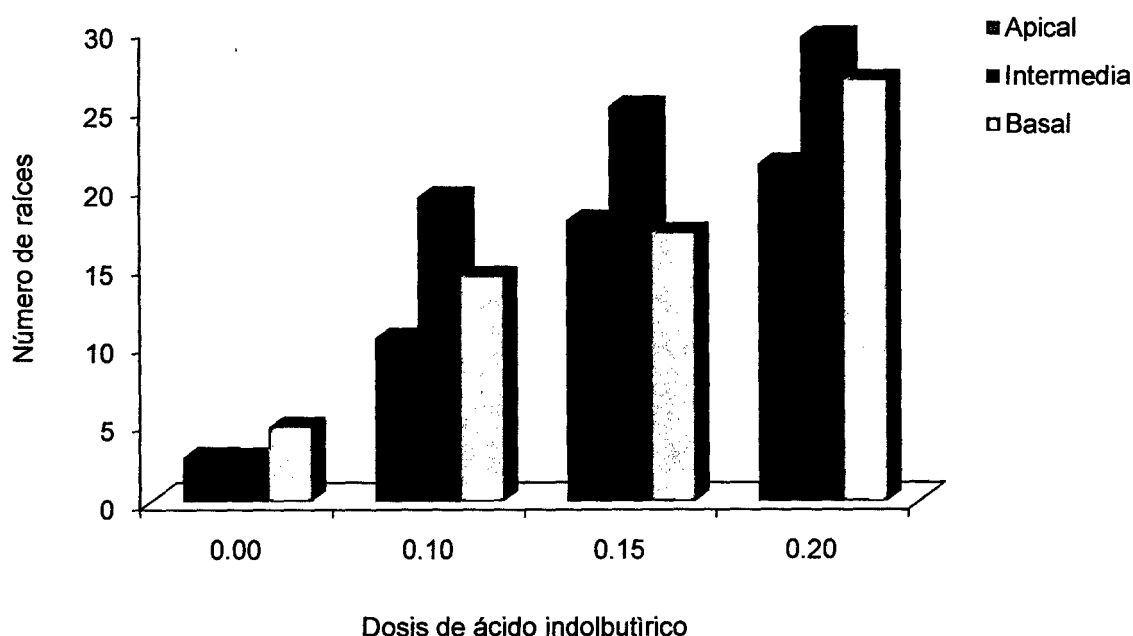
**Cuadro 10.** Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para los efectos principales (A) y (B) en el número de raíces por estaca evaluado a los 30 días.

<b>Trat.</b>	<b>Descripción de tratamientos</b>	<b>Número de raíces<sup>(1)</sup></b>	
T <sub>11</sub>	AIB a 0.20% + estaca intermedia	29.551	a <sup>‡</sup>
T <sub>12</sub>	AIB a 0.20% + estaca basal	26.778	a b
T <sub>8</sub>	AIB a 0.15% + estaca intermedia	25.130	a b
T <sub>10</sub>	AIB a 0.20% + estaca apical	21.492	a b c
T <sub>5</sub>	AIB a 0.10% + estaca intermedia	19.394	a b c
T <sub>7</sub>	AIB a 0.15% + estaca apical	17.907	a b c
T <sub>9</sub>	AIB a 0.15% + estaca basal	17.106	a b c
T <sub>6</sub>	AIB a 0.10% + estaca basal	14.347	b c
T <sub>4</sub>	AIB a 0.10% + estaca apical	10.444	c d
T <sub>3</sub>	AIB a 0.00% + estaca basal	4.750	d e f
T <sub>1</sub>	AIB a 0.00% + estaca apical	2.833	e f
T <sub>2</sub>	AIB a 0.00% + estaca intermedia	2.778	f

<sup>(1)</sup> Datos transformados  $\sqrt{x+1}$ , <sup>‡</sup>Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ( $p<0.05$ ) entre ellas.

Otro factor que afecta el enraizamiento es la irradiación; en el ambiente del propagador ha sido identificado como uno de los factores de mayor influencia en el enraizamiento de estacas con hoja (LOACH, 1977; LOACH y WHALLEY, 1978; LOACH y GAY, 1979; FRENCH y LINN, 1984; GRANGE y LOACH, 1985). La irradiación en el ambiente afecta primeramente la turgencia de las hojas y la producción de carbohidratos requeridos para la iniciación y

crecimiento de las raíces (GRANDE y LOACH, 1985). La irradiación no debería ser tan alta como para inhibir el enraizamiento a través de sus efectos sobre la acumulación de azúcares y pérdida de turgencia, pero debería ser suficiente para permitir la producción fotosintética de carbohidratos para la iniciación y crecimiento de las raíces (GRANGE y LOACH, 1985; LOACH, 1988b). Es por ello que para el experimento se utilizó una malla sombreadora al 20% de traspaso de luz, además las hojas de las estacas de *sacha inchi* se podaron en la mitad para reducir la transpiración, pero permitir al mismo tiempo cierta actividad fotosintética durante el periodo de enraizamiento de 30 días. El rango de la intensidad lumínica en el experimento durante cinco días fue de 0.80 a 157.0 lux (Cuadro 2).



**Figura 3.** Efecto de dosis de ácido indolbutírico (AIB) y tipo de estaca sobre el número de raíces de estacas de *Plukenetia volubilis* L. evaluados a treinta días en propagadores de subirrigación.



Evidentemente la sombra excesiva tampoco es recomendable, puesto que también se requiere una adecuada radiación solar para fotosintetizar y su influencia se refleja en la producción de asimilados, en el metabolismo y la traslocación de las auxinas y afecta el balance entre auxinas y carbohidratos, importante en el enraizamiento (HANSEN *et al.*, 1978).

#### 4.3. Longitud de raíz mayor (cm)

Del análisis de varianza (Cuadro 11) se observa, que la longitud de raíz mayor está influenciada por el factor principal dosis de AIB en forma significativa. Así mismo no existe significancia estadística en el factor tipos de estacas ni en la interacción (dosis de ácido indolbutírico por tipos de estacas).

**Cuadro 11.** Análisis de varianza de longitud de raíz mayor por estaca evaluado a los 30 días.

<b>Fuente de Variación</b>	<b>GL</b>	<b>Cuadrado Medio</b>	
Tratamiento	11	1.6548	<b>NS</b>
A (Dosis de AIB)	3	4.3155	<b>S</b>
B (Tipos de estacas)	2	0.9498	<b>NS</b>
AxB	6	0.5594	<b>NS</b>
Error experimental	24	1.1782	
<b>Total</b>	<b>35</b>	<b>1.3279</b>	
<b>C.V</b>		<b>27.12%</b>	

NS No existe diferencia estadística.

S Significación estadística al 5% de probabilidad.

En la prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) de los efectos principales Dosis de ácido indolbutírico (A) y tipos de estacas (B) (Cuadro 12) se puede observar:

La dosis 0.20% fue el que mejor efecto causó en la longitud de raíz con 4.57 cm en promedio de las dosis de AIB estudiadas, superando estadísticamente al tratamiento sin aplicación de AIB la cual presentó menor longitud de raíz con 2.99 cm tal vez simplemente porque enraizó antes que el testigo. Cameron (1968) citado por HENRIQUEZ (2004), afirma que la iniciación de raíces y el crecimiento radicular son procesos morfogénéticos separados y posiblemente cada uno requiere diferentes condiciones. Los resultados obtenidos son comparables con los descritos por García *et al.* (2001) en la solanácea *Physalis ixocarpa* Brot., en que tratamientos con concentración de 0.10% y 0.15% de AIB incrementan la longitud de las raíces.

El tipo de estaca basal alcanzó una longitud de raíz de 4.24 cm; no diferenciándose estadísticamente de la estaca intermedia con 4.07 cm, tampoco de apical con 3.69 cm. Estas diferencias posiblemente se deban a que en la estaca basal existe mayor presencia de carbohidratos como fuente de energías necesarias para la producción de nuevos productos metabólicos como el almidón (PURI y KHARA, 1992). Según HAISSIG (1986) y MOE y ANDERSEN (1988), el nivel total de carbohidratos en las estacas está más relacionado con el desarrollo de raíces que con el inicio de enraizamiento.

**Cuadro 12.** Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para el efecto principal dosis de ácido indolbutírico (A) y tipo de estaca (B) correspondiente a longitud de raíz mayor por estaca evaluados a los 30 días.

<b>Factores</b>	<b>Longitud de raíz mayor (cm)<sup>1/</sup></b>	
<b>Dosis de AIB (A)</b>		
a <sub>4</sub> 0.20%	4.57	a ‡
a <sub>3</sub> 0.15%	4.25	a b
a <sub>2</sub> 0.10%	4.19	a b
a <sub>1</sub> 0.00%	2.99	b
<b>Tipos de Estacas (B)</b>		
b <sub>3</sub> Basal	4.24	a
b <sub>2</sub> Intermedia	4.07	a
b <sub>1</sub> Apical	3.69	a

<sup>(1/)</sup> Datos transformados  $\sqrt{x+1}$ , ‡Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ( $p<0.05$ ) entre ellas.

#### **4.4. Porcentaje de brotación**

En el Cuadro 13 se presenta el análisis de varianza para el porcentaje de brotación; en dicho cuadro se puede observar que existe una alta significación estadística en las fuentes de variación: dosis de ácido indolbutírico (A), Tipos de estacas (B) y en la interacción AxB, (dosis de ácido indolbutírico por tipos de estacas).

**Cuadro 13.** Análisis de variancia del porcentaje de brotación evaluado a los 30 días. Datos transformados  $\arcsen \sqrt{\%}$ .

<b>Fuente de Variación</b>	<b>GL</b>	<b>Cuadrado Medio</b>	
Tratamiento	11	0.3342	<b>AS</b>
A (Dosis de AIB)	3	0.8445	<b>AS</b>
B (Tipos de estacas)	2	0.1428	<b>AS</b>
AxB	6	0.1428	<b>AS</b>
Error experimental	24	0.0051	
<b>Total</b>	<b>35</b>	<b>0.1086</b>	
<b>C.V</b>		<b>46.80%</b>	

AS Significación estadística al 1% de probabilidad.

La prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) (Cuadro 14) para el efecto principal dosis de ácido indolbutírico (A), muestra que hay significancia estadística al no aplicar AIB con 39.51% de brotación frente a los que fueron aplicados que no mostraron brotes. Al no aplicar auxinas en sachá inchi, el brote empieza a desarrollarse en la estaca antes de la formación de raíces. Esto crea un punto de atracción de asimilados hacia los brotes, en competencia con la base de la estaca, lo cual reduce el enraizamiento. Estudios realizados por DÍAZ (1991) sobre enraizamiento en estacas juveniles en *Cedrela odorata* y *Gmelina arborea* alcanzaron un 24% de brotación sin aplicación de AIB. Estudios realizados por RUIZ *et al* (2005) en *Gmelina arborea* alcanzaron un 58.3% de brotación a dosis de 2.00% de AIB y 41.8% a dosis de 0.00% de AIB a los 30 días de iniciado el ensayo.

En cuanto a los efectos del factor tipos de estacas (B) en el porcentaje de brotación (Cuadro 14) se puede indicar que en promedio de los tipos de estacas estudiados la estaca basal presentó 15.74% de brotación, no diferenciándose estadísticamente de la estaca intermedia, sin embargo superaron estadísticamente a la estaca apical con 0.93% de brotación. Esto se debe a que en las estacas basales existen gradientes hormonales en cantidades mayores que en las apicales. Las citoquininas probablemente sean los responsables de la brotación de yemas ya que éstas tienen un movimiento no polar (movimiento acropétalo) hacia el ápice. Estudios realizados por RUIZ *et al* (2005) en *Gmelina arborea* alcanzaron mayores porcentajes de brotación en estacas apicales con 54.9 % y menores porcentajes en estacas basales con 38.3% de brotación.

**Cuadro 14.** Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para el efecto principal dosis de ácido indolbutírico (A) y tipo de estaca (B) correspondiente al porcentaje de brotación evaluados a los 30 días.

<b>Factores</b>	<b>Porcentaje de brotación<sup>1/</sup></b>	
<b>Dosis de AIB (A)</b>		
a <sub>1</sub> 0.00%	39.51	a ‡
a <sub>2</sub> 0.10%	0.00	b
a <sub>3</sub> 0.15%	0.00	b
a <sub>4</sub> 0.20%	0.00	b
<b>Tipos de Estacas (B)</b>		
b <sub>3</sub> Basal	15.74	a
b <sub>2</sub> Intermedia	12.96	a
b <sub>1</sub> Apical	0.93	b

<sup>(1/)</sup> Datos transformados  $\arcsen \sqrt{\%}$ , ‡Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ( $p<0.05$ ) entre ellas

En la prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para tratamiento (Cuadro 15) los tratamientos T<sub>3</sub> (AIB a 0.00% + estaca basal) y T<sub>2</sub> (AIB a 0.00% + estaca intermedia) mostraron mayor porcentaje de brotación diferenciándose estadísticamente de los demás tratamientos. Según los resultados obtenidos, el porcentaje de brotación está influenciado en la no aplicación de ácido indolbutírico independientemente del tipo de estaca. Es importante mencionar que mientras la estaca no cuenta con un adecuado sistema radicular no es posible que se presente una brotación abundante, ya que esto provoca un

desequilibrio entre la fotosíntesis y respiración y/o las sustancias nutricionales de la estaca son empleadas para la formación de nuevos brotes y no de raíces, produciendo muerte eventual de la estaca.

**Cuadro 15.** Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de brotación evaluado a los 30 días.

<b>Trat.</b>	<b>Descripción de tratamientos</b>	<b>Porcentaje de brotación<sup>1)</sup></b>	
T <sub>3</sub>	AIB a 0.00% + estaca basal	62.96	a ‡
T <sub>2</sub>	AIB a 0.00% + estaca intermedia	51.85	a
T <sub>1</sub>	AIB a 0.00% + estaca apical	3.70	b
T <sub>4</sub>	AIB a 0.10% + estaca apical	0.00	b
T <sub>5</sub>	AIB a 0.10% + estaca intermedia	0.00	b
T <sub>6</sub>	AIB a 0.10% + estaca basal	0.00	b
T <sub>7</sub>	AIB a 0.15% + estaca apical	0.00	b
T <sub>8</sub>	AIB a 0.15 % + estaca intermedia	0.00	b
T <sub>9</sub>	AIB a 0.15% + estaca basal	0.00	b
T <sub>10</sub>	AIB a 0.20% + estaca apical	0.00	b
T <sub>11</sub>	AIB a 0.20% + estaca intermedia	0.00	b
T <sub>12</sub>	AIB a 0.20% + estaca basal	0.00	b

<sup>(1)</sup> Datos transformados  $\arcsen \sqrt{\%}$ , ‡Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ( $p<0.05$ ) entre ellas.

#### 4.5. Porcentaje de defoliación

El análisis de varianza (Cuadro 16) para el porcentaje de defoliación, mostró diferencias estadísticas significativas en la fuente de variación: tipos de estacas (B) y la interacción AxB (dosis de ácido indolbutírico por tipos de estacas). Sin embargo, en la fuente de variación dosis de ácido indolbutírico (A) no se presentaron diferencias significativas.

**Cuadro 16.** Análisis de variancia del porcentaje de defoliación a los 30 días.

Datos transformados  $\arcsen \sqrt{\%}$ .

<b>Fuente de Variación</b>	<b>GL</b>	<b>Cuadrado Medio</b>	
Tratamiento	11	0.2333	<b>S</b>
A (Dosis de AIB)	3	0.1289	<b>NS</b>
B (Tipos de estacas)	2	0.2937	<b>S</b>
AxB	6	0.2654	<b>S</b>
Error experimental	24	0.0794	
Total	35	0.1278	
C.V		83.37%	

NS No existe diferencia estadística.

S Significación estadística al 5% de probabilidad.



En la prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para dosis de ácido indolbutírico (Cuadro 17), se puede indicar, sin la aplicación de AIB presentó el valor numérico más alto con 39.51% de defoliación, diferenciándose estadísticamente de 0.20% con 8.64% de defoliación, sin embargo esta dosis de AIB no se diferencia estadísticamente de la dosis 0.10% con 28.40% de defoliación ni con la dosis 0.15% con 22.22% de defoliación. La mayor caída foliar en sachá inchi correspondió para aquellas estacas que no fueron tratadas con ácido indolbutírico por lo tanto formaron pocas raíces y algunas no enraizaron. Dicho comportamiento se puede atribuir a que las estacas no recuperaron el balance hídrico (turgencia) sufriendo un estrés hídrico y como respuesta la caída foliar, cesando así las reacciones fotosintéticas. Las hojas presentes en las estacas han sido correlacionadas con la producción de promotores auxínicos, auxinas sinergistas (cofactores) que son transportadas a la zona de enraizamiento en la base de la estaca, importantes para el enraizamiento (WILSON, 1994). A su vez, las hojas permiten producción de carbohidratos derivados de la fotosíntesis (KAMALUDDIN y ALLI, 1996; HARTMANN, 1996), los cuales funcionan como fuente de energía para el proceso rizogenético (HAISSIG, 1986; GUTIERREZ, 1997) así como para incrementar el número de raíces en las estacas (MOE y ANDERSEN, 1988).

**Cuadro 17.** Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para el efecto principal dosis de ácido indolbutírico (A) y tipo de estaca (B) correspondiente al porcentaje de defoliación evaluados a los 30 días.

<b>Factores</b>	<b>Porcentaje de defoliación<sup>1/</sup></b>	
<b>Dosis de AIB (A)</b>		
a <sub>1</sub> 0.00%	39.51	a <sup>‡</sup>
a <sub>2</sub> 0.10%	28.40	a b
a <sub>3</sub> 0.15%	22.22	a b
a <sub>4</sub> 0.20%	8.64	b
<b>Tipos de Estacas (B)</b>		
b <sub>2</sub> Intermedia	40.74	a
b <sub>3</sub> Basal	26.85	a
b <sub>1</sub> Apical	6.48	b

<sup>(1)</sup> Datos transformados  $\arcsen \sqrt{\%}$ , <sup>‡</sup>Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ( $p<0.05$ ) entre ellas.

Para los tipos de estacas, la prueba de Tukey (Cuadro 17), indica que la estaca intermedia alcanzó el mayor porcentaje de defoliación con 40.74%, no diferenciándose estadísticamente de la estaca basal con 26.85% de defoliación, sin embargo estos dos tipos de estacas difieren significativamente de la estaca apical con 8.64% de defoliación. La mayor caída foliar correspondió para aquellas estacas con diámetros mayores. Dicho comportamiento se puede deber a las condiciones de baja incidencia de luz y menor vigor (por efecto de competencia) que presentan las hojas de estacas

gruesas (intermedias y basales) (WILSON, 1994) así como a mayores déficits hídricos en estacas basales e intermedias, y a la presencia de hojas fisiológicamente maduras, las cuales tienen menor actividad fotosintética.

Para tratamientos (Cuadro 18) se puede indicar que existen diferencias significativas entre el T<sub>2</sub> con 74.07% de defoliación frente a los tratamientos T<sub>4</sub>, T<sub>10</sub> y T<sub>12</sub> que no presentaron defoliación.

**Cuadro 18.** Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de defoliación evaluado a los 30 días.

Trat.	Descripción de tratamientos	Porcentaje de defoliación <sup>1/</sup>	
T <sub>2</sub>	AIB a 0.00 % + estaca intermedia	74.07	a ‡
T <sub>5</sub>	AIB a 0.10 % + estaca intermedia	48.15	a b
T <sub>9</sub>	AIB a 0.15 % + estaca basal	44.44	a b
T <sub>6</sub>	AIB a 0.10 % + estaca basal	37.04	a b
T <sub>3</sub>	AIB a 0.00 % + estaca basal	25.93	a b
T <sub>11</sub>	AIB a 0.20 % + estaca intermedia	25.93	a b
T <sub>1</sub>	AIB a 0.00 % + estaca apical	18.52	a b
T <sub>8</sub>	AIB a 0.15 % + estaca intermedia	14.81	a b
T <sub>7</sub>	AIB a 0.15 % + estaca apical	7.41	b
T <sub>4</sub>	AIB a 0.10 % + estaca apical	0.00	b
T <sub>10</sub>	AIB a 0.20 % + estaca apical	0.00	b
T <sub>12</sub>	AIB a 0.20 % + estaca basal	0.00	b

<sup>(1/)</sup> Datos transformados  $\arcsen \sqrt{\%}$ , ‡Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ( $p<0.05$ ) entre ellas.

#### 4.6. Porcentaje de mortalidad

El análisis de varianza (Cuadro 19) para el porcentaje de mortalidad, no encontró diferencias significativas en la fuente de variación: dosis de ácido indolbutírico (A) y la interacción AxB (dosis de ácido indolbutírico por tipos de estacas). Sin embargo, en la fuente de variación tipos de estacas (B) se presentaron diferencias estadísticas altamente significativas.

**Cuadro 19.** Análisis de variancia del porcentaje de mortalidad a los 30 días.

Datos transformados arcsen  $\sqrt{\%}$ .

<b>Fuente de Variación</b>	<b>GL</b>	<b>Cuadrado Medio</b>	
Tratamiento	11	0.1076	<b>NS</b>
A (Dosis de AIB)	3	0.0735	<b>NS</b>
B (Tipos de estacas)	2	0.3908	<b>AS</b>
AxB	6	0.0302	<b>NS</b>
Error experimental	24	0.0584	
<b>Total</b>	<b>35</b>	<b>0.0762</b>	
<b>C.V</b>		<b>145.39%</b>	

NS No existe diferencia estadística.

AS Significación estadística al 1% de probabilidad.

En la prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para dosis de ácido indolbutírico (Cuadro 20), se observa que la dosis 0.20% de ácido indolbutírico tuvo un mayor porcentaje de mortalidad de estacas con 16.05%, no diferenciándose

estadísticamente de las demás dosis 0.00% con 8.64% de mortalidad, 0.10% con 7.41% de mortalidad y 0.15% con 3.70% de mortalidad. El aumento en la mortalidad de las estacas al aumentar concentraciones de AIB se ha asociado a efectos tóxicos (SHIEMBO *et al.*, 1996b) que tienden a producir pérdida por turgencia celular (THIMMAN, s.f). Concentraciones de auxinas más altas de las que pueden encontrarse en los tejidos pueden causar la muerte celular (HARTMANN y KESTER, 1996).

**Cuadro 20.** Prueba de Tukey ( $\alpha=0.05$ ) para el efecto principal dosis de ácido indolbutírico (A) y tipo de estaca (B) correspondiente al porcentaje de mortalidad evaluados a los 30 días.

<b>Factores</b>	<b>Porcentaje de mortalidad<sup>(1)</sup></b>	
<b>Dosis de AIB (A)</b>		
a <sub>4</sub> 0.20%	16.05	a <sup>‡</sup>
a <sub>1</sub> 0.00%	8.64	a
a <sub>2</sub> 0.10%	7.41	a
a <sub>3</sub> 0.15%	3.70	a
<b>Tipos de Estacas (B)</b>		
b <sub>1</sub> Apical	19.44	a
b <sub>3</sub> Basal	6.48	b
b <sub>2</sub> Intermedia	0.93	b

<sup>(1)</sup> Datos transformados  $\arcsen \sqrt{\%}$ , <sup>‡</sup>Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ( $p<0.05$ ) entre ellas.

Para los tipos de estacas, la prueba de Tukey (Cuadro 20), indica que la estaca apical mostró mayor porcentaje de mortalidad con 19.44%, esto se debe a que son mas suculentas por lo tanto están más propensas a la marchitez diferenciándose estadísticamente de la estaca basal con 6.48% de mortalidad y de la estaca intermedia con 0.93% de mortalidad. Este comportamiento es atribuido a las diferencias fisiológicas que existen entre las estacas apicales y las basales, en cuanto a la actividad celular, los reguladores de crecimiento endógenos, los niveles de asimilados y el grado de lignificación (SHIEMBO *et al.*, 1996b). Además según LEAKEY (1983), las estacas basales (las que presentan mayores diámetros) son fisiológicamente diferentes a las apicales, presentando tejidos menos hidratados.

## V. CONCLUSIONES

1. Con la aplicación de ácido indolbutírico (AIB) a 0.15% y 0.20% se obtuvo numéricamente el mayor porcentaje de enraizamiento (92.59 y 87.65 %), número de raíces (25.94 y 20.05) y longitud de raíz mayor (4.25 y 4.57 cm), asimismo un menor porcentaje de brotación (0.00%), defoliación (22.22% y 8.64%) y mortalidad (3.70%).
2. Sin la aplicación de ácido indolbutírico (AIB) se obtuvo numéricamente menor porcentaje de enraizamiento (45.68%), número de raíces (3.45) y longitud de raíz mayor (2.99 cm), asimismo un mayor porcentaje de brotación (39.51%), defoliación (39.51%) y mortalidad (8.64%).
3. Las estacas intermedias y basales mostraron numéricamente el mayor porcentaje de enraizamiento (78.70 y 77.78%), número de raíces (19.21 y 15.75) longitud de raíz mayor (4.07 y 4.24 cm), porcentaje de brotación (12.96 y 15.74%), defoliación (40.74 y 26.85%), asimismo un menor porcentaje de mortalidad (0.93 y 6.48%).
4. Las estacas apicales mostraron numéricamente el menor porcentaje de enraizamiento (73.15%), número de raíces (13.17), longitud de raíz mayor (3.69 cm), porcentaje de brotación (0.93%), defoliación (6.48%), asimismo un mayor porcentaje de mortalidad (19.44%).

## VI. RECOMENDACIONES

1. Se sugiere utilizar dosis de 0.20% y 0.15% de ácido indolbutírico en estacas basales e intermedias para el enraizamiento de *Plukenetia volubilis*.
2. Realizar nuevas investigaciones con sachá inchi evaluando tipos de sustratos, tipos y dosis hormonales, longitud de estacas, niveles de área foliar, grado de sombra en el propagador, edad y grado de lignificación del brote.
3. Es importante en este tipo de estudio incluir variables: Volumen de raíces, contenido relativo de agua, coeficiente neto fotosintético, conductividad estomática.
4. Se recomienda la utilización de los propagadores de subirrigación como cámaras para propiciar el enraizamiento de estacas de *P. volubilis*.



## VII. RESUMEN

El objetivo fue evaluar el enraizamiento de estacas juveniles de sachá inchi bajo el efecto de cuatro dosis de ácido indolbutírico (0.00, 0.10, 0.15 y 0.20%) y tres tipos de estacas (basal, intermedia y apical), utilizando cámaras de subirrigación. El ensayo se realizó en el vivero del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana en San Martín (IIAP); empleando un diseño completamente al azar (DCA) con arreglo factorial 4 x 3 conformado por doce tratamientos, tres repeticiones cada uno y nueve estaquillas por unidad experimental. Al término de 30 días las estacas intermedias y basales mostraron mayor enraizamiento (78.70 y 77.78%), número de raíces (19.21 y 15.75) y longitud de raíz mayor (4.07 y 4.24 cm). Fue imprescindible la aplicación de AIB para estimular el enraizamiento de estacas para esta especie. Al aplicar dosis de AIB a 0.15 y 0.20% se obtuvo el mayor porcentaje de enraizamiento (92,59 y 87,65 %), número de raíces (25,94 y 20,05) y longitud de raíz mayor (4,25 y 4,57 cm). Se concluye que es posible propagar sachá inchi por estacas (más de 80% de enraizamiento) si se aplica la dosis adecuada de AIB a estacas intermedias y basales.

## VIII. BIBLIOGRAFÍA

1. ANDERSEN, A. 1986. Stock plant conditions. In new root formation in plants and cuttings. (Ed. Jackson, M.B.) Martinus Nijhoff Pub., Dordrecht, Boston, Lancaster. Pp 223 – 255.
2. AWAD, G. 1993. Propagación vegetativa de seis especies vegetales nativas con posibilidades ornamentales. Tesis Licenciado en Agronomía. Universidad Austral de Chile. Facultad de Ciencias Agrarias. Valdivia, Chile. 66 p.
3. BASTOS, C. 2006. Propagação da caramboleira por estacas caulinares e caracterização anatômica e histológica da formação de raízes adventícias. Tese de Doutorado. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo. 65 p. [En línea]. USP. (<http://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/11/11136/tde-15032006-141142/>, Doc. 26 de octubre 2008).
4. BLAZICH, F. 1988. Chemicals and Dormulations used to promote adventitious rooting. In: Davis, T; Haissig, BE; Sankhla, N (eds). Adventitious root formation in cuttings. Protiand, Oregon P.p 132-149.
5. BOTTI, C. 1999. Principios de la propagación y técnicas de propagación por estacas. En: Manejo tecnificado de invernaderos y propagación de

plantas. Departamento de Producción Agrícola. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. Santiago, Chile. Pp 72-82.

6. BRAUDEAU, J. 1981. El Cacao. Técnicas Agrícolas y Producciones Tropicales. Blume Distribuidora S. A. Casas Grandes N° 69. México – D. F. 296 p.
7. CABELLO, A. 2000. Propagación Asexual. Apuntes de Clases N° 2. Departamento de Silvicultura. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Chile. 10 p.
8. CACHIQUE, D. 2006. Estudio de la Biología Floral y Reproductiva en el Cultivo De Sacha Inchi *Plukenetia Volubilis* L. Tesis Ing. Agrónomo, Tarapoto, Perú. Universidad Nacional de San Martín. 70 p.
9. CUCULIZA, P. 1956. Propagación de plantas. Lima. Perú. Talleres gráficos F. L. Villanueva. 340 p.
10. DIAZ E, SALAZAR R, MESÉN F. 1991. Enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. Silvoenergía, 51:1- 4.
11. DIAZ E, SALAZAR R, MESÉN F. 1991. Enraizamiento de estacas juveniles de *Gmelina arborea* Linn. Silvoenergía, 49.1- 4.

12. DICK, J. y DEWAR, R. 1992. A mechanistic model of carbohydrates dynamics during adventitious root development in cuttings. *Annals of Botany*, 70:371-377.
13. DIRR, M. y HEUSER, C. 1987. The reference manual of woody plant propagation. From seed to tissue culture. Georgia, USA. Varsity Press INC. 239 p.
14. ERSTAD, L; GISLEROD, R. 1994. Water uptake of cuttings and stem pieces as affected by different anaerobic conditions in the rooting medium. *Scientia Horticulturae (Holanda)* 58: 151-160.
15. ELIASSON, L. 1978. Effects of nutrients and light on growth in root formation in *Pisum sativum* cuttings. *Physiologia Plantarum*, 48:261-265.
16. EVANS, H. 1951. Investigations on the propagation of cacao. *Tropical Agriculture*, 28:147-203.
17. EVANS, H. 1952. Physiological aspects of the propagation of cacao from cuttings. In *Proceedings 13<sup>th</sup> International Horticultural Congress*, 2: 1179-1190.

18. FANEGO, A. 2006. Aportes a la metodología de propagación de *Bougainvillea glabra* Choisy. Tesis presentada en opción del título académico de "Master en Ciencias Agrícolas", Universidad Agraria de la Habana Fructuoso Rodríguez Pérez. 56 p.
19. FRENCH, C., LINN, W. 1984. Seasonal variation in the effects of CO<sub>2</sub> mist and supplementary lighting from high-pressure sodium lamps on rooting of English holly cuttings. *Horticultural Science*, 19:519-521.
20. GALLUSER, E. 2004. Informe Preliminar. Caracterización e Identificación de Ecotipos del género *Plukenetia*. Tarapoto-Perú. 4 p.
21. GARCÍA, L., JIMÉNEZ, J., PEÑA, L. y RODRÍGUEZ, P. 2001. Propagación vegetativa en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) mediante enraizamiento de esquejes. *Agricultura Técnica México* 27(1): 27-33.
22. GASPAR, T., HOFINGER, M. 1988. Auxin metabolism during adventitious rooting. In *Adventitious Root Formation in Cuttings*. (Eds. Davis, T.D., Haissig, B.E. and Sankhla, N.). B.E. Dioscorides Press, Portland, Oregon. Pp 117-131.
23. GAY, A.P.; LOACH, K. 1977. Leaf conductance changes on leafy cuttings of *Cornus* and *Rhodendron* during propagation. *Journal of Horticultural Science*, 52:509-516.

24. GILLESPIE, L. 1993. A Synopsis of Neotropical *Plukenetia* (Euphorbiaceae) including two new species. *Systematic Botany* 18 (4):575 – 592.
25. GILLESPIE, L y L, LYNN, 1993. Pollen morphology and phylogeny of the tribe *Plukenetieae* (Euphorbiaceae). *Annals of the Missouri Botanical Garden* 81 :317 -348
26. GILLESPIE, L. J. y ARMBRUSTER, W. S. 1997. A contribution of the Guianan Flora: *Dalechampia*, *Haematostemon*, *Omphalea*, *Pera*, *Plukenetia* and *Tragia* (Euphorbiaceae). *Smithsonian Contribution to Botany*, number 86. Smithsonian Institution Press. Washington, D. C. 48 p.
27. GRANGE, R.I., LOACH, K. 1983a. Environmental factors affecting water loss from leafy cuttings in different propagation systems. *Journal of Horticultural Science*, 58(1):1-7.
28. GRANGE, R.I., LOACH, K. 1985. The effect of light on the rooting of leafy cuttings. *Scientia Horticulturae*. 27:105-111.
29. GUTIERREZ, B. 1997. Consideraciones sobre la fisiología y el estado de madurez en el enraizamiento de estacas de especies forestales. Santiago, Chile. *Ciencia e Investigación Forestal*. 9 (2):261 – 277.

30. GUTIERREZ, M. 2003. Propagación del burío (*Heliocarpus appendiculatus* Turcz.) por semillas, estacas y acodos. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. 120 p. [En línea]. CATIE. (<http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0315e/A0315e.pdf#pagemode=bookma>. Doc. 26 de setiembre 2008).
31. HAISSIG, B.E. 1974a. Influences of auxin and auxin synergists on adventitious root primordium initiation and development. *New Zealand of Forestry Science*, 4(2):311-323.
32. HAISSIG, B.E. 1974b. Origin of adventitious roots. *New Zealand of Forestry Science*, 4(2):299-310.
33. HAISSIG, B.E. 1986. Metabolic processes in adventitious rooting. In *New Root Formation in Plants and Cuttings* (Ed. Jackson, M.B.) Martinus Nijhoff Pub., Dordrecht, Boston, Lancaster. Pp 141-189.
34. HAISSIG, B.E.; RIEMENSCHNEIDER, D.E. 1988. Genetic effects on adventitious rooting. In *Adventitious Root Formation in Cuttings*. (Eds. Davis, T.d. Haissig, B.E. and Sankhla, N.). B.E. Dioscorides Press, Portland, Oregon. Pp 47-60.

35. HANSEN, J., STROMQUIST, L.H., ERICSSON, A. 1978. Influence of the irradiance on carbohydrate content and rooting of cuttings of pine seedlings (*Pinus sylvestris* L.). *Plant Physiology*. 61:975-979.
36. HARTMANN, T. y KESTER, E. 1996. Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial continental S.A. México. 814 p.
37. HENRIQUEZ, E. 2004. Evaluación de tres factores de enraizamiento en morera (*Morus alba*). Tesis Ing. Agr. Santiago, Chile. Facultad de ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. 77 p. [En línea]. Cybertesis. (<http://www.cybertesis.cl/tesis/uchile/2004/henriqueze/doc/henriqueze.pdf> henriquez, Documentos, 24 de Julio 2006).
38. JARVIS, BC. 1986. Endogenous control of adventitious rooting in now – wood. In: Jackson. MB. New root formation in plants and cuttings. Direct. NE. Martinus Nijhoff Publishers. Pp. 191-221.
39. JIMENEZ, R. 1993. Especie nueva de *Plukenetia* (Euphorbiaceae) del estado de Oaxaca, México. *Anales del Instituto de Biología Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Botánica* 64(2): Pp 55-58.
40. JINKS, L. 1995. The effects of propagation environment on the rooting of leafy cuttings of ash (*Fraxinas excelsior* L), sycamore (*Acer*



*pseudoplatanus* L.), and sweet chestnut (*Castanea sativa* Mill.). *New Forests* (EE.UU) 10:183 -195.

41. KAINS, M. y McQUESTEN, L. 1993. Propagation of plants. New York. USA. Orange Judo Publishing Company, INC. 639 p.
42. KAMALUDDIN, M; ALI, M. 1996. Effects of leaf area and auxin on rooting and growth of rooted stem cuttings of neem. *New Forest* (EE.UU) 12:11-18.
43. LEAKEY, R.R.B; CHAPMAN, V.R; LONGMAN, K.A. 1982. Physiological studies for tropical tree improvement and conservation – some factors affecting root initiation in cuttings of *Triplochiton scleroxylon* K. Schum. *Forest Ecology and Management*, 4:53-66.
44. LEAKEY, R.R.B. 1983. Stockplant factors affecting root initiation in cuttings of *Triplochiton scleroxylon* K. Schum., and indigenous hardwood of West Africa. *Journal of Horticultural science*, 58(2):277-290.
45. LEAKEY, R. 1985. The capacity for vegetative propagation in trees. In: Canell, MGR; Jackson, JE (eds). *Trees as crop plants*. Midlothian, UK, Institute of Terrestrial Ecology. p 110-133.

46. LEAKEY, R. 1990. Propagación vegetativa de especies forestales. In Manual sobre Mejoramiento genético. CATIE, Turrialba. Costa Rica. Pp 113 -120.
47. LEAKEY RRB, MESÉN F, TCHOUNDJEU Z, LONGMAN KA, DICK JMCP, NEWTON A, MATIN A, GRACE J, MUNRO RC, MUTOKA PN. 1990. Low-technology techniques for the vegetative propagation of tropical trees. Commonwealth Forestry Review 69(3):247-257.
48. LEAKEY RRB, MESÉN F. 1991. Métodos de propagación vegetativa en árboles tropicales: enraizamiento de estacas suculentas. Capítulo 10. In Manual sobre Mejoramiento Genético Forestal con Referencia Especial a América Central. Cornelius JP, Mesén F, Corea E (eds.), Proyecto Mejoramiento Genético Forestal, CATIE, Turrialba, Costa Rica. Pp. 135-153.
49. LEAKEY RRB, MESÉN F. 1991. Estrategia de silvicultura para especies forestales tropicales. Capítulo 11. In Manual sobre Mejoramiento Genético Forestal con Referencia Especial a América Central. Cornelius JP, Mesén F, Corea E (eds.), Proyecto Mejoramiento Genético Forestal, CATIE, Turrialba, Costa Rica. Pp. 155-170.
50. LEAKEY, R.R.B.; DICK, J. McP.; NEWTON, A.C. 1992. Stockplant-derived variation in rooting ability: the source of physiological youth. In Mass

Production Technology for Genetically Improved Fast Growing Forest Tree species. Published by AFOCAL, Nangis, France. Pp. 171-178.

LEAL, F., HERNÁNDEZ S., VALDERRAMA E Y TROCEL L. 1994. Enraizamiento de estacas de cacao. Memorias del primer congreso venezolano del cacao y su industria (1, 1994, Maracay, Venezuela). 2 p. [En línea]. Sian, (<http://www.cacao.sian.info.ve/memorias/pdf/56.pdf>, documentos, 10 Julio 2008).

51. LO, Y.N. 1985. Root initiation of *Shorea macrophylla* cuttings: effects of node position, growth regulators and misting regime. *Forest Ecology and management (Holanda)* 12:43-52.

52. LOACH, K. 1977. Leaf water potential and the rooting of cuttings under mist and polythelene. *Physiologia Plantarum (Dinamarca)* 40:191 -197.

53. LOACH, K., WHALLEY, D.N. 1978. The effects of light intensity and sucrose on root formation, photosynthetic ability and senescence in detached cotyledons of *Sinaspis alba* L. and *Raphanus sativus* L. *Annals of Botany*. 36:123-134.

54. LOACH, K., GAY, A.P. 1979. The light requeriments for propagation hardy ornamental species from leafy cuttings. *Scientia Horticulturae*, 10:217-230.

55. LOACH, K. 1988. Water relations and adventitious rooting. In *Adventitious root formation in cuttings*. Ed. By T.D. Davis; B.E. Haissig; N.B. Sankhla. Portland, Or. EE.UU., Disocorides Press. Pp.102-116.
56. LONGMAN, K. 1993. Rooting Cuttings of Tropical Trees. *Tropical Trees: Propagation and Planting Manuals*. Vol. 1. Commonwealth Science Council, London. 137 p.
57. LOVELL P.H., WHITE, J. 1986. Anatomical changes during adventitious root formation. In *New Root Formation in plants and Cuttings*. *Developments in plant and soil sciences*; 20. (Ed. Jackson, M.B.) Martinus Nijhoff Publisher, Dordrecht. Pp. 111-140.
58. MACDONALD, B. 1986. *Practical woody plant propagation for nursery growers*. London. Ed. Batsford. 669 p.
59. MANCO, E. 2006. *Cultivo de Sacha Inchi*. Estación Experimental Agraria "El Porvenir", INIEA. Tarapoto. 11 p.
60. MANSILLA, D. 2004. *Propagación vegetativa mediante estaquillado en especies nativas de los géneros Mutisia, Escallonia y Gaultheria, como potenciales cultivos ornamentales*. Tesis Ing. Agr. Valdivia, Chile. Universidad Austral de Chile. 68 p. [En línea]. Cybertesis.

(<http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2004/fam288p/html/index-frames.html>, Documentos., 12 Noviembre, 2008).

61. MATEO, S., VARGAS, H., LOPEZ, P. JASSO, M., 2000. Enraizado de estacas juveniles de cinco especies de coníferas ornamentales. *Ciencia For. México*. 23:29-39.
62. MESEN, F. 1988. Propagación vegetativa de *Araucaria hunsteinii* Sch. mediante enraizamiento de estacas. Tesis Ing. agrónomo. Turrialba.universidad de Costa Rica. 77 p.
63. MESEN, F; LEAKEY RRB y NEWTON, AC. 1992. Hacia el desarrollo de técnicas de silvicultura clonal para el pequeño finquero. *El Chasqui* (Costa Rica), 28:6-18.
64. MESEN, F. 1993. Vegetative Propagation of Central American Hardwoods. Thesis Ph.D. Edinburgh, Scotland, University of Edinburgh. Institute of Terrestrial Ecology. 231 p.
65. MESEN F, LEAKEY RRB y NEWTON AC. 1996. Propagadores de subirrigación: un sistema simple y económico para la propagación vegetativa de especies forestales. In *Avances en la Producción de Semillas Forestales en América Latina*. Memorias, Salazar R (ed.), Managua, Nicaragua, 16-20 de octubre 1995. Pp. 101-110.

66. MESEN, F. 1997. Vegetative propagation of *Cordia alliodora*. Invited Chapter. In Boshier DH and Lamb AT (eds),. *Cordia alliodora*, Genetics and Tree Improvement. Tropical Forestry Papers No. 36, Oxford Forestry Institute, Department of Plant Sciences, University of Oxford .Chapter 8. Pp. 73-81.
67. MESEN F, TREJOS E. 1997. Propagación vegetativa de San Juan (*Vochysia guatemalensis* Donn. Smith) mediante enraizamiento de estacas juveniles. Revista Forestal Centroamericana. 21:19-24.
68. MESEN F, NEWTON AC, LEAKEY RRB. 1997. The effects of propagation environment and foliar areas on the rooting physiology of *Cordia alliodora* (Ruiz & Pavon) Oken cuttings. Trees. 11:401-411.
69. MESEN, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 36 p.
70. MESEN F, LEAKEY R, NEWTON A. 2001. The influence of stockplant environment on morphology, physiology and rooting of leafy stem cuttings of *Albizia guachapele*. New Forests. 22:213-227.
71. MESEN, F., VÍQUEZ, E. 2003. Propagación vegetativa de *Bombacopsis quinata*. In: Cordero J y Boshier DH (eds), *Bombacopsis quinata*, un

- árbol maderable para reforestar, Tropical Forestry Papers 39, Oxford Forestry Institute, Department of Plant Sciences, University of Oxford. Capítulo 7. Pp. 89-96.
72. MOE, R., ANDERSEN, A.S. 1988. Stockplant environment and subsequent adventitious rooting. In Adventitious Root Formation in Cuttings. (Eds. Davis, T.D., Haissig, B.E. and Sankhla, N.) B.E. Dioscorides Press, Portland, Oregon. Pp 214-234.
73. NEWTON, C. y JONES, C. 1993. Characterisation of microclimate of mist an non-mis propagation systems. M Journal of Horticultural Science. 68(3):421-430.
74. NUÑEZ, Y. 1997. Propagación vegetativa del cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); pilón (*Hyeronima alchomeoides*, Allemo) y surá (*Terminalia oblonga*, Ruiz & Pavon) mediante el enraizamiento de estacas juveniles. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. 172 p. [En línea]. CATIE. (<http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0488e/A0488e.pdf#pagemode=bookma>, documentos, 20 Julio 2008).
75. PEATE, N. 1989. Media for cutting propagation. Washington. U. S. A. The International Plant Propagators Society. 39: Pp. 71-76.

76. PEREIRA, M. 2003. Propagação via estacas apicais, caracterização morfológica e molecular de jabuticabeiras (*Myrciaria spp*). Tese de Doutorado. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo. 86 p. [En línea]. USP. [http://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/11/111150/tde-240\\_32004-151150/](http://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/11/111150/tde-240_32004-151150/). Documentos, 04 Agosto 2008).
77. PHILLIPS, I.D.J. 1975. Apical dominance. *Annual Review of plant Physiology*. 26:341-367.
78. PURI, S; KHARA, A. 1992. Influency of maturity and physiological status of woody cutting: limits and promises to ensure successful cloning. *Indian Forester (India)*. 118(8):560-572.
79. PORRAS, 2005. Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.) conocido como "maní del monte". PERUAGRO. Lima, Perú. Año II. Edición V. Pp 17-19.
80. ROCHA, G. 1998. Manual de propagação de plantas. Segunda Edición. Editorial Ateneo. Buenos Aires, Argentina. 209 p.
81. ROJAS, S. GARCIA, J. ALARCON, M. 2004. Propagação Asexual de Plantas. Conceptos Básicos y Experiencias con Especies Amazónicas. CORPOICA/PRONATA/MADR. Colombia. 55 p.



82. RUIZ, G., VARGAS, J., CETINA, V., VILLEGAS, A. 2005. Efecto del ácido indolbutírico (AIB) y tipo de estaca en el enraizado de *Gmelina Arborea* Roxb. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 28(4):319-326.
83. SALISBURY, F. y ROSS, W. 2000. *Fisiología de las plantas*. Ed. Paraninfo. Madrid, España. 988 p.
84. SANDOVAL, A. 1997. Propagación vegetativa de *Eucalyptus globulus* a través del enraizamiento de estacas. Tesis Ing. Forestal. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Concepción. 50 p.
85. SANTELICES, R. 1998. Propagación vegetativa del Hualo, (*Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser), mediante estacas procedentes de rebrotes de tocón. Tesis Magister en Ciencias Forestales, Mención Manejo Forestal. Escuela de Postgrado. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad de Chile. 93 p.
86. SEVILLA, HOLLE, 2004. *Recursos Genéticos Vegetales*. Primera edición. Edit. Torre Azul SAC. Lima, Perú. 445 p.
87. SHARMA, R.; SHARMA, T. SHARMA, R. 1991. Influence of regulators and de time of operations rootage of air layering in guava (*Psidium guajava* L.) cv. Allahabad Safeda. *Rissa Journal of Horicultural*. 19:41-45.

88. SHIEMBO, P.N.; NEWTON, A.C.; LEAKEY, R.R.B. 1996b. Vegetative propagation of *Ricinodendron heudelotii*, a West African fruit tree. *J. Trop. For. Sci.*, in press.
89. SNEDECOR, G.W.; COCHRAN, W.G. 1980. *Statistical methods*, 7ed, Iowa, EE.UU. Iowa State University Press. s.p.
90. STRASBURGUER, E. 1994. *Tratado de botánica*. Omega, Barcelona. 1068 p.
91. TCHOUNDJEU, Z; LEAKEY, R.R.B. 1996. Vegetative propagation of African Mahogany: effects of auxin, node position, leaf area and cutting length. *New Forest (EE.UU)* 11:125-136.
92. THIMANN, K.V. s.f. The auxins. In: Wilkins, M.B. ed. *The physiology of plant growth and development*. London, Mcgraw-Hill. Pp 3-37.
93. TORRES, A. 2003. *Relação entre sazonalidade desrama e carboidratos no crescimento do eucalipto na propagação vegetativa por miniestaquia*. Dissertação Mestrado. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo. 65 p. [En línea]. USP. (<http://www.teses.usp.br/teses /disponiveis/11/11150/tde-09122003-105826/>, Doc 04 Set. 2007).

94. VALLES, R. 1991. Potencial agroalimentario Industrial del "Sacha Inchi" para la selva alta. P.O. Box. 239. 8 p.
95. VALLES, C. 1995. Sacha Inchi, Importante Oleaginosa Selvática. Pura Selva, Pp. 40-41.
96. VARGAS, GG; ARELLANO, G. y SOTO, R. 1999. Propagación por estacas de icaco (*Chrysobalanus icaco* L.) sometidas a aplicaciones de auxinas. Bioagro. 11: 103-108.
97. VIEITEZ, A.M.A, BALLESTER, M.I, GARCÍA y E. VIEITEZ. 1980. Start depletion and anatomical changer during the rooting of *Castanea sativa* Mill. Cuttings Scientia Horticulturae. 13(2):261-266.
98. VEIERSKOV, B., ANDERSEN, A.S. 1982. Dynamics of extractable carbohydrates in *Pisum sativum*. III. The effect of IAA and temperature on content and translocation of carbohydrates in pea cuttings during rooting. Physiologia Plantarum. 55:179-182.
99. VEIERSKOV, B. 1988. Relations between carbohydrates and adventitious root formation. In Adventitious Root Formation in Cuttings. (Eds. Davis, T.D., Haissig, B.E. And Sankhla, N.). B.E. Dioscorides Press, Portland, Oregon. pp. 70-78.

100. WEAVER, R. J. 1976. Reguladores del Crecimiento de las Plantas en la Agricultura. Editorial Trillas. México. 622 p.
101. WEBSTER, G. L. 1994. Synopsis of the genera and suprageneric taxa of Euphorbiaceae. Annals of the Missouri Botanical Garden. 81: 33-144.
102. WELLS, J. 1979. Plant propagation practices. 14<sup>a</sup> printing. New York. USA. Macmillan Publishing, INC. 344 p.
103. WILLSON, P.J. 1993. Contributions of the leaves and axillary shoots to rooting in *Eucalyptus grandis*. Hill ex Maid stems cuttings. Journal of Horticultural Science (Inglaterra) 68(6):999-1007.
104. WRIGT, W. 1964. Mejoramiento genético de los árboles forestales. FAO. Estudios de Silvicultura y Productos Forestales. N° 16. 436 p.
105. ZOBEL, B. y TALBERT, J. 1988. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. México. Ed. Limusa. 554 p.

## **IX. ANEXO**

**Cuadro 21.** Datos originales del porcentaje de enraizamiento.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	0.67	0.67	0.44	0.56	0.89	0.78	1.00	0.89	1.00	0.56	0.89	1.00	9.33
II	0.56	0.22	0.67	0.67	0.78	0.56	1.00	1.00	0.78	0.56	1.00	1.00	7.78
III	0.67	0.11	0.11	1.00	1.00	1.00	0.67	1.00	1.00	0.89	1.00	1.00	8.44
Σ	1.89	1.00	1.22	2.22	2.67	2.33	2.67	2.89	2.78	2.00	2.89	3.00	25.56
X	0.63	0.33	0.41	0.74	0.89	0.78	0.89	0.96	0.93	0.67	0.96	1.00	8.52

**Cuadro 22.** Porcentaje de enraizamiento, datos transformados  $\arcsen \sqrt{\%}$ .

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	0.96	0.96	0.73	0.84	1.23	1.08	1.57	1.23	1.57	0.84	1.23	1.57	13.81
II	0.84	0.49	0.96	0.96	1.08	0.84	1.57	1.57	1.08	0.84	1.57	1.57	11.80
III	0.96	0.34	0.34	1.57	1.57	1.57	0.96	1.57	1.57	1.23	1.57	1.57	13.25
Σ	2.75	1.79	2.02	3.37	3.88	3.49	4.10	4.37	4.22	2.91	4.37	4.71	38.85
X	0.92	0.60	0.67	1.12	1.29	1.16	1.37	1.46	1.41	0.97	1.46	1.57	12.95

**Cuadro 23.** Datos originales de número de raíces.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	2.83	3.83	2.75	10.33	15.63	13.29	23.00	24.50	19.89	27.00	36.88	28.44	208.37
II	2.83	2.50	6.50	9.33	16.00	14.20	19.56	25.11	10.43	15.60	28.56	29.33	150.62
III	2.83	2.00	5.00	11.67	26.56	15.56	11.17	25.78	21.00	21.88	23.22	22.56	166.65
Σ	8.50	8.33	14.25	31.33	58.18	43.04	53.72	75.39	51.32	64.48	88.65	80.33	525.64
X	2.83	2.78	4.75	10.44	19.39	14.35	17.91	25.13	17.11	21.49	29.55	26.78	175.21

**Cuadro 24.** Número de raíces, datos transformados  $\sqrt{x+1}$ .

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	1.96	2.20	1.94	3.37	4.08	3.78	4.90	5.05	4.57	5.29	6.15	5.43	48.71
II	1.96	1.87	2.74	3.21	4.12	3.90	4.53	5.11	3.38	4.07	5.44	5.51	40.34
III	1.96	1.73	2.45	3.56	5.25	4.07	3.49	5.17	4.69	4.78	4.92	4.85	42.07
Σ	5.87	5.80	7.12	10.14	13.45	11.75	12.92	15.33	12.64	14.15	16.51	15.79	131.12
X	1.96	1.93	2.37	3.38	4.48	3.92	4.31	5.11	4.21	4.72	5.50	5.26	43.71

**Cuadro 25.** Datos originales de longitud de raíces.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	2.83	2.29	2.72	4.33	4.57	4.48	4.12	4.13	4.75	3.99	4.89	5.09	48.17
II	1.96	4.57	6.69	2.62	4.07	3.24	3.97	4.18	3.59	5.69	4.94	3.77	45.52
III	2.66	1.00	2.23	4.22	5.28	4.93	3.82	5.18	4.53	4.11	3.74	4.91	41.71
Σ	7.45	7.85	11.64	11.17	13.92	12.65	11.91	13.48	12.87	13.79	13.57	13.77	135.40
X	2.48	2.62	3.88	3.72	4.64	4.22	3.97	4.49	4.29	4.60	4.52	4.59	45.13

**Cuadro 26.** Datos originales de porcentaje de brotación.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	0.00	0.44	0.78	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	1.22
II	0.00	0.56	0.56	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	1.11
III	0.11	0.56	0.56	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	1.22
Σ	0.11	1.56	1.89	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	3.56
X	0.04	0.52	0.63	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	1.19

**Cuadro 27.** Porcentaje de brotación, datos transformados  $\arcsen \sqrt{\%}$ .

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	0.00	0.73	1.08	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	1.81
II	0.00	0.84	0.84	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	1.68
III	0.34	0.84	0.84	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	2.02
Σ	0.34	2.41	2.76	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	5.51
X	0.11	0.80	0.92	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	1.84

**Cuadro 28.** Datos originales de porcentaje de defoliación.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	Σ
I	0.11	0.56	0.00	0.00	0.44	0.00	0.00	0.11	0.33	0.00	0.33	0.00	1.89
II	0.22	0.89	0.00	0.00	0.67	0.67	0.22	0.00	0.67	0.00	0.33	0.00	3.67
III	0.22	0.78	0.78	0.00	0.33	0.44	0.00	0.33	0.33	0.00	0.11	0.00	3.33
Σ	0.56	2.22	0.78	0.00	1.44	1.11	0.22	0.44	1.33	0.00	0.78	0.00	8.89
X	0.19	0.74	0.26	0.00	0.48	0.37	0.07	0.15	0.44	0.00	0.26	0.00	2.96

**Cuadro 29.** Porcentaje de defoliación, datos transformados  $\arcsen \sqrt{\%}$ .

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	$\Sigma$
I	0.34	0.84	0.00	0.00	0.73	0.00	0.00	0.34	0.62	0.00	0.62	0.00	3.48
II	0.49	1.23	0.00	0.00	0.96	0.96	0.49	0.00	0.96	0.00	0.62	0.00	5.69
III	0.49	1.08	1.08	0.00	0.62	0.73	0.00	0.62	0.62	0.00	0.34	0.00	5.57
$\Sigma$	1.32	3.15	1.08	0.00	2.30	1.69	0.49	0.96	2.19	0.00	1.57	0.00	14.74
X	0.44	1.05	0.36	0.00	0.77	0.56	0.16	0.32	0.73	0.00	0.52	0.00	4.91

**Cuadro 30.** Datos originales de porcentaje de mortalidad.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	$\Sigma$
I	0.11	0.00	0.22	0.33	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.33	0.00	0.00	1.00
II	0.33	0.11	0.00	0.33	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.44	0.00	0.56	1.78
III	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.33	0.00	0.00	0.11	0.00	0.00	0.44
$\Sigma$	0.44	0.11	0.22	0.67	0.00	0.00	0.33	0.00	0.00	0.89	0.00	0.56	3.22
X	0.15	0.04	0.07	0.22	0.00	0.00	0.11	0.00	0.00	0.30	0.00	0.19	1.07

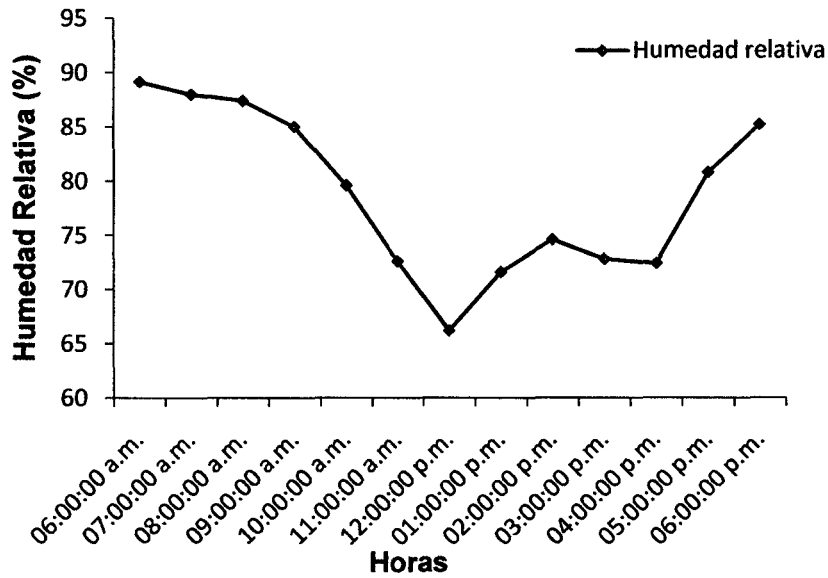
**Cuadro 31.** Porcentaje de mortalidad, datos transformados  $\arcsen \sqrt{\%}$ .

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	$\Sigma$
I	0.34	0.00	0.49	0.62	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.62	0.00	0.00	2.06
II	0.62	0.34	0.00	0.62	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.73	0.00	0.84	3.14
III	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.62	0.00	0.00	0.34	0.00	0.00	0.96
$\Sigma$	0.96	0.34	0.49	1.23	0.00	0.00	0.62	0.00	0.00	1.69	0.00	0.84	6.16
X	0.32	0.11	0.16	0.41	0.00	0.00	0.21	0.00	0.00	0.56	0.00	0.28	2.05

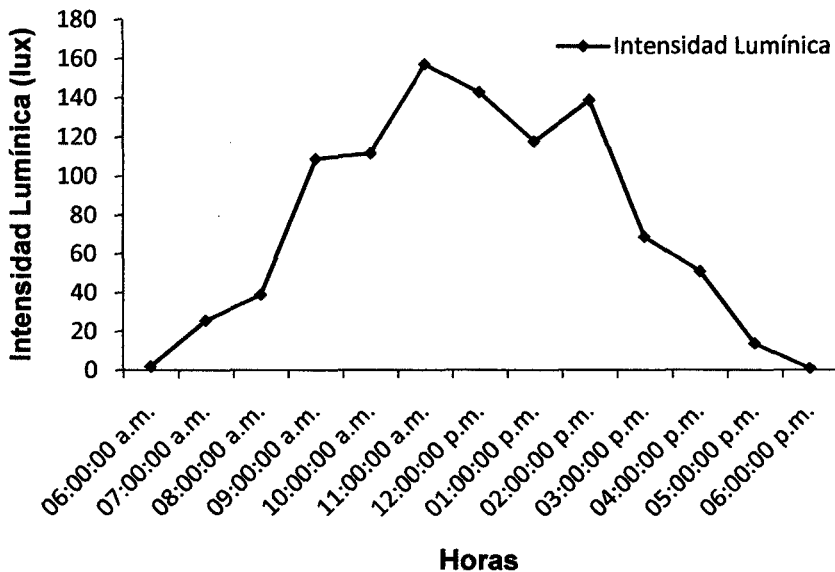


**Cuadro 32.** Datos promedios de humedad relativa, intensidad lumínica, temperatura del aire y del sustrato dentro del propagador de subirrigación durante 5 días de establecido el ensayo de estacas de *P. volubilis*.

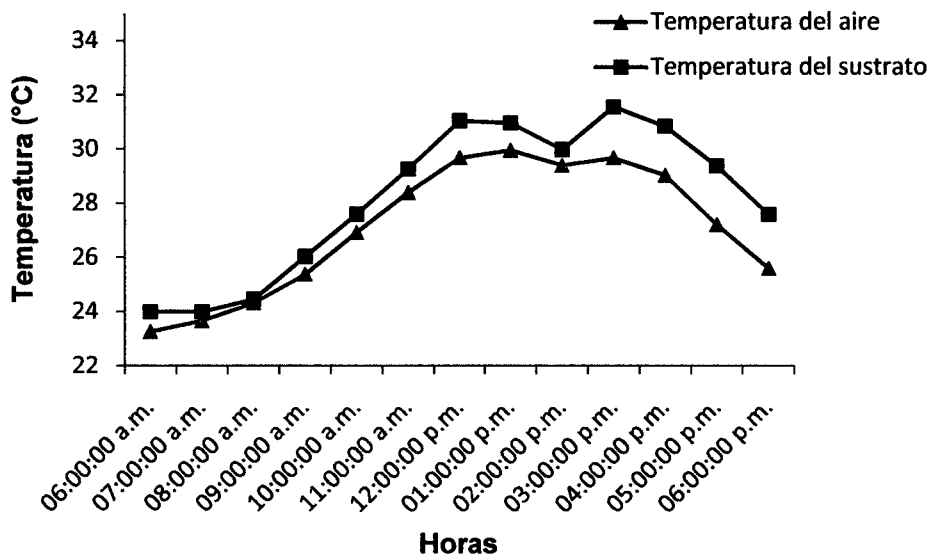
<b>HORAS</b>	<b>Humedad relativa (%)</b>	<b>Intensidad lumínica (lx)</b>	<b>Temperatura del aire (°C)</b>	<b>Temperatura del sustrato (°C)</b>
06:00 am	88.08	1.80	23.28	21.88
07:00 am	88.50	25.60	23.94	22.62
08:00 am	87.40	38.80	24.33	24.12
09:00 am	85.00	108.80	25.38	25.94
10:00 am	79.60	111.60	26.92	27.34
11:00 am	72.60	157.00	28.40	29.26
12:00 pm	66.20	142.60	29.68	31.04
01:00 pm	71.60	117.60	29.96	30.96
02:00 pm	74.60	138.60	29.40	29.98
03:00 pm	72.80	68.60	29.68	31.56
04:00 pm	72.40	50.80	29.04	30.84
05:00 pm	80.80	13.60	27.22	29.38
06:00 pm	85.20	0.80	25.60	27.60



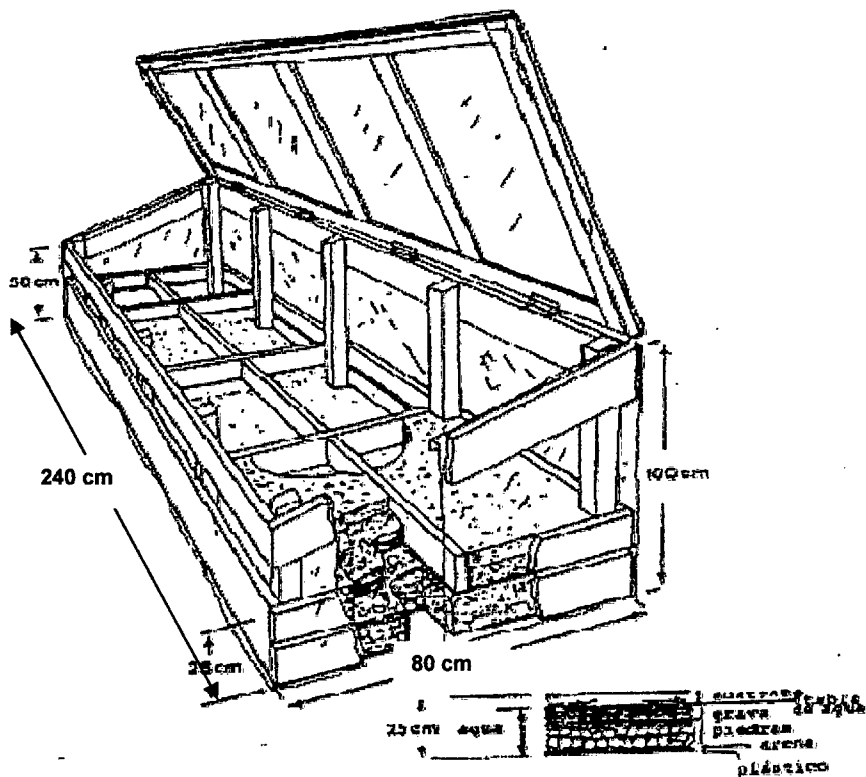
**Figura 4.** Variaciones en la humedad relativa dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días.



**Figura 5.** Variaciones en la irradiación (intensidad lumínica) bajo una malla sombreadora de 20% de traspaso de luz dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días.



**Figura 6.** Variaciones en la temperatura del aire y del sustrato bajo una malla sombreadora de 20% de traspao de luz dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días



**Figura 7.** Diseño del propagador de subirrigación (Leakey *et al.*, 1990).

## **Características de la accesión Mishquiyacu**

### **Criterios de evaluación:**

1. El número de cosechas realizadas al año (24 meses)
2. Cierta grado de tolerancia a *Meloidogyne spp.*

### **Procedencia:**

Material silvestre colectado en el departamento de San Martín, provincia de Lamas y Distrito de Pinto Recodo el 06/02/2007.

### **Características destacadas de la accesión:**

Hábito de crecimiento : Trepador

Diámetro de cápsula : 4.50 cm

Diámetro de semilla : 1.91 cm

% de cáscara : 43.56

% de semilla : 56.44

Peso de 100 semillas : 104.85 g

Nº de Cosechas/Año : 24

Susceptibilidad a *Meloidogyne incognita*: Baja a Intermedia (2 años plantación)

Susceptibilidad al stress hídrico: Medianamente tolerante

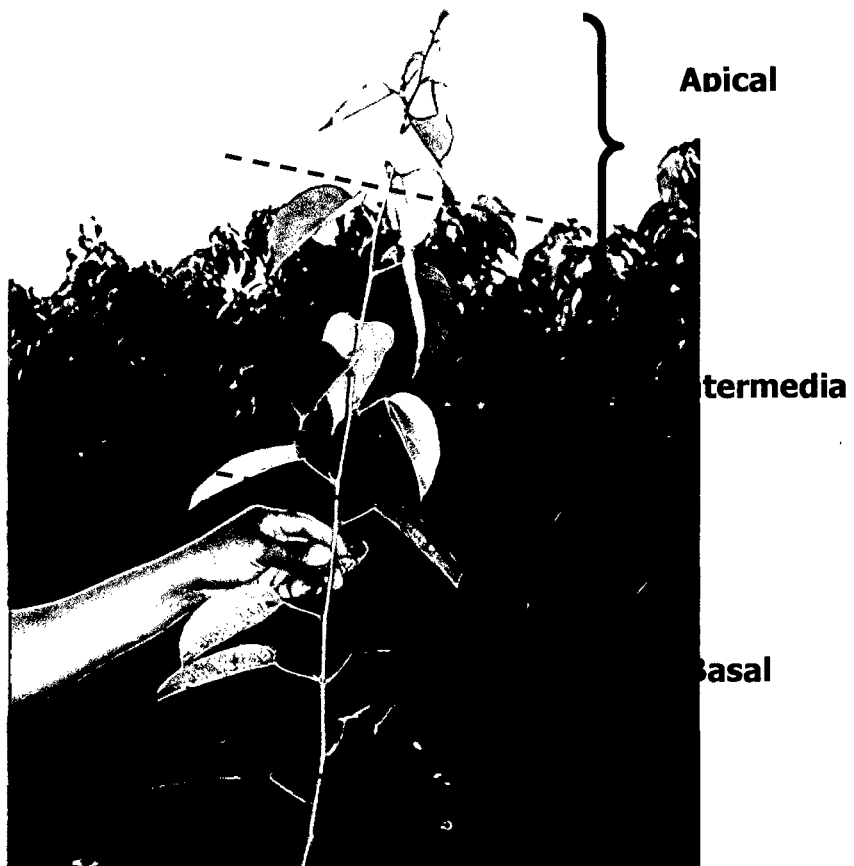
Rendimiento al 1º año (kg/ha/año): 1 526.00

% de Aceite tipo omegas:

% de Omega 3: 41.10

% de Omega 6: 39.57

% de Omega 9: 10.85



**Figura 8.** Brote de *Plukenetia volubilis* L. que muestra los tres tipos de estacas a dos meses de realizado la poda.



**Figura 9.** Estacas juveniles utilizadas para el enraizamiento.



**Figura 10.** Preparación de las estaquillas, tratamiento hormonal.



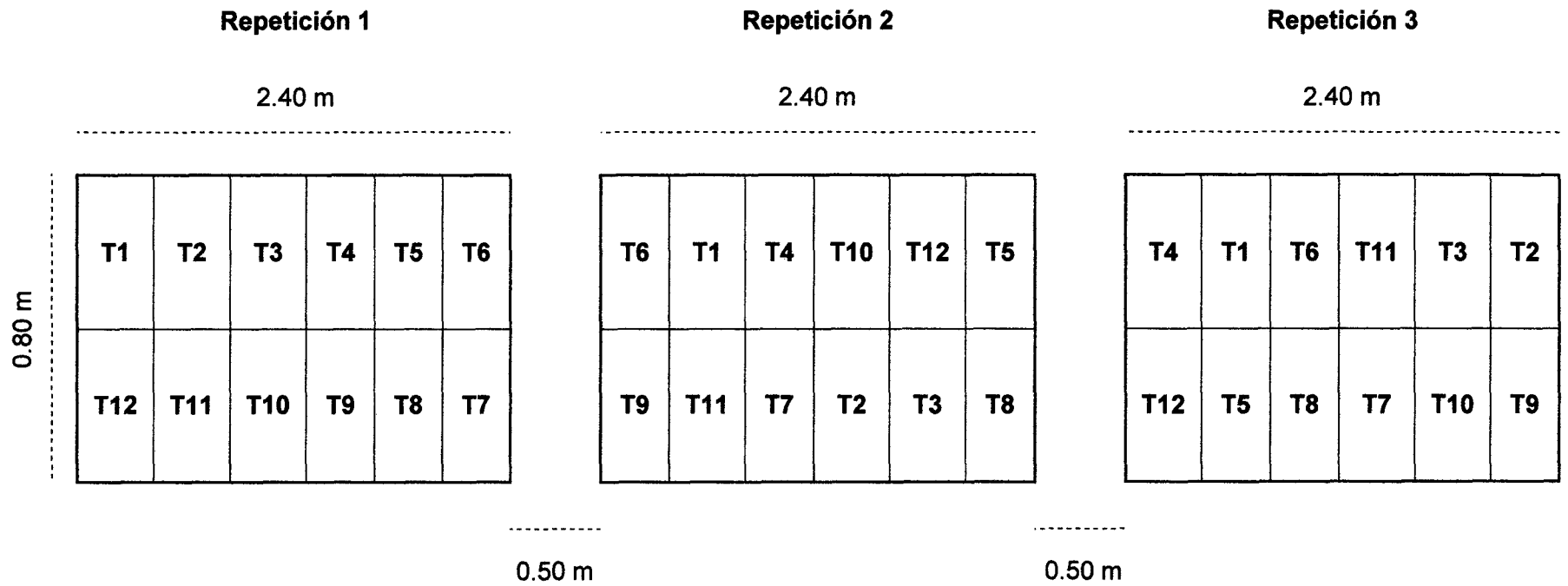
**Figura 11.** Colocación de las estaquillas en los propagadores



**Figura 12.** Estaca intermedia + 0.20 % AIB a 30 después del enraizamiento en el propagador de subirrigación



**Figura 13.** Planta lograda del enraizamiento de estacas en el propagador, tratamiento T<sub>12</sub> (45 días después del repique).



**Figura 14.** Croquis del experimento donde se muestra tratamientos y repeticiones.