

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL

ESCUELA ACADÉMICA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



TESIS:

**“EFECTO DEL ÁCIDO INDOLBUTÍRICO Y TIPO DE
ESTAQUILLA EN EL ENRAIZAMIENTO DE *Plukenetia
loretensis* (Ule, 1908), EN LA PROVINCIA DE SAN MARTIN
– PERÚ”**

PRESENTADO POR EL BACHILLER:

JUAN CARLOS AYVAR MACEDO

PARA OPTAR EL TITULO DE:

INGENIERO AGRONOMO

TARAPOTO – PERÚ

2 014

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL

ESCUELA ACADÉMICA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA

ÁREA DE SUELOS Y CULTIVOS

TESIS:

**“EFECTO DEL ÁCIDO INDOLBUTÍRICO Y TIPO DE
ESTAQUILLA EN EL ENRAIZAMIENTO DE *Plukenetia*
loretensis (Ule, 1908), EN LA PROVINCIA DE SAN MARTIN
– PERÚ”**

PARA OPTAR EL TITULO DE

INGENIERO AGRONOMO

PRESENTADO POR EL BACHILLER:

JUAN CARLOS AYVAR MACEDO

MIEMBROS DEL JURADO

Ing. M.Sc Jorge Sánchez Ríos

Presidente

Ing. M.Sc Luis Alberto Leveau Guerra

Secretario

Ing. Jorge Luis Peláez Rivera

Miembro

Ing. M.Sc. Guillermo Vásquez Ramírez

Asesor

DEDICATORIA

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

A mis padres: Martha y Plinio por apoyarme siempre en mi formación personal guiándome día a día por el camino del bien.

A mis hermanos: Jorge Emilio, Miguel Ángel, Patricia Gisell, quienes de alguna manera fortalecieron mi fuerza de voluntad, paciencia y dedicación.

A mí amada compañera: Rosa Anita, por su gran amor, ayuda desinteresada y paciencia brindada y por darme la mayor bendición de Ser padre de una Hermosa Hija: Luciana Paula.

A mis grandes amigos, quienes me acompañaron y me brindaron su apoyo en todo momento.

Juan Carlos Ayvar Macedo.....

AGRADECIMIENTO

- A la Universidad Nacional de San Martín-Tarapoto, en especial a los docentes de la Facultad de Ciencias Agrarias que contribuyeron a mi formación profesional.
- Al Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana -San Martín (IIAP-SM), 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 de tesis.
- Al Ing. Danter Cachique Huansi, Co-patrocinador de la presente tesis.
- Al Ing. M.Sc. Guillermo Vásquez Ramírez, asesor del presente trabajo, por su valiosa dirección y supervisión de la presente tesis.
- Al Instituto Peruano del Sacha Inchi y Oleaginosas Promisorias – IPSI
- Al Programa Nacional de Innovación para la Competitividad y Productividad (INNOVATE PERÚ), de acuerdo al Contrato N°121-FINCyT-IB-2013, por cofinanciar el sub proyecto “Identificación y caracterización de nuevas especies del género *Plukenetia* con potencial nutraceutico en la amazonia peruana”.

INDICE

| | Página |
|---|--------|
| I. INTRODUCCIÓN..... | 01 |
| II. OBJETIVOS..... | 03 |
| III. REVISIÓN DE LITERATURA..... | 04 |
| 3.1. Generalidades de la especie | 04 |
| 3.1.1. Clasificación botánica..... | 04 |
| 3.1.2. Origen y distribución de <i>Plukenetia loretensis</i> (Ule, 1908)..... | 04 |
| 3.1.3. Morfología de la especie <i>Plukenetia loretensis</i> (Ule, 1908)..... | 05 |
| 3.1.4. Caracteres diagnósticos de los diferentes grupos de <i>Plukenetia</i> | 06 |
| 3.1.5. Antecedentes sobre estudios anteriores en Género <i>Plukenetia</i> | 08 |
| 3.2. Importancia de la investigación del género <i>Plukenetia</i> | 09 |
| 3.3. Propagación asexual o vegetativa..... | 10 |
| 3.4. Propagación vegetativa a través de estacas..... | 12 |
| 3.4.1. Formación de raíces adventicias..... | 14 |
| 3.5. Diferencias entre las diversas partes de la rama..... | 16 |
| 3.6. Bases fisiológicas de la iniciación de la raíz en la estaca..... | 17 |
| 3.7. Efecto de los carbohidratos en el enraizamiento..... | 20 |
| 3.8. Efecto de la luz..... | 20 |
| 3.9. Reguladores de crecimiento..... | 21 |
| 3.9.1. Fitohormonas..... | 22 |

| | |
|--|----|
| 3.9.2. Ácido -3-indolbutírico (AIB)..... | 24 |
| 3.10. Factores que afectan la rizogénesis en estacas | 25 |
| 3.10.1. Factores endógenos..... | 25 |
| 3.10.2. Factores exógenos..... | 32 |
| 3.11. Sistemas de propagación..... | 35 |
| 3.12. El propagador de sub irrigación..... | 36 |
| IV. MATERIALES Y METODOS..... | 38 |
| 4.1. Materiales..... | 38 |
| 4.1.1. Ubicación del campo experimental..... | 38 |
| 4.1.2. Condiciones climáticas..... | 38 |
| 4.1.3. Cámara de enraizamiento..... | 39 |
| 4.1.4. Características del invernadero..... | 39 |
| 4.2. Diseño experimental..... | 40 |
| 4.3. Componentes en estudio | 41 |
| 4.3.1. Material vegetativo..... | 41 |
| 4.4. Tratamientos estudiados | 42 |
| 4.4.1. Análisis de varianza..... | 42 |
| 4.5. Disposición experimental..... | 43 |
| 4.6. Ejecución del experimento | 43 |
| 4.6.1 Construcción e implementación del propagador de sub irrigación..... | 43 |
| 4.6.2 Construcción e implementación del invernadero..... | 44 |
| 4.6.3 Identificación y selección de plantas madres..... | 45 |
| 4.6.4 Cosecha y traslado de brotes al área de propagación..... | 45 |
| 4.6.5 Preparación de estacas..... | 46 |

| | |
|---|----|
| 4.6.6 Tratamiento hormonal de las estacas..... | 47 |
| 4.6.7 Establecimiento de las estacas en el propagador y etiquetado..... | 48 |
| 4.6.8 Manejo de los propagadores de sub irrigación..... | 48 |
| 4.6.9 Trasplante del material enraizado..... | 49 |
| 4.6.10 Periodo de aclimatación..... | 50 |
| 4.7. Evaluaciones registradas | 50 |
| 4.7.1. Porcentaje de enraizamiento (%)..... | 50 |
| 4.7.2. Número de raíces | 50 |
| 4.7.3. Longitud de raíz mayor | 51 |
| 4.7.4. Porcentaje de brotación´(%) | 51 |
| V. RESULTADOS | 52 |
| 5.1. Porcentaje de enraizamiento..... | 52 |
| 5.2. Número de raíces..... | 55 |
| 5.3. Longitud de raíz mayor (cm)..... | 57 |
| 5.4. Porcentaje de brotación..... | 60 |
| VI. DISCUSIONES..... | 63 |
| VII. CONCLUSIONES..... | 70 |
| VIII. RECOMENDACIONES..... | 71 |
| IX. BIBLIOGRAFIA..... | 72 |
| RESUMEN | |
| SUMMARY | |
| ANEXO. | |

INDICE DE CUADROS

| Cuadro | Página |
|--|--------|
| 1.- Principales caracteres diagnósticos de las especies peruanas del género <i>Plukenetia</i> | 07 |
| 2.- Datos climáticos de Junio a Agosto del 2014, correspondiente el periodo experimental. | 38 |
| 3.- Factores y niveles del experimento en cámara de sub irrigación..... | 41 |
| 4.- Descripción de los tratamientos en estudio..... | 42 |
| 5.- Análisis de varianza..... | 42 |
| 6.- Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento evaluado a los 30 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%/100}$ | 52 |
| 7.- Prueba de tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales A y B en el porcentaje de enraizamiento | 53 |
| 8.- Análisis de varianza del número de raíces evaluado a los 30 días. Datos transformados $\sqrt{x+1}$ | 55 |
| 9.- Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para la combinación de los efectos principales (A) y (B) en el número de raíces por estaca evaluado a los 30 días..... | 56 |
| 10.- Análisis de varianza para la longitud de la raíz mayor evaluados a los 30 días..... | 57 |
| 11.- Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los combinación de efectos principales A y B en la longitud de la raíz | 58 |

| | | |
|------|--|----|
| 12.- | Análisis de varianza del porcentaje de brotación evaluado a los 30 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%/100}$ | 60 |
| 13.- | Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales A y B en el porcentaje de brotación | 61 |

INDICE DE FIGURAS

| Figura | | Página |
|--------|--|--------|
| 1 | Distribución del género <i>Plukenetia</i> en el mundo..... | 5 |
| 2. | Exsicata de <i>Plukenetia lorentensis</i> depositada en el Herbarium Amazonense de la Universidad Nacional de la Amazonía Peruana; B) Hojas y fruto de <i>P. lorentensis</i> ; C) Glándulas basilaminares en <i>P. lorentensis</i> | 6 |
| 3 | Semilla de las especies del género <i>Plukenetia</i> | 8 |
| 4 | Cámaras de sub irrigación..... | 39 |
| 5 | Características del invernadero | 40 |
| 6 | Implementación del propagador..... | 44 |
| 7 | Preparación de estacas..... | 46 |
| 8 | Tratamiento hormonal..... | 47 |
| 9 | Establecimiento y etiquetado..... | 48 |
| 10 | Manejo de los propagadores..... | 49 |
| 11 | Trasplante del material enraizado..... | 49 |

INDICE DE GRÁFICOS

| Gráfico | | Página |
|---------|--|--------|
| 1. | Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para promedios de los niveles del factor A (Dosis AIB), respecto al porcentaje de enraizamiento..... | 52 |
| 2. | Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para promedios de los niveles del factor B (Tipo de estaquilla), respecto al porcentaje de enraizamiento..... | 53 |
| 3. | Efecto en la interacción del factor A (Dosis de AIB) dentro de los promedios de los niveles del factor B (Tipo de estaquilla) respecto al porcentaje de enraizamiento..... | 54 |
| 4. | Efecto en la interacción del factor B (Tipo de estaquilla) dentro de los promedios de los niveles del factor A (Dosis de AIB) respecto al porcentaje de enraizamiento..... | 54 |
| 5 | Prueba de Tukey ($\alpha=0.005$) para los promedios de los niveles del Factor A (Dosis de AIB), respecto al número de raíces | 55 |
| 6 | Prueba de Tukey ($\alpha=0.005$) para los promedios de los niveles del Factor B (Tipo de estaquilla), respecto al número de raíces..... | 56 |
| 7. | Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para los promedios de los niveles del Factor A (Dosis de AIB), respecto a la longitud de raíz mayor.... | 57 |
| 8. | Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los promedios de los niveles del Factor B (Tipo de estaquilla), respecto a la longitud de raíz mayor..... | 58 |
| 9. | Efecto en la interacción en los promedios del Factor A (Dosis de AIB), dentro de los niveles del Factor B (Tipo de estaquilla), con | |

| | | |
|-----|--|----|
| | respecto a la longitud de la raíz..... | 59 |
| 10. | Efecto en la interacción en los promedios del Factor B (Tipo de estaquilla), dentro de los niveles del Factor A (Dosis de AIB), con respecto a la longitud de la raíz..... | 59 |
| 11. | Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los promedios de los niveles del Factor A (Dosis de AIB), respecto al porcentaje de brotación..... | 60 |
| 12. | Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los promedios de los niveles del Factor B (Tipo de estaquilla), respecto al porcentaje de brotación..... | 61 |
| 13. | Efecto en la interacción en los promedios del Factor A (Dosis de AIB), dentro de los niveles del Factor B (Tipo de estaquilla), con respecto al porcentaje de brotación..... | 62 |
| 14. | Efecto en la interacción en los promedios del Factor B (Tipo de estaquilla), dentro de los niveles del Factor A (Dosis de AIB), con respecto al porcentaje de brotación..... | 62 |

RESUMEN

El ensayo se realizó en el vivero experimental del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) - San Martín; empleando un diseño completamente al azar con arreglo factorial de 4 x 3, con tres repeticiones, y doce estacas por unidad experimental.

Para se utilizó el estacas juveniles del pariente silvestre del banco de parientes silvestre del Genero *Plukenetia* del IIAP

El trabajo consistió en evaluar el enraizamiento de estacas juveniles de *Plukenetia lorentensis* (Ule,1908), en la provincia de San Martín, bajo el efecto de cuatro dosis de ácido-3-indol butírico (0 %, 0,2 %, 0,4 %, 0,6 %), y tres tipos de estacas juveniles (Basal, Intermedia y Apical) utilizando propagadores de sub irrigación.

Al término del ensayo (30 días) de haberse establecidos en el propagador), se obtuvo porcentajes de enraizamiento a una dosis de AIB al 0,2 % con un 82.65 % y con la estaquilla intermedia, la especie puede ser enraizada fácilmente para los trabajos de propagación clonal.

Palabras claves: *Plukenetia lorentensis*, propagación vegetativa, enraizamiento, estacas juveniles, intermedia, cámara de sub irrigación, ácido 3 indol butírico.

SUMMARY

The test was carried out in the experimental nursery garden of the Research Institute of the Peruvian Amazon (IIAP) - San Martin; using a completely randomized design with factorial arrangement of 4 x 3, with three replicates per experimental and twelve stakes attached.

Cuttings for juvenile wild relative of wild relatives bank *Plukenetia* IIAP Gender were used.

The work was to evaluate the rooting juvenile cuttings of *Plukenetia lorentensis* (Ule , 1908), in the province of San Martin, under the effect of four doses of acid -3 - indole butyric acid (0 % , 0.2 % , 0 , 4% , 0.6 %) , and three types of juvenile cuttings (basal, intermediate and apical) using propagators sub irrigation.

At the end of the test (30 days after established in the propagator), rooting percentages AIB at a dose of 0.2% with a 82.65 % and type of juvenile cuttings (middle) was obtained in overall, the species can be easily rooted for the work of clonal propagation.

Keywords: *Plukenetia lorentensis*, *Plukenetia*, vegetative propagation, rooting juvenile cuttings, middle, chamber sub irrigation.

I. INTRODUCCIÓN

La familia Euphorbiaceae está constituida por especies de gran interés económico, tales como, *Manihot esculenta* o *Plukenetia volubilis*, esta familia se caracteriza porque sus especies presentan composiciones químicas y morfológicas de las más diversas e interesantes entre las familias de angiospermas.

El Perú es un país deficitario en la producción de grasas y aceites, más del 50 % de su demanda debe ser satisfecha con la importación de diferentes grasas vegetales, a esto se agrega que el consumo nacional per cápita de lípidos vegetales es inferior a los niveles mínimos recomendados por la Organización Mundial de la Salud, diferentes organismos internacionales e investigadores vinculados con la alimentación y la salud (Anaya, 2003). En este sentido, el “sacha inchi” *Plukenetia volubilis*, es una planta nativa de la Amazonía peruana, que presenta en sus semillas: proteínas, ácidos grasos esenciales (omegas 3, 6, y 9) y vitamina E (tocoferoles y tocotrienoles) en cantidades significativamente elevadas con respecto a las semillas de otras oleaginosas (maní, palma, soya, maíz, colza y girasol).

Así mismo, se conoce de dos especies del género *Plukenetia* conocida como sacha inchi: *Plukenetia volubilis* L. y *Plukenetia huayllabambana* B. que tienen gran demanda internacional en el rubro de nutraceúticos.

Plukenetia lorentensis (Ule, 1908), es una especie nueva recientemente redescubierta como cultivo promisorio por las múltiples ventajas que representa para otras especies del mismo género en el marco del proceso en mejora vegetal.

En la actualidad la mayoría de las especies de este género, se viene multiplicando por semilla botánica. Sin embargo no es el más indicado para la propagación de plantas madres en el trabajo de mejoramiento por estar en función de la recombinación genética, resultando una población heterogénea en la descendencia (Sevilla y Holle, 2004).

En la propagación por estacas, una parte del tallo, de la raíz o de la hoja se separa de la planta madre, se coloca bajo condiciones ambientales favorables y se le induce a formar raíces, hojas y tallos, produciendo así una nueva planta independiente, que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta de la cual procede.

Actualmente la Universidad Nacional de San Martín se encuentra como aliado estratégico en el proyecto “Identificación y caracterización de nuevas especies del Género *Plukenetia*, (Euphorbiaceae) con potencial nutracéutico en la Amazonia Peruana”, ya que teniendo en cuenta la importancia de conocer los parientes silvestres del Sacha Inchi el presente trabajo de investigación busca determinar una dosis de ácido-3-indol butírico (AIB) y un tipo de estacilla apropiado en el éxito del porcentaje de enraizamiento, haciendo uso de una tecnología sencilla, como es la utilización de propagadores de sub irrigación, como parte de un componente del sub proyecto.

II. OBJETIVOS

- 2.1 Evaluar el efecto de cuatro dosis de ácido-3-indol butírico en el enraizamiento de *Plukenetia loretensis* (Ule, 1908), utilizando propagadores de sub irrigación.

- 2.2 Evaluar el efecto de tres tipos de estacas juveniles en el enraizamiento de *Plukenetia loretensis* (Ule, 1908), utilizando propagadores de sub irrigación.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1 Generalidades de la especie

3.1.1 Clasificación botánica

Según Ayala (1999), presenta la siguiente clasificación:

| | | |
|------------|---|--|
| Reino | : | Plantae |
| Subreino | : | Fanerogama |
| Clase | : | Magnoliopsida (Angiospermae) |
| Subclase | : | Rosidae |
| Orden | : | Euphorbiales |
| Familia | : | Euphorbiaceae |
| Subfamilia | : | Alcalyphoideae |
| Tribu | : | Plukenetieae |
| Subtribu | : | Plukenetiinae |
| Género | : | <i>Plukenetia</i> (Linnaeus,1753) |
| Especie | : | <i>Plukenetia lorentensis</i> (Ule,1908) |

3.1.2 Origen y distribución de *Plukenetia lorentensis* (Ule, 1908)

El género *Plukenetia* L., es de origen pantropical, posee 19 especies entre sogas y lianas, este género incluye 12 especies neotropicales, y siete en el viejo mundo: una especie en el Asia, tres en el África y tres en Madagascar (Gillespie, 1993).

En América del Sur han sido registradas en todos los países de la cuenca amazónica y las Guyanas diferentes especies del género *Plukenetia*. Para En el Perú se tienen reportadas la presencia de por lo menos cuatro especies de este género: *Plukenetia brachybotrya*, ***P. lorentensis***, y *P.*

volubilis; todas estas especies fueron reportadas para los alrededores de Iquitos (Gillespie, 1993; Mobot, 2007; Vásquez, 1997).

Distribución. Colombia: Amazonas; Bolívar; Guyana; Perú: Loreto, San Martín; Bolivia: Beni, y Brasil: Amazonas, Mato Grosso, Rondônia (Fig. 01).

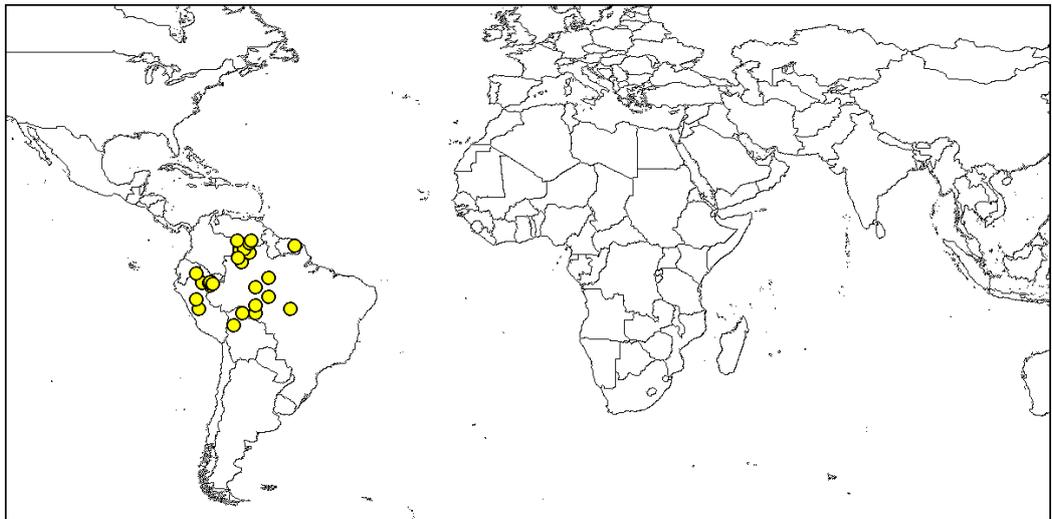


Figura 1. Distribución de *Plukenetia loretensis* (Ule, 1908) en el mundo

3.1.3 Morfología de la especie *Plukenetia loretensis* (Ule, 1908)

Descripción. Soga o liana. Tallos jóvenes, tomentoso, convirtiéndose en poco pubescente. Pecíolo 0.5-2 cm de largo, tomentoso; hoja cartácea, elíptica, ápice acuminado, base aguda a obtusa, margen serrulado, glabro a escasamente pubescente por encima y por debajo de las principales venas, pennadamente nervadas; glándulas basilaminares mas de un par o confluyentes en un único par alargado. Cápsula 4-lobada, 0.5-0.7 x 1-1,2 cm, puberulenta, dehiscente, cada carpelo lóbulo (carpelo) con cornículo. Semillas globosas, marrón oscuro (Rodríguez, 2009).



Figura 2. Exsicata de *Plukenetia lorentensis* depositada en el Herbarium Amazonense de la Universidad Nacional de la Amazonía Peruana; B) Hojas y fruto de *P. lorentensis*; C) Glándulas basilaminares en *P. lorentensis*. (Rodríguez, 2009)

3.1.4 Caracteres diagnósticos de los diferentes grupos de *Plukenetia*

Se han realizado observaciones sobre algunas diferencias morfológicas encontradas en los diferentes grupos de *Plukenetia*, identificándose caracteres diagnósticos de las especies reportadas para la Amazonía peruana, y asimismo estas observaciones han permitido diferenciar las especies del género *Plukenetia* conocidas y entre ellos mismos.

Los principales caracteres morfológicos diferenciales observados entre los grupos del género *Plukenetia* se presentan a nivel de fruto, semilla, hoja y tallo (Cuadro 1) (Rodríguez, 2009).

Cuadro 1. Principales caracteres diagnósticos de las especies peruanas del género *Plukenetia*.

| Caracteres observados | | | |
|----------------------------------|--|--|---|
| | <i>P. lorentensis</i> | <i>P. brachybotrya</i> | <i>P. volubilis</i> Ecotipo San Martín |
| Glándulas foliares basilaminares | Glándulas basilaminares en uno o más pares próximas al pecíolo | Glándulas basilaminares numerosas próximas al pecíolo. | Par de glándulas basilaminares próximas al pecíolo. |
| Borde y base de la hoja | Borde crenado y base caudada. | Borde liso y base caudada. | Borde crenado y base caudada. |
| Base del tallo | Redondeado | Redondeado | Redondeado |
| Fruto (cápsula) | Cada carpelo con cornículo agudo | Cada carpelo con un tubérculo redondeado | Cuadrangular con ángulos quillados |
| Tamaño de la cápsula | Diámetro aproximado 1.15 cm. | Diámetro aproximado 1.15 cm. | Diámetro aproximado de 5 a 6 cm. |
| Superficie de la semilla | Lisa | Lisa | Lisa |
| Forma de la semilla | Redondeada | Redondeada | Aplanada |
| Tamaño semilla | Media = 0.51 x 0.42 cm | Media = 0.41 x 0.39 cm | Media = 2.01x 0.85 cm |

Fuente: (Rodríguez, 2009).

Una de las características morfológicas diferenciales mas saltantes la encontramos en la forma y tamaño de las semillas de las diferentes especies y ecotipos de sachá inchi de la Amazonía peruana (Fig. 3). Se han encontrado diferentes formas en la semillas que van desde redondeadas hasta ligeramente aplanadas; además existen diferencias en la superficie de las semillas. Asimismo, se observó una considerable variación en el tamaño de las semillas, siendo bastante pequeñas en *P. brachybotrya* y *P. lorentensis*, intermedias en los tres ecotipos de *P. volubilis* y grandes en *P. polyadenia*.

Entre los tres ecotipos de *P. volubilis* también se observó estas variaciones, siendo que las semillas más pequeñas fueron encontradas en el ecotipo San Martín y las más grandes en el ecotipo Amazonas.



Figura 3. Semillas de las especies del género *Plukenetia*; A = *P. brachybotrya*; B = *P. loretensis*; C = *P. volubilis* ecotipo San Martín; D = *P. volubilis* ecotipo Cusco; E = *P. volubilis* ecotipo Amazonas; F = *P. polyadenia*. (Rodríguez, 2009)

3.1.5 Antecedentes sobre estudios anteriores en género *Plukenetia*

Las diversas plantas conocidas como Sacha Inchi se propaga comúnmente por semilla, aunque también se puede realizar la propagación asexual o por estacas, según ensayos preliminar realizados por el IIAP - SM se evaluó los efectos de dos tipos de sustratos, cinco dosis de ácido-3-indolbutírico (AIB), tres longitudes de estacas y cuatro áreas foliares sobre la capacidad de enraizamiento de estacas juveniles del Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.), utilizando cámaras de subirrigación. En el primero se empleó un diseño completamente al azar en parcelas divididas conformado por diez tratamientos, cuatro repeticiones y doce estaquillas por unidad experimental y

en el segundo se empleó un diseño completamente al azar con arreglo factorial de tres repeticiones, conformado por doce tratamientos y nueve estaquillas por unidad experimental. Se obtuvieron porcentajes de enraizamiento superiores al 90 por ciento. En general la especie puede ser enraizada fácilmente en arena y dosis de AIB de 0.2%, utilizando estacas de 8 cm de longitud con áreas foliares de 50 o 100 cm² (Cachique, 2011).

En *Plukenetia volubilis* L. también se realizó el trabajo de investigación de propagación de ácido indolbutírico y tipo de estaquilla en el enraizamiento de sachá Inchi, donde evaluó el efecto de 4 dosis de AIB (0, 0.10, 0.15, 0.20 %) y tres tipos de estaquillas (Basal, Intermedio y Apical), donde las estaquillas basales e intermedias obtuvieron 78.70 y 77.78% (Ruiz 2010).

3.2 Importancia de la investigación del género *Plukenetia*

En la actualidad existen dos especies de gran valor en sus contenidos de omega 3,6 y 9 tal es el caso de *P. volubilis* y *P. huayllabambana*, además en el caso de *Plukenetia volubilis* se cuenta con Normas Técnicas Peruanas en aceites, buenas prácticas de post cosecha y trazabilidad (Promperú, 2013).

The Food and Drug Administration (FDA) -la autoridad sanitaria de Estados Unidos- ha declarado que el aceite de sachá inchi es un alimento seguro para el consumo humano, al otorgarle la condición Generally Recognized as Safe (GRAS). Este reconocimiento permitirá incrementar las exportaciones del producto hacia este mercado de destino.

Además en febrero del 2014 cuatro empresas peruanas (Agroindustrias OSHO; Amazon Health Products; RODA Selva y Olivos del Sur) lograron la aprobación del aceite de Sacha Inchi para el mercado europeo al lograr su exclusión de la lista Novel Food. El régimen Novel Food impide el ingreso de alimentos al mercado europeo que no tienen un historial significativo de consumo significativo en la Unión Europea.

Esto determina que en la actualidad se debe contar con un plan de mejora vegetal del Género *Plukenetia*, ya que presenta varias especies como *Plukenetia lorentensis* (Ule, 1908) entre otras, para lo cual tener este fin se debe contar con material genético para empezar su estudios posteriores

3.3 Propagación asexual o vegetativa

La propagación vegetal corresponde a un conjunto de procedimientos para incrementar la cantidad de plantas con el objeto de perpetuar individuos o grupos de ellos que tienen cierto valor. Las plantas se pueden propagar por distintos métodos, ya sea sexual o de reproducción, y asexual o de multiplicación. En la propagación sexual la descendencia es variable, pero en la propagación asexual la planta resultante tiene los mismos genes que la planta madre, es decir es un clon.

La propagación asexual o vegetativa implica la reproducción a partir de partes o secciones vegetativas de las plantas, tales como tejidos u órganos del cuerpo vegetativo (hojas, tallos y raíces), y es posible ya que los órganos vegetativos de muchas plantas tienen la capacidad de reproducirse

(Hartmann y Kester, 1987). Más específicamente, es posible porque cada célula que compone la planta contiene la información genética necesaria para generar otro individuo con similares características al individuo parental original, denominado clon (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, 1992), 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 réplica 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, 1987). 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 cómo todos los descendientes del clon tienen el mismo genotipo básico, 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, 1987).

Para Zobel y Talbert (1992), 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.

3.4 Propagación vegetativa a través de estacas

Es un método preferido en la propagación vegetativa, para árboles y arbustos tanto forestales como ornamentales. Este es rápido y económico, se puede obtener gran número de individuos a partir de una única planta madre, sin cambios genéticos (Toribio y García, 1989; Hartmann y Kester, 1999).

Este es uno de los métodos de propagación más utilizados y consiste en la separación de un trozo de planta con yemas activas, capaces de regenerar una nueva planta.

Frecuentemente se utilizan estacas de tallo, en las cuales ya existe un sistema aéreo y sólo se necesita la formación del sistema radical, lo cual se logra colocando las estacas en ciertas condiciones ambientales favorables

para inducir la formación de raíces (Romero y Alberdi, 1996; Hartmann y Kester, 1999).

Muchas son las plantas que se propagan por medio de estacas de tallo, dependiendo su tipo de la condición de la madera y época del año (Harris, 1982).

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.

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, 1987).

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, 1987).

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).

3.4.1. Formación de raíces adventicias

Toogood (2000), señala que en la multiplicación a partir de estacas, las raíces desarrolladas se denominan raíces adventicias. Estas son aquellas que se originan de cualquier parte de la planta, diferente a las raíces del embrión (Essau, 1985; Hartmann y Kester, 1999).

En la formación de estas intervienen una serie de factores internos o endógenos que interactúan en forma compleja y generan un amplio rango de efectos sobre el metabolismo, crecimiento y diferenciación (Gutiérrez, 1995).

Las raíces adventicias se desarrollan naturalmente en muchas especies, pudiendo ser estas del tipo preformadas o provocadas por lesiones. Se desarrollan naturalmente en los tallos y ramas cuando todavía están adheridas a la planta madre, surgiendo sólo luego que se corta la porción de tallo o rama. Las de lesión se forman sólo después que se ha extraído la estaca (Hartmann y Kester, 1999).

En las plantas perennes leñosas, en las que hay una o más capas de xilema y floema secundarios, las raíces adventicias de las estacas de tallo por lo general se originan en el tejido del floema joven, secundario, aunque esas raíces también pueden originarse de otros tejidos como los radios vasculares, el cambium, la médula o de las lentécelas (Hartmann y Kester, 1999).

Los primordios radiculares que se pueden formar, cuando se encuentran en condiciones favorables crecen atravesando la corteza y salen al exterior mientras que en el interior se conectan con el sistema conductor (floemático y xilemático) de la estaca (Baldini, 1992).

La diferenciación y la emisión de los primordios radicales, puede estar acompañada de la formación de un tejido parenquimático cicatrizal en la base de las estacas, denominado callo, cuya presencia es sin duda útil ya que impide el ingreso de patógenos al interior de las estacas. Con frecuencia las primeras raíces aparecen a través de él, pero cabe señalar que el callo no tendría influencia en el proceso de formación de raíces (rizogénesis), en donde no participa directa ni activamente (Baldini, 1992; Hartmann y Kester, 1999).

3.5 Diferencias entre las diversas partes de la rama

Es posible observar que los brotes tomados de distintas partes de un árbol o estacas tomadas de distintos brotes presentan crecimiento diferencial en una plantación inclusive si se mantiene la igualdad de los demás factores (Martínez *et al.*, 1994) la topófisis tiene un marcado efecto sobre el desarrollo

de un potente sistema radicular, encontrándose en muchos casos que el mayor enraizamiento se obtiene en la porción media y basal (Hartmann y Kester, 1995; Bañon *et al.*, 2002), de igual forma los vástagos laterales tienden a enraizar con más facilidad que los procedentes de vástagos terminales.

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

Generalmente a los brotes en toda su longitud se les clasifica como basal, media y apical. En especies arbóreas, utilizar ramas donde se observe crecimiento ortotrópico, y no crecimiento plagiotrópico, ya que estas no son aptas para la propagación, obteniéndose plantones con crecimiento anormal en forma de rama, por efecto de topófisis, esto ocurre como ejemplo en el cafeto y el copoazú (Hartmann y Kester, 1995).

3.6 Bases fisiológicas de la iniciación de la raíz en las estacas

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 reguladores de crecimiento, se puede decir que, todas las hormonas regulan el crecimiento, pero que no todos los reguladores de crecimiento son hormonas. De las fitohormonas (etileno, giberelinas, citoquininas, auxinas e inhibidores del crecimiento, como el ácido abscísico), las auxinas son los que tienen el mayor efecto sobre la formación de raíces (Hartmann y Kester, 1987).

Los efectos directos de la auxina sobre la división y el crecimiento celular, han sido asociados con un aumento en el transporte de carbohidratos y cofactores hacia la base de la estaca, donde promueven la iniciación y el desarrollo de raíces (Mesén, 1998).

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, 1987; Gutiérrez, 1995).

Estas auxinas se sintetizan en las hojas y meristemos apicales, a partir del aminoácido triptofano. La auxina ácido indol-3-acético (AIA) es un hormona

natural que promueve la formación de raíces adventicias. También se ha demostrado que las formas sintéticas, como los ácidos indol-butírico (AIB) y naftalenacético (ANA), son más efectivos que el AIA para estimular la formación de raíces en estacas, debido a que no son tóxicos para las plantas en una amplia gama de concentraciones y estimulan el enraizamiento en un gran número de especies, además presentan una mayor fotoestabilidad (Hartmann y Kester, 1987).

Las auxinas 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; además, es un transporte polar, es decir, siempre basipétalo; en las raíces también es un transporte polar, pero en sentido acropétalo, hacia los ápices (Strasburguer, 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 meristemos radicales contienen un nivel de auxinas, provenientes de la parte aérea, suficientes para una elongación normal; no así para la formación de raíces adventicias, en donde se requieren mayores concentraciones (Salisbury, 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, 2000).

Reconociendo así los beneficios de la aplicación de auxinas en la división y alargamiento celular, además el transporte de carbohidratos y cofactores hacia la base de la estaca, promoviendo así la iniciación y el desarrollo de las raíces (Haissig, 1974, citado por Núñez, 1997).

3.7 Efecto de los carbohidratos en el enraizamiento

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 (Gutiérrez, 1995).

3.8 Efecto de la luz

La irradiancia, el fotoperíodo 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; citados por Torres, 2003).

En la práctica, se cumplen las condiciones óptimas cuando las camas de enraizamiento están colocadas bajo una sombra que deje pasar el 25 % de la luz, al tiempo que sólo de un 10 a 12 % de la luz total incida sobre las camas (Braudeau, 1981).

La irradiación en el ambiente del propagador ha sido identificada como uno de los factores de mayor influencia en el enraizamiento de estacas con hoja (Loach, 1977).

La irradiación en el ambiente afecta primeramente en la turgencia de las hojas, por lo tanto la irradiación no debe ser tan alta como para inhibir el enraizamiento a través de sus efectos sobre la acumulación de azúcares y

perdida de turgencia, pero debería ser suficiente para permitir la producción fotosintética de carbohidratos para la iniciación y crecimiento de las raíces.

3.9 Reguladores de crecimiento

Para la iniciación de raíces adventicias en estacas, es evidente que ciertos niveles de sustancias naturales vegetales de crecimiento son más favorables que otros. Se ha dedicado mucho estudio a esas relaciones. Hay varios grupos de tales sustancias, entre ellos las auxinas, las citoquininas y las giberelinas. De éstas, las auxinas son las de mayor interés respecto a la formación de raíces en las estacas

3.9.1. Fitohormonas

Las fitohormonas se caracterizan por participar en variadas respuestas morfogénicas y de crecimiento de manera pleotrópica, esto quiere decir, que una misma hormona participa en diferentes procesos y además, que dependiendo de su concentración, la misma hormona puede ser estimuladora o inhibitoria de una misma respuesta. Por otra parte, varias hormonas pueden afectar una misma respuesta, lo cual indica que hay una aparente redundancia en el control de un mismo efecto. Cada respuesta ocurre en un tiempo determinado en el desarrollo de la planta y se presenta solamente en un tejido específico u órgano

Hay una variedad de compuestos químicos sintéticos que tienen actividad de auxina. Varios de ellos, incluyendo el ácido indolacético, que tienen actividad auxínica, han sido aislados o se ha demostrado que existen en tejidos

vegetales. Hay otros compuestos químicos con actividad auxínica que no se han aislado de tejidos vegetales entre ellos está el ácido indolbutírico (AIB).

Con el uso de ácido indolbutírico se han obtenido buenos resultados en el enraizamiento de estacas, acelerando la iniciación del proceso, aumentando el número y calidad de las raíces producidas. Por otro lado se descompone relativamente lento por acción enzimática y se moviliza pausadamente dentro de la planta.

Existen tres formas de aplicar auxinas en la base de las estacas de tallo. Uso de soluciones con concentración superior a 1000 ppm por unos pocos segundos diluida en alcohol, concentraciones entre 10 a 500 ppm por sobre 24 horas y uso de soluciones en polvo con concentraciones de la parte activa entre 500 a 1000 ppm.

Por lo general concentraciones relativamente bajas de auxinas estimulan el crecimiento, en cambio las muy altas lo inhiben, aunque la concentración óptima depende de la especie y del tipo de tejido (Hartmann y Kester, 1999).

Hartmann y Kester (1997), mencionado por Mesén (1998), 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. Así mismo el efecto de auxinas presentes en tejidos no diferenciados facilita la génesis de raíces.

La aplicación de reguladores de crecimiento para el enraizamiento se torna necesaria cuando el balance citoquinina/auxina se encuentra muy alto. 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 indol acético), AIB (ácido-3-indol butírico), o ANA (ácido naftalenacético), que pueden elevar el contenido de auxina en el tejido y proporcionar mayor porcentaje, velocidad, calidad y uniformidad de enraizamiento

Las fitohormonas clásicas son:

- Auxinas: Son fitohormonas que favorecen la elongación de la célula a través de procesos de relajación de la pared.
- Citoquininas: Son fitohormonas que regulan la división celular.
- Giberelinas: Son fitohormonas que afectan a la elongación de tallos.
- Acido Abscisico: Afecta a los procesos de senescencia y abscisión (caída de las hojas y frutos)
- Etileno: Afecta a la maduración de los frutos.

3.9.2. Ácido-3-indol butírico(AIB)

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 (Mesén, 1998).

El ácido indolbutírico (AIB) es un fitorregulador auxínico sintético comúnmente utilizado por su estabilidad, ya que es muy resistente a la oxidación por la luz, enzimas u otros agentes.

3.10 Factores que afectan la rizogénesis en estacas

El éxito en el enraizamiento de las estacas depende de una serie de factores tanto internos como externos, los que varían según la especie, un adecuado conocimiento de ellos permitirá alcanzar mejores resultados en la propagación.

Entre los principales factores se encuentran la edad de la planta madre y condición fisiológica, tipo de estaca de tallo, época de recolección de las estacas, reguladores de crecimiento, condiciones ambientales (temperatura y humedad), sustrato de enraizamiento y condición sanitaria del material (Hartmann y Kester, 1999).

3.10.1. Factores endógenos

a. Estado de maduración de la planta madre

Algunos autores han demostrado que las estacas de plantas jóvenes enraízan con mayor facilidad que las que provienen de plantas adultas, debido al aumento de productos inhibidores y fenólicos al aumentar la edad de la planta madre. No obstante esto se ha superado por medio de etiolación previo a la cosecha, uso de brotes de tocón, almacenamiento en frío posterior a la colecta o por medio del rejuvenecimiento con estaquillados sucesivos.

El estado fisiológico puede estar asociado con la relación carbono/nitrógeno, jugando un papel fundamental en la iniciación de raíces. En general, el estado nutricional de la planta madre es importante para el enraizamiento de las estacas (Hartmann y Kester, 1999).

Es necesario considerar, el grado de madurez que presenta la planta madre (orteto), pues a mayor madurez, se presentan reducciones en el porcentaje y velocidad del enraizamiento, un menor número de raíces formadas, crecimiento menos vigorosos.

Varios investigadores han correlacionado positivamente los niveles de carbohidratos en las estacas con su capacidad para iniciar primordios radicales, reconociendo que una adecuada reserva de hidratos de

carbono, en combinación con una relación carbono nitrógeno alta, favorece el enraizamiento (Gutiérrez, 1995).

La selección de un material adecuado para la obtención de estacas, en cuanto al contenido de carbohidratos, puede determinarse por la robustez del tallo. Los que están pobres en carbohidratos se presentan suaves y flexibles, en tanto los ricos en carbohidratos son macizos y rígidos y se rompen tronando antes de doblarse. Sin embargo, esta condición puede confundirse con la robustez debido a la maduración de los tejidos, causada por el engrosamiento y la lignificación de las paredes celulares (Hartmann y Kester, 1999).

b. Capacidad de enraizamiento según el origen de las estacas en la planta madre (orteto)

Se ha observado que las propiedades morfológicas y fisiológicas cambian a lo largo de árbol, como consecuencia de la maduración del meristemo apical y de los meristemos laterales, siendo este proceso transmitido a las estacas (rametos) con la propagación vegetativa. Las relaciones más conocidas entre orteto-rametos son la topófisis y la ciclófisis, definida la topófisis como la variación de crecimiento de las estacas tomadas a diferentes lugares a lo largo de una guía original, y la ciclófisis como el proceso de maduración de los meristemos apicales (Pastur *et al.*, 1994).

Producto de síntesis, tiene una débil actividad auxínica en general pero una excelente acción rizógena (Sin embargo, el AIB es probablemente el mejor material para uso masivo debido a que no es tóxico para las plantas en una amplia gama de concentraciones y es efectivo para estimular el enraizamiento de un gran número de especies de plantas (Hartmann y Kester, 1997). Los sistemas de enzimas destructoras de auxinas la destruyen en forma relativamente lenta, además se desplaza muy poco, se retiene cerca del sitio de aplicación, y es fotoestable (Hartmann y Kester, 1995).

c. Tipo de estaca

Se puede trabajar con material para estaca proveniente de ramas terminales suculentas, de crecimiento en curso, hasta ramas lignificadas de varios años. Además es importante la posición de la estaca dentro del brote, en general no existe un material que resulte exitoso para todas las especies, siendo necesario el estudio de cada especie en particular para evaluar si es más adecuado el uso de estacas de madera dura, semidura o suave (Hartmann y Kester, 1999).

Otra consideración de importancia es la presencia de hojas y yemas que influyen favorablemente en el enraizamiento de las estacas. Las hojas son las principales áreas fotosintéticas de la planta y de aquí que debiera esperarse que la respuesta de enraizamiento sea proporcional al área de estas. Además los efectos estimulantes de las hojas y las yemas en el enraizamiento se deben principalmente a la producción de

auxinas, y se sabe que estos órganos son poderosos productores de auxinas y otros materiales esenciales para el crecimiento. Al respecto Awad (1993), encontró que al enraizar estacas de *Lomatia ferruginea* (Cav.) R.Br. el número de raíces aumenta significativamente con el incremento de yemas por nudo presentes en la estaca. Sin embargo, en relación a la presencia de hojas en la estaca, se recomienda reducir el área foliar cuando esta es muy grande, ya que así se reduce la pérdida de humedad y se facilita su plantación (Hartmann y Kester, 1999).

Se ha demostrado que el tamaño de la estaca (longitud y diámetro) tiene influencia en el proceso de enraizamiento, encontrándose una relación positiva entre longitud y el porcentaje de enraizamiento, debido a la mayor capacidad de almacenaje de productos fotosintéticos (Leakey y Mohammed, 1985). Así como por la función de sumidero y de fotosíntesis que muestran los tallos de las estacas (Wilson, 1994).

En estudios realizados con estacas juveniles de distintas longitudes (4, 6 y 8 cm) de la especie *Cedrela odorata*, se demostró que las estacas de longitudes de 6 cm y de 8cm mostraron los mayores porcentajes en cuanto a la longitud de raíces, no así para el número de raíces, lo cual demuestra la existencia de una longitud de estaca óptima para el enraizamiento (Díaz. 1992).

Tradicionalmente se ha dicho que estacas con dos yemas enraízan mejor que con una sola yema; sin embargo, la razón no radica en el número de yemas, sino simplemente que una estaca con dos yemas es más larga que con una sola. En *Tryplochiton scleroxylon*, la longitud de la estaca fue más importante que el efecto debido a la posición de la estaca en la rama. Un aumento en la longitud de entrenudos estimuló el enraizamiento de las estacas con una sola yema. La correlación entre la longitud y el porcentaje de enraizamiento fue mejor cuando la distancia entre las yemas de origen aumentaba de la base al ápice (dirección acrópeta) que cuando la distancia aumentaba del ápice a la base (dirección basípeta). Sin embargo, aislando los efectos de ambas variables en el enraizamiento de estacas, se observó que la longitud era más determinante que la posición de origen, descartando la estaca más apical por sus altos contenidos de agua (Leakey y Mohammed, 1985).

d. Efecto de las auxinas

La formación de raíces adventicias a partir de estacas provenientes de tallos se encuentra relacionada con la existencia de la auxina natural llamada ácido indolacético (AIA). Otros compuestos sintéticos estructuralmente similares al AIA, como el AIB (ácido indolbutírico), provocan muchas de las mismas respuestas (Salisbury y Ross, 1994).

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 (Mesén, 1998).

Para el crecimiento de raíces, en general se requieren bajas concentraciones auxínicas (dependiendo de la especie y la edad de la planta), debido a que las células de los meristemos radicales contienen un nivel de auxinas, provenientes de la parte aérea (Salisbury, 2000).

e. 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, 1987).

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, 1997). 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, 1997). 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, 1997).

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, 1997). 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, 1997).

3.10.2. Factores exógenos

a. Medio de enraizamiento

Un buen medio para el enraizamiento de estacas es aquel que reúne las siguientes características:

- Un sustrato suficientemente firme y denso que sujete las estacas durante el enraizamiento.
- Que tienda a retener suficiente humedad.
- Alta porosidad para permitir buen drenaje y aireación.
- Libre de semillas de malezas y capaz de ser esterilizado sin llegar a producir efectos deletéreos en las estacas.
- Con bajos niveles de salinidad.

b. Efecto de la humedad

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, 1991 citado por Nuñez, 1997); 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 mucílago 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 estén 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 trabajan con especies que exigen largo tiempo para formar raíces y que son utilizadas estacas con hojas y/o consistencia herbácea.

c. Efecto de la luz

La irradiancia, el fotoperíodo 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).

Un incremento en la irradiación ha sido asociado con una reducción en el potencial osmótico 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.

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 – 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.

d. Efecto de la temperatura

Un aumento en la temperatura aérea promueve el crecimiento de las yemas a expensas de la producción de raíces. A su vez, bajas temperaturas pueden restringir la actividad fisiológica de las estacas y con ello, reducir el enraizamiento.

3.11 Sistemas de propagación

Según Jinks (1995), las funciones de propagación son: las de mantener una atmósfera de baja evaporación y minimizar la pérdida de agua en las estacas, sin llegar a afectar la aireación del medio de enraizamiento; asegurar

temperaturas adecuadas para la formación de raíces en la base de las estacas; y proveer niveles de luz para la fotosíntesis.

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

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, 1990), también llamado el propagador de sub-irrigación (Mesén, 1998).

Bajo condiciones tropicales, el propagador de sub irrigación 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, 1998).

3.12 El propagador de sub irrigación

El propagador de sub irrigación según (Leakey, 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 cinco centímetros 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.

IV. MATERIALES Y METODOS

4.1 Materiales

4.1.1 Ubicación del experimento

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

4.1.2 Condiciones climáticas

Cuadro 2: Datos climáticos de Junio a Agosto del 2014, correspondiente el periodo experimental.

| Mes. | Temperatura (°C) | | | HR (%) | Horas Sol Día | Precip. (mm) |
|--------|------------------|--------|-------|--------|---------------|--------------|
| | Mínima | Máxima | Media | | | |
| Junio. | 19,33 | 24,93 | 22,13 | 72,92 | 9,04 | 46,20 |
| Julio. | 19,17 | 26,68 | 22,92 | 66,52 | 8,00 | 56,25 |
| Agos. | 19,36 | 26,20 | 22,78 | 70,63 | 7,70 | 130,95 |

Fuente: Estación Meteorológica de la IIAP – 2014

4.1.3 Cámara de enraizamiento

Es un propagador basado en el diseño HOWLAND (Leakey, 1990), su estructura es de listones de madera forrada con polietileno (mica traslúcida) el cual crea su propio microclima; conde su base de la cámara está rellena con lecho de piedras menudas sobre el cual se colocó los sustratos (grava fina y arena media)

El sustrato fue previamente lavado, desinfectado con lejía (hipoclorito de sodio al 5,25 %) y secado al sol.



Figura 4. Cámara de sub irrigación

4.1.4 Características del invernadero

Se empleó madera dura con una altura de 2,0 m; para regular el paso de la radiación solar y la temperatura hacia las cámaras propagadoras, se protegió colocando como techo malla sombreadora de 80% de sombra, colocadas a dos metros sobre el suelo.



Figura 5. Características del invernadero

4.2. Diseño experimental

Para la ejecución del presente trabajo de investigación Se utilizó un diseño completamente al azar con arreglo factorial 4 x 3 (4 dosis de AIB y 3 tipos de estacas juveniles), con 3 repeticiones y 12 estaquillas por unidad experimental.

Los resultados tomados en campo se procesaron mediante el programa estadístico de insfostat. Los datos fueron analizados mediante el análisis de varianza y sometidos a la prueba de Tukey con un nivel de significancia ($p < 0,05$) de probabilidad de error para determinar la naturaleza de las diferencias entre tratamientos. Previo análisis, los datos de porcentaje de enraizamiento, número de raíces, porcentaje de brotación, fueron transformados mediante la

fórmula $\arcsen \sqrt{\%/100}$ y los datos de conteo transformados a $\sqrt{x+1}$ (Snedecor y Cochran 1980).

4.3. Componentes en estudio

4.3.1 Material vegetativo

Las estacas utilizadas fueron colectadas del banco de germoplasma del IIAP-Tarapoto. Del género *Plukenetia*, los parientes silvestres de Sacha Inchi, la especie *Plukenetia lorentensis* Ule, 1908.

Cuadro 3. Factores y niveles del experimento en cámara de sub irrigación

| FACTORES | NIVELES |
|----------------|--|
| Dosis | <p>A₁ : AIB, 0 %</p> <p>A₂ : AIB, 0.2 %</p> <p>A₃ : AIB, 0.4%</p> <p>A₄ : AIB, 0.6 %</p> |
| Tipo de estaca | <p>B₁ : Basal</p> <p>B₂ : Intermedia</p> <p>B₃ : Apical</p> |

4.4. Tratamientos estudiados

Cuadro 4. Distribución de los tratamientos en estudio.

| Tratamiento | Clave | Descripción |
|-------------|-------------------------------|---|
| T 1 | A ₁ B ₁ | Dosis (AIB: 0%), Estaca (Basal) |
| T 2 | A ₁ B ₂ | Dosis (AIB: 0%), Estaca (Intermedia) |
| T 3 | A ₁ B ₃ | Dosis (AIB: 0%), Estaca (Apical) |
| T 4 | A ₂ B ₁ | Dosis (AIB:0,2 %), Estaca (Basal) |
| T 5 | A ₂ B ₂ | Dosis (AIB:0,2 %), Estaca (Intermedia) |
| T 6 | A ₂ B ₃ | Dosis (AIB:0,2%), Estaca (Apical) |
| T 7 | A ₃ B ₁ | Dosis (AIB:0,4%), Estaca (Basal) |
| T 8 | A ₃ B ₂ | Dosis (AIB:0,4 %), Estaca (Intermedia) |
| T 9 | A ₃ B ₃ | Dosis (AIB:0,4%), Estaca (Apical) |
| T 10 | A ₄ B ₁ | Dosis (AIB:0,6 %), Estaca (Basal) |
| T11 | A ₄ B ₂ | Dosis (AIB:0,6 %), Estaca (Intermedia) |
| T 12 | A ₄ B ₃ | Dosis (AIB:0,6%), Estaca (Apical) |

4.4.1 Análisis de varianza

Cuadro 5. Análisis de varianza

| Fuente de variabilidad | GL |
|------------------------|----|
| Tratamientos | 11 |
| A | 3 |
| B | 2 |
| AB | 6 |
| Error | 24 |
| Total | 35 |

4.5. Disposición experimental

Características de las unidades experimentales

- **Cámara de propagación**

| | | |
|-----------------------|---|---------------------|
| Área total de cámara | : | 1.92 m ² |
| Área neta de cámara | : | 1.76 m ² |
| 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 |

- **Experimento**

| | | |
|-----------------------------------|---|----------------|
| Número total de repeticiones | : | 3 |
| Tipo De Estaquilla | : | 3 |
| Dosis de AIB | : | 4 |
| Total de tratamientos | : | 12 |
| Distanciamiento entre estaquillas | : | 0.10 m |
| Unidad del Experimento | : | 12 estaquillas |

4.6. Ejecución del experimento

4.6.11 Construcción e implementación del propagador de sub irrigación

Se preparó el piso de cemento, nivelando y homogenizando el área dónde se ha instalado los propagadores de sub irrigación de madera, forrados con un plástico transparente que lo hace impermeable.

Los primeros 25 cm se cubrió 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 cinco centímetros se cubrieron con un sustrato de enraizamiento (arena media y grava fina).

Los 20 cm basales se llenó con agua, de manera que el sustrato de enraizamiento siempre se mantenga húmedo por capilaridad.

Para introducir el agua u observar su nivel, se utilizó un Tubo de PVC, insertado verticalmente a través de las diferentes capas de material. Internamente se utilizó 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.



Figura 6. Implementación del propagador

4.6.12 Construcción e implementación del invernadero

Para la construcción se empleó maderas de Pumaquiro (*Aspidosperma macrocarpon*) con una altura de 2,70 m. que fueron enterradas a 0,70 m. de

profundidad colocados cada 4,0 m.; se ha implementado colocando como techo una malla de sombra negra de 20 metros de largo x 4 metros de ancho, para lograr una sombra de 80 %.

4.6.13 Identificación y selección de plantas madres

Se identificaron y seleccionaron plantas madres sobresalientes de un año y cinco meses de la colección de parientes silvestres del *sacha inchi* 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; donde sus coordenadas geográficas (Longitud Oeste: 06° 31', Latitud Sur : 76° 17') a una altitud de 332 m.s.n.m., la selección fue basada en términos de características de disponibilidad de brotes tiernos para desarrollar el protocolo de propagación

4.6.14 Cosecha y traslado de brotes al área de propagación

Se cosecharon brotes de 30 a 50 cm de longitud en horas tempranas del día (5:30 am a 7:30 am) evitando el “estrés” fisiológico que podrían sufrir en el periodo desde la corta hasta su establecimiento en el propagador, con tijeras de podar desinfectadas con alcohol de 96 °, luego de cortar los brotes a cada planta, colocado en hieleras para el transporte (distancia larga), con una capa de cubos de hielo en el fondo, seguidos por capas alternas de papel húmedo y brotes, para bajar la temperatura y así evitar su deshidratación.

4.6.15 Preparación de estacas

Las estacas se cosecharon de brotes ortotrópicos, sanos y vigorosos de 30 a 50 cm de promedio de longitud eliminando el entrenudo terminal ya que es demasiado suave propenso a marchitamiento, cada brote nos generó 3 a 5 estacas, éstas se procesaron en un módulo con 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, de manera que cada estaca contenga una hoja y al menos una yema, el cual dará origen al nuevo tallo.



Figura 7. Preparación de estacas

4.6.16 Tratamiento hormonal de las estacas

La auxina utilizada fue el ácido-3-indol butírico químicamente pura marca **MERCK**. Se aplicó la auxina sintética ácido-3-indol butírico(AIB) disuelto en alcohol puro a 96° como solvente, aplicado a la base de la estaca (0,0 %; 0,2 %; 0,4 % y 0,6 % de AIB) aplicándose con una microjeringa 10 µl de las soluciones anteriormente preparadas, para tener un control exacto de la cantidad y la concentración aplicada a todas las estacas:

- ✚ Para preparar una solución de AIB de 0 %, no se aplicó la fitohormona
- ✚ Para preparar una solución de AIB de 0,2 %, se disolvió 0,2 g de AIB en 100 ml de alcohol puro.
- ✚ Para preparar una solución de AIB de 0,4 %, se disolvió 0,4 g de AIB en 100 ml de alcohol puro.
- ✚ Para preparar una solución de AIB de 0,6 %, se disolvió 0,6 g de AIB en 100 ml de alcohol puro.



Figura 8. Tratamiento hormonal

4.6.17 Establecimiento de las estacas en el propagador y etiquetado

Durante la siembra de las estacas juveniles se realizó pequeños hoyos en el sustrato a una profundidad de 2 cm con un espaciamiento de 0,10 x 0,10 m, en la cual se depositaron las estacas, con un nivel de área foliar de 50 cm².

El etiquetado se colocó una vez instalado el ensayo indicando la combinación de factores en estudio, fecha y especie



Figura 9. Establecimiento y etiquetado

4.6.18 Manejo de los propagadores de sub irrigación

Una vez que las estacas han sido establecidas en el propagador, se asperjó bien las hojas de las estacas con agua mediante un aspersor manual.

Se realizaron inspecciones interdiarias para detectar y corregir problemas patológicos, eliminar hojas caídas o estacas con síntomas de necrosis que puedan ser foco de infección; observar y mantener el nivel de agua y 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 ayudándolas a mantenerlas turgentes y favorecer el proceso de enraizamiento.



Figura 10. Manejo de los propagadores

4.6.19 Trasplante del material enraizado

Al finalizar el experimento, se extrajo la estaca del propagador para ser plantado en un recipiente adecuado, que contenga una buena mezcla balanceada de sustrato. Se tuvo cuidado al realizar el trasplante, ya que las raíces recién formadas son delicadas y se quiebran fácilmente.



Figura 11. Trasplante del material enraizado

4.6.20 Periodo de aclimatación

Las estacas trasplantadas se trasladaron a un ambiente protegido de los rayos solares y se aplicaron riegos frecuentes durante los primeros días (plantas bajo una malla y la aplicación de uno o dos riegos diarios). Después 4 semanas bajo estas condiciones, se les dio el tratamiento normal de vivero.

4.7. Evaluaciones registradas

Se realizaron a los 30 días de haber instalado el experimento en las cámaras de sub irrigación.

4.7.1 Porcentaje de enraizamiento (%)

Esta evaluación se realizó contándose el número de estacas enraizadas en base al total de unidades experimentales (12 estacas por unidad experimental) por tratamiento al finalizar el experimento a los 30 días.

4.7.2 Número de raíces

Se realizó contándose el número de raíces en base al total de unidades experimentales (12 estacas por unidad experimental) por tratamiento.

4.7.3 Longitud de raíz mayor

Se realizó midiéndose con un vernier milimetrado, la longitud más larga de la raíz en base al total de unidades experimentales (12 estacas por unidad experimental) por tratamiento y por repetición.

4.7.4 Porcentaje de brotación

Se realizó contándose el número de estacas con brotes aéreos en base al total de unidades experimentales (12 estacas por unidad experimental) por tratamiento y por repetición.

V. RESULTADOS

5.1 Porcentaje de enraizamiento

Cuadro 6. Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento evaluado a los 30 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%/100}$.

| F. de V. | GL | SC | CM | FC | SIG |
|---------------------|-----------|------|------|-------|-----|
| Tratamientos | 11 | 4.41 | 0.40 | 180.0 | ** |
| A | 3 | 4.32 | 1.44 | 641.6 | ** |
| B | 2 | 0.00 | 0.00 | 0.3 | n.s |
| AB | 6 | 0.18 | 0.02 | 9.1 | ** |
| Error | 24 | 0.05 | 0.00 | | |
| Total | 35 | 4.49 | | | |

**= Altamente significativo *= Significativo N.S = no significativo

X= 31.32

R² = 98.8%

C.V.= 8.4 %

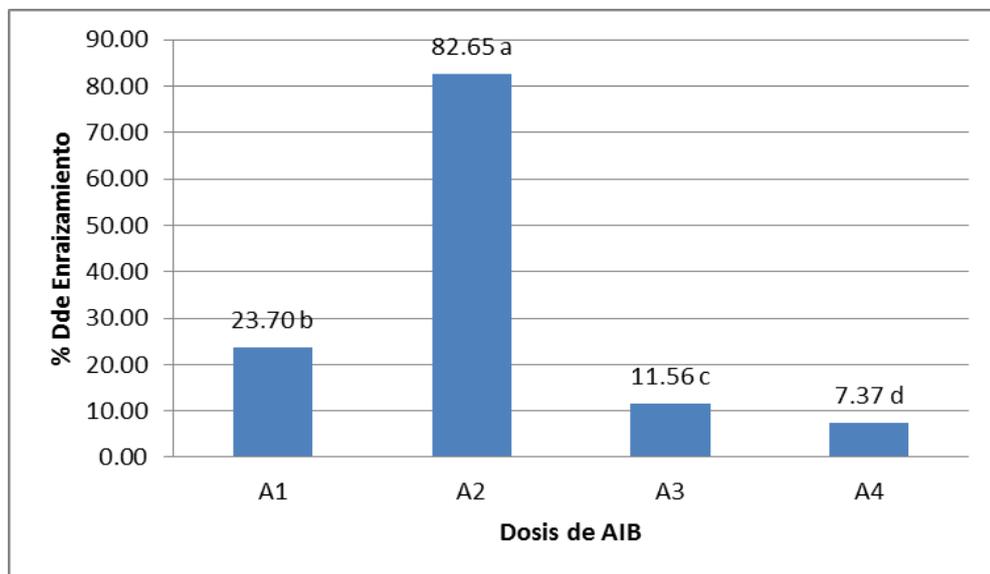


Gráfico 1. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para promedios de los niveles del factor A (Dosis AIB), respecto al porcentaje de enraizamiento

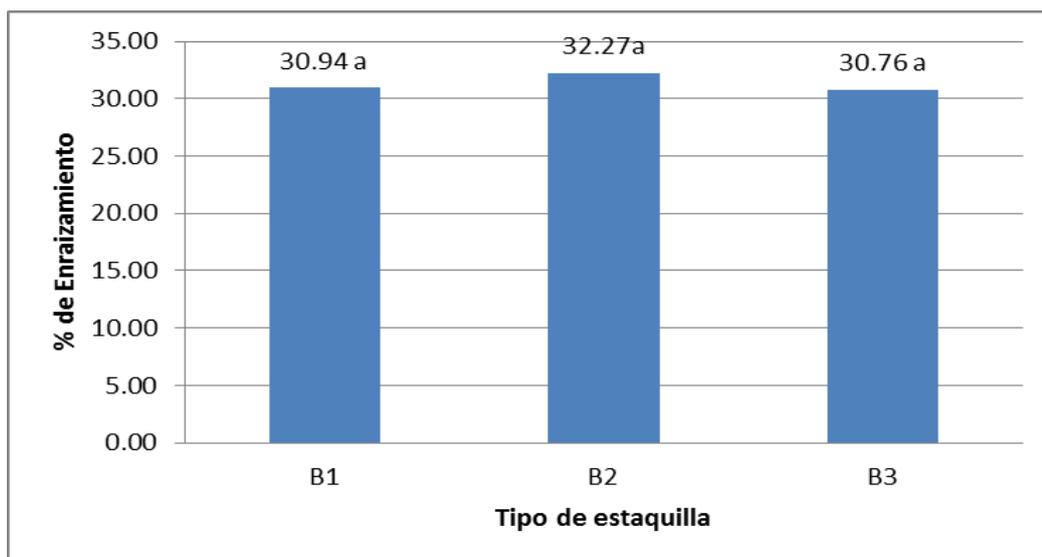


Gráfico 2. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para promedios de los niveles del factor B (Tipo de estacilla), respecto al porcentaje de enraizamiento

Cuadro 7. Prueba de tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales A y B en el porcentaje de enraizamiento

| Tto. | Descripción de tratamientos | % de enraizamiento | | |
|------|-----------------------------------|--------------------|------|-----|
| T5 | Dosis (0,2%), Estaca (Intermedia) | 88.50 | 1.23 | a |
| T4 | Dosis (0,2%), Estaca (Basal) | 84.92 | 1.17 | ab |
| T6 | Dosis (0,2%), Estaca (Apical) | 74.53 | 1.04 | b |
| T2 | Dosis (0,0%), Estaca (Intermedia) | 26.67 | 0.54 | c |
| T3 | Dosis (0,0%), Estaca (Apical) | 22.36 | 0.49 | c |
| T1 | Dosis (0,0%), Estaca (Basal) | 22.09 | 0.49 | c |
| T9 | Dosis (0,4%), Estaca (Apical) | 18.90 | 0.45 | c |
| T7 | Dosis (0,4%), Estaca (Basal) | 9.61 | 0.32 | d e |
| T11 | Dosis (0,6%), Estaca (Intermedia) | 7.73 | 0.27 | e |
| T12 | Dosis (0,6%), Estaca (Apical) | 7.26 | 0.27 | e |
| T10 | Dosis (0,6%), Estaca (Basal) | 7.13 | 0.27 | e |
| T8 | Dosis (0,4%), Estaca (Intermedia) | 6.17 | 0.25 | e |

(1) Datos transformados $\arcsen \sqrt{x+1}$

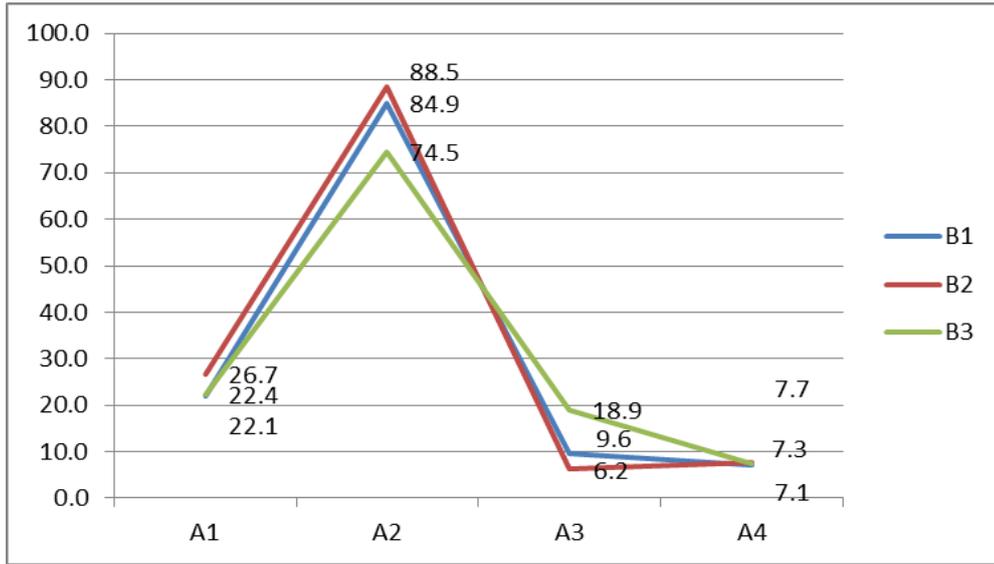


Gráfico 3. Efecto en la interacción del factor A (Dosis de AIB) dentro de los promedios de los niveles del factor B (Tipo de estaquilla) respecto al porcentaje de enraizamiento

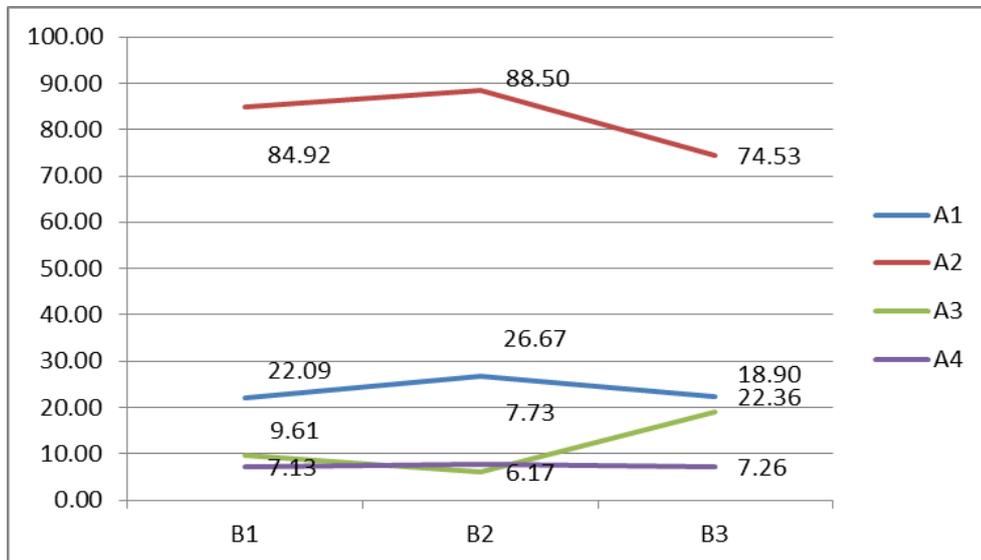


Gráfico 4. Efecto en la interacción del factor B (Tipo de estaquilla) dentro de los promedios de los niveles del factor A (Dosis de AIB) respecto al porcentaje de enraizamiento

5.2 Número de raíces

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

| F. de V. | GL | SC | CM | FC | SIG |
|---------------------|-----------|-------|-------|--------|-----|
| Tratamientos | 11 | 33.44 | 3.04 | 67.33 | ** |
| A | 3 | 32.93 | 10.98 | 243.12 | ** |
| B | 2 | 0.21 | 0.11 | 2.35 | n.s |
| AB | 6 | 0.30 | 0.05 | 1.09 | n.s |
| Error | 24 | 1.08 | 0.05 | | |
| Total | 35 | 34.52 | | | |

**= Altamente significativo

*= Significativo

N.S = no significativo

X = 4.50 Raíces

R² = 96.86 %

C.V. = 9.96%

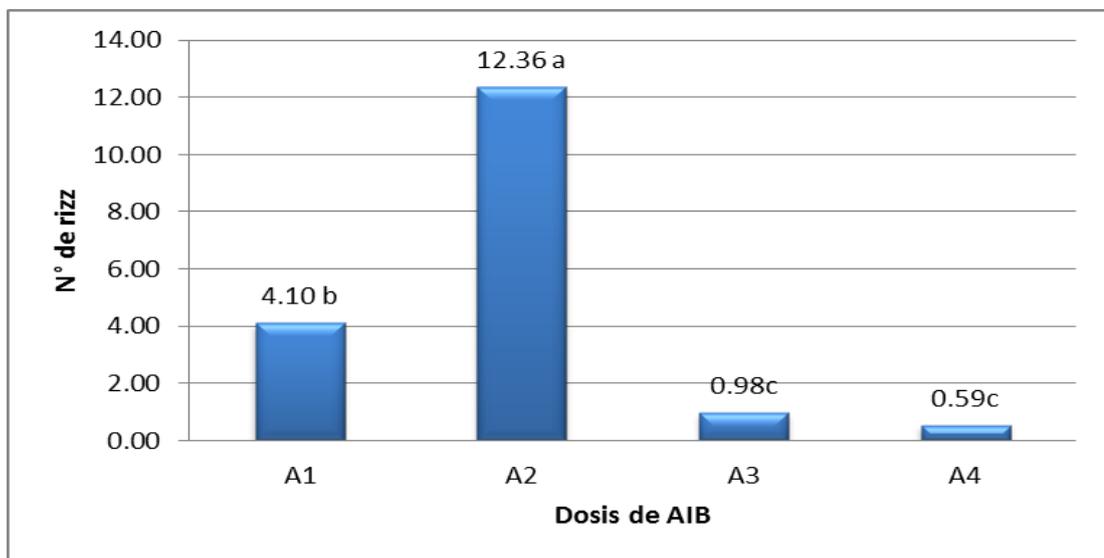


Gráfico 5. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para promedios de los niveles el factor A (Dosis AIB), respecto al número de raíces.

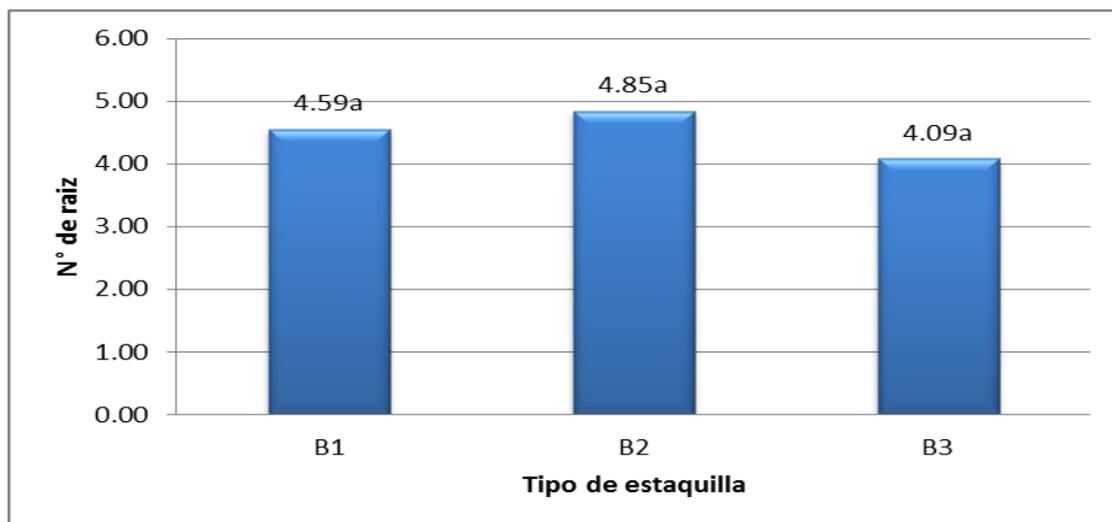


Gráfico 6. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los promedios de los niveles del Factor B (Tipo de estaca), respecto al número de raíces.

Cuadro 9. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para la combinación de los efectos principales (A) y (B) en el número de raíces por estaca evaluado a los 30 días.

| Tto. | Descripción de tratamientos | N° de raíz | | |
|------|-----------------------------------|------------|------|---|
| T5 | Dosis (0,2%), Estaca (Intermedia) | 13.22 | 3.75 | a |
| T4 | Dosis (0,2%), Estaca (Basal) | 12.55 | 3.68 | a |
| T6 | Dosis (0,2%), Estaca (Apical) | 11.33 | 3.51 | a |
| T3 | Dosis (0,0%), Estaca (Apical) | 4.34 | 2.31 | b |
| T1 | Dosis (0,0%), Estaca (Basal) | 4.07 | 2.24 | b |
| T2 | Dosis (0,0%), Estaca (Intermedia) | 3.91 | 2.21 | b |
| T7 | Dosis (0,4%), Estaca (Basal) | 1.43 | 1.53 | c |
| T8 | Dosis (0,4%), Estaca (Intermedia) | 1.15 | 1.46 | c |
| T11 | Dosis (0,6%), Estaca (Intermedia) | 1.12 | 1.45 | c |
| T9 | Dosis (0,4%), Estaca (Apical) | 0.36 | 1.17 | c |
| T12 | Dosis (0,6%), Estaca (Apical) | 0.31 | 1.14 | c |
| T10 | Dosis (0,6%), Estaca (Basal) | 0.18 | 1.08 | c |

(1) Datos transformados $\sqrt{x+1}$

5.3 Longitud de raíz mayor

Cuadro 10. Análisis de varianza para la longitud de la raíz mayor evaluados a los 30 días.

| F. de V. | GL | SC | CM | FC | SIG |
|---------------------|-----------|---------|---------|---------|-----|
| Tratamientos | 11 | 53.2387 | 4.8399 | 280.347 | ** |
| A | 3 | 49.6901 | 16.5634 | 959.423 | ** |
| B | 2 | 0.75462 | 0.3773 | 21.855 | ** |
| AB | 6 | 2.79394 | 0.4657 | 26.973 | ** |
| Error | 24 | 0.41433 | 0.0173 | | |
| Total | 35 | 53.653 | 1.5329 | | |

*= Altamente significativo

*= Significativo

N.S = no significativo

X = 1.53cm

R² = 99.23 %

C.V. = 11.39%

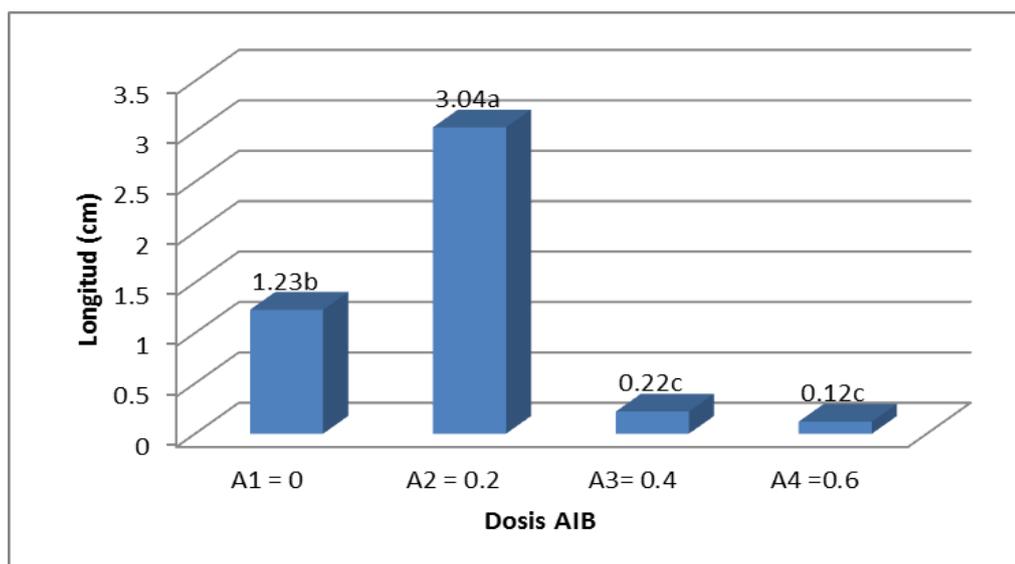


Gráfico 7. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los promedios de los niveles del Factor A (Dosis de AIB), respecto a la longitud de raíz mayor

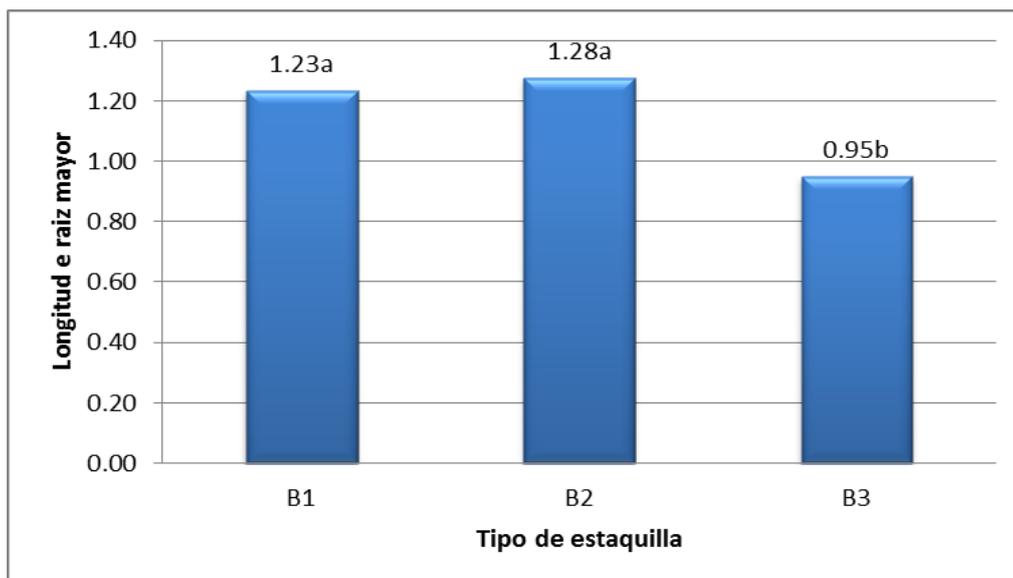


Gráfico 8. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los promedios de los niveles del Factor B (Tipo de estacilla), respecto a la longitud de raíz mayor

Cuadro 11. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los combinación de efectos principales A y B en la longitud de la raíz

| Tto. | Descripción de Tratamientos | Longitud de raíz mayor (cm) | |
|------------|---|-----------------------------|---|
| T5 | Dosis (AIB:0,2 %), Estaca (Intermedia) | 3.67 | A |
| T4 | Dosis (AIB:0,2 %), Estaca (Basal) | 3.27 | B |
| T6 | Dosis (AIB:0,2%), Estaca (Apical) | 2.20 | C |
| T3 | Dosis (AIB: 0%), Estaca (Apical) | 1.24 | D |
| T1 | Dosis (AIB: 0%), Estaca (Basal) | 1.22 | D |
| T2 | Dosis (AIB: 0%), Estaca (Intermedia) | 1.22 | D |
| T7 | Dosis (AIB:0,4%), Estaca (Basal) | 0.34 | e |
| T9 | Dosis (AIB:0,4%), Estaca (Apical) | 0.24 | e |
| T11 | Dosis (AIB:0,6 %), Estaca (Intermedia) | 0.13 | e |
| T12 | Dosis (AIB:0,6%), Estaca (Apical) | 0.12 | e |
| T10 | Dosis (AIB:0,4%), Estaca (Apical) | 0.11 | e |
| T8 | Dosis (AIB:0,4 %), Estaca (Intermedia) | 0.08 | e |

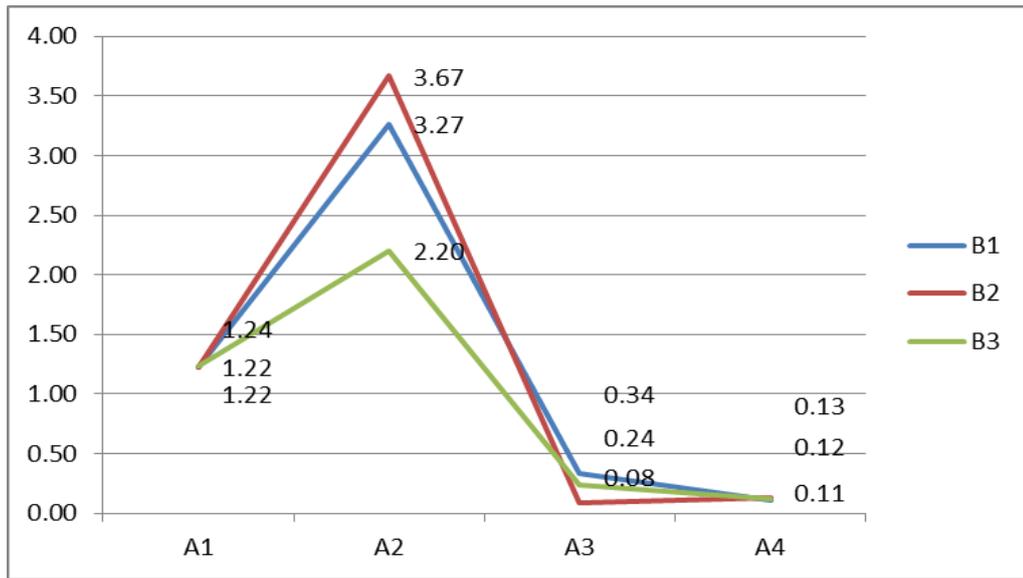


Gráfico 9. Efecto en la interacción en los promedios del factor A (Dosis de AIB), dentro de los niveles del factor B (Tipo de estaquilla), con respecto a la longitud de raíz.

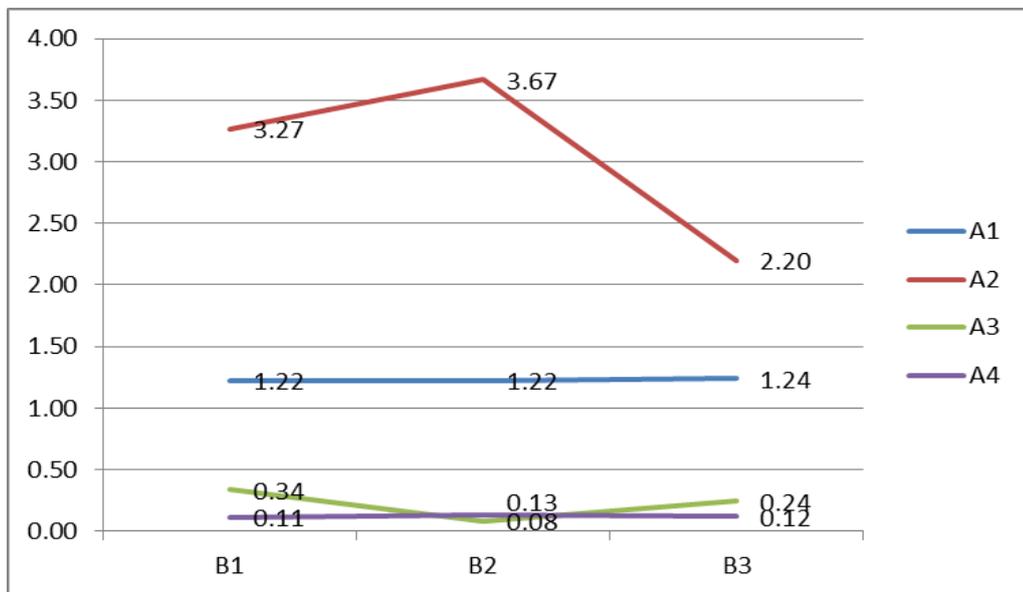


Gráfico 10. Interacción en los promedios del factor B (Tipo de estaquilla), dentro de los niveles del factor A (Dosis de AIB), con respecto a la longitud de raíz.

5.4 Porcentaje de brotación

Cuadro 12. Análisis de varianza del porcentaje de brotación evaluado a los 30 días. Datos transformados $\sqrt{\%/100}$.

| F. de V. | GL | SC | CM | FC | SIG |
|---------------------|-----------|------|------|--------|-----|
| Tratamientos | 11 | 1.60 | 0.15 | 75.21 | ** |
| A | 3 | 1.47 | 0.49 | 254.70 | ** |
| B | 2 | 0.03 | 0.02 | 8.29 | ** |
| AB | 6 | 0.09 | 0.01 | 7.77 | ** |
| Error | 24 | 0.05 | 0.00 | | |
| Total | 35 | 1.64 | | | |

**= Altamente significativo * = significativo N.S = no significativo

X = 37.91 %

R² = 97.18%

C.V = 6.72 %

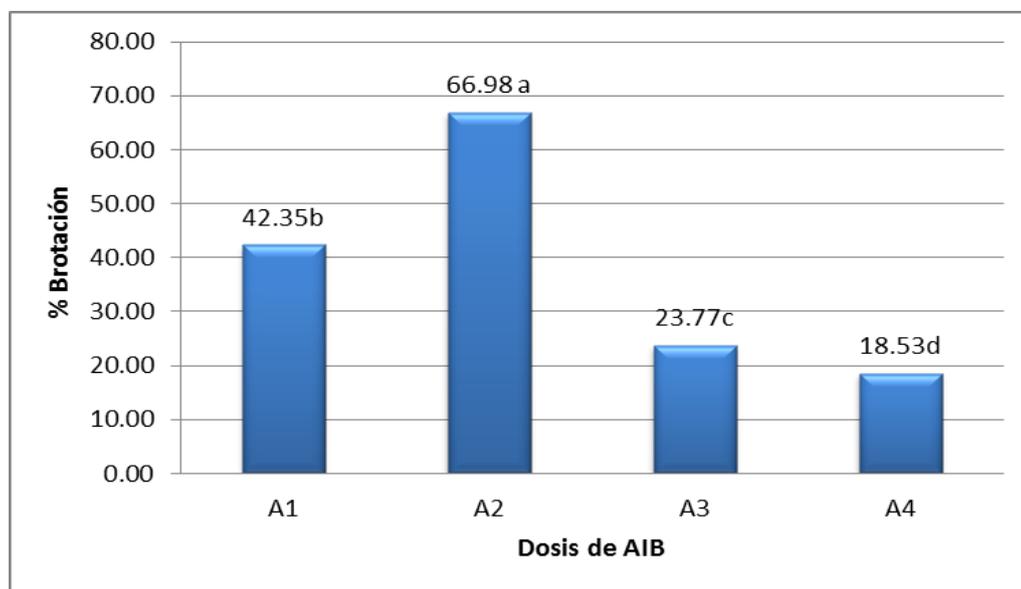


Gráfico 11. Prueba de Tukey (0.05) para los promedios de los niveles del Factor A (Dosis de AIB) respecto al porcentaje de brotación

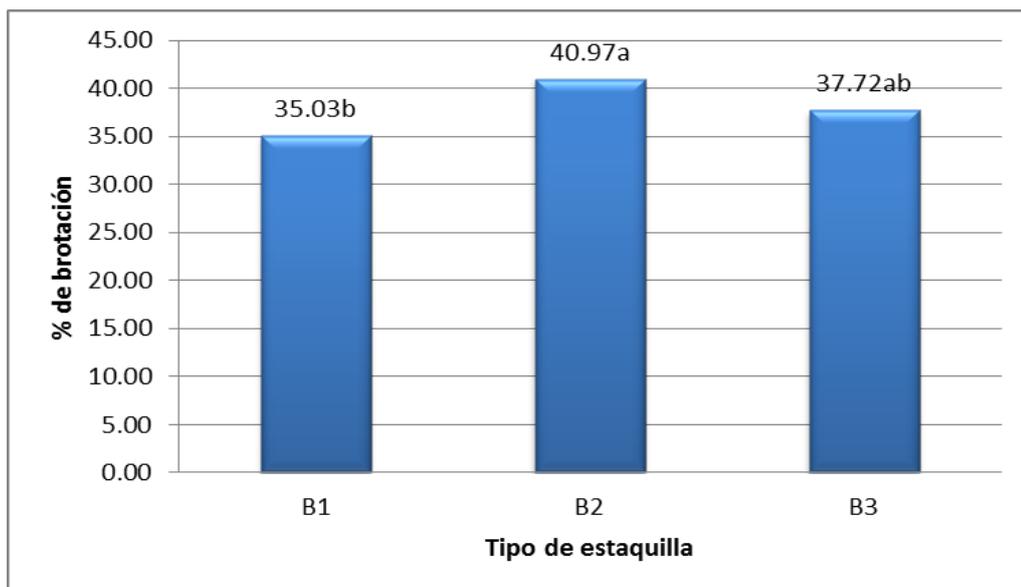


Gráfico 12. Prueba de Tukey (0.05) para los promedios de los niveles del Factor B (Tipo de estacilla) respecto al porcentaje de brotación

Cuadro 13. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales A y B en el porcentaje de brotación

| Tto. | Descripción de tratamientos | % de brotación | | |
|------------|---|----------------|-------|----------|
| | | Mean | SE | Grouping |
| T4 | Dosis (AIB:0,2 %), Estaca (basal) | 73.44 | 1.029 | a |
| T5 | Dosis (AIB:0,2 %), Estaca (intermedia) | 63.36 | 0.921 | a |
| T6 | Dosis (AIB:0,2%), Estaca (Apical) | 62.72 | 0.914 | a |
| T3 | Dosis (AIB: 0%), Estaca (Apical) | 46.24 | 0.748 | b |
| T2 | Dosis (AIB: 0%), Estaca (intermedia) | 45.96 | 0.745 | bc |
| T1 | Dosis (AIB: 0%), Estaca (basal) | 37.21 | 0.656 | bc |
| T8 | Dosis (AIB:0,4 %), Estaca (intermedia) | 32.6 | 0.656 | cd |
| T11 | Dosis (AIB:0,6 %), Estaca (intermedia) | 25.2 | 0.526 | de |
| T9 | Dosis (AIB:0,4%), Estaca (Apical) | 20.88 | 0.475 | ef |
| T12 | Dosis (AIB:0,6%), Estaca (Apical) | 20.61 | 0.471 | ef |
| T7 | Dosis (AIB :0,4%), Estaca (basal) | 17.89 | 0.437 | ef |
| T10 | Dosis (AIB :0,6 %), Estaca (basal) | 11.9 | 0.352 | f |

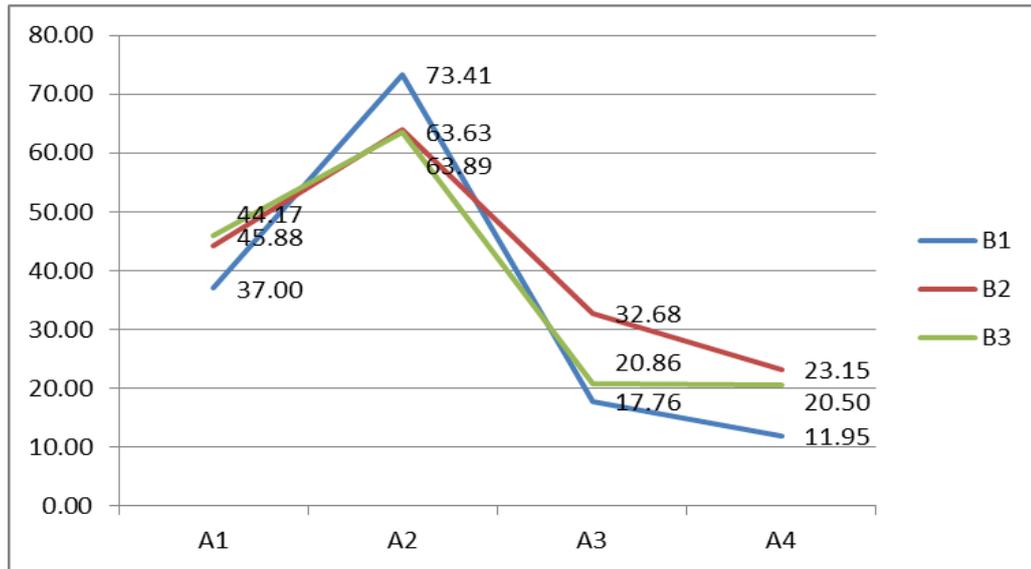


Gráfico 13. Efecto en la interacción en los promedios del factor A (Dosis de AIB), dentro de los niveles del factor B (Tipo de estaquilla), con respecto al porcentaje de brotación

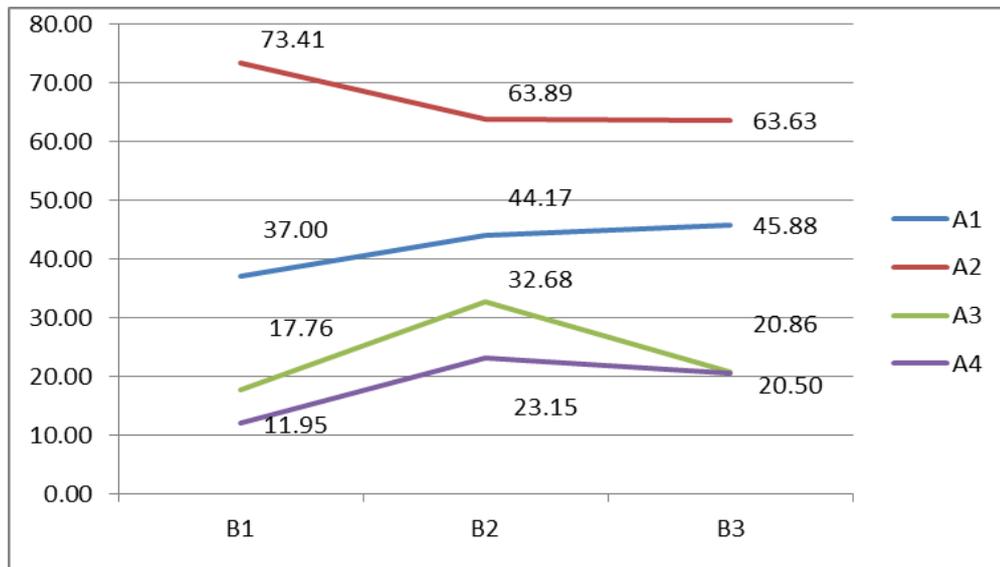


Gráfico 14. Efecto en la interacción en los promedios del factor B (Tipo de estaquilla), dentro de los niveles del factor A (Dosis de AIB), con respecto al porcentaje de brotación

VI. DISCUSIÓN

6.1 Porcentaje de enraizamiento

Del análisis de varianza (Cuadro 6) para el porcentaje de enraizamiento, se demuestra que existe diferencias estadísticas altamente significativas para la fuente de variación: Dosis de AIB (A) y la interacción de AB, sin embargo en la fuente de variación Tipo de Estaquilla no se presentaron diferencias estadísticas significativas. Por lo tanto el porcentaje de estacas enraizadas de *Plukenetia loretensis*, dependen de las diferentes dosis de ácido-3-indol butírico (AIB). Se obtuvieron una media de 31.32 % con un coeficiente de determinación de 98.8 % y un coeficiente de variabilidad de 8.4 %.

En la prueba de rango múltiple de Tukey ($\alpha=0,05$) según Gráfico 1 para los promedios de los niveles del factor A (Dosis de AIB) correspondiente al % de enraizamiento existe una diferencia altamente significativa en las dosis de 0,2% de AIB con un valor alcanzado de 82.65% superando estadísticamente a los demás niveles del factor A.

En la prueba de rango múltiple de Tukey ($\alpha=0,05$) según Gráfico 2 para los promedios de los niveles del factor B (Tipos de estaquilla) correspondiente no existe una diferencia significativa en cuanto al tipo de estaquilla para el porcentaje de enraizamiento pero si una diferencia numérica.

De acuerdo con la prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para los efectos A y B Dosis de AIB y Tipo de Estaquillas (Cuadro 7), el porcentaje de estacas enraizadas

está sujeto a las Dosis de AIB, es decir el T5, T4, T6 con un 88.50, 84.92 y 74.53% de enraizamiento respectivamente mostro diferencias altamente significativas en comparación a los demás tratamiento estudiados.

De acuerdo al gráfico 3 efectos en la interacción del factor A (Dosis de AIB) dentro de los promedios de los niveles del factor B (Tipo de estaquilla) respecto al porcentaje de enraizamiento, se determina que hay una interacción positiva en las dosis de 0.2 y 0.4 % de AIB en los tipos de estaquillas.

De acuerdo al gráfico 4 efectos en la interacción del factor B (Tipo de estaquilla) dentro de los promedios de los niveles del factor A (Dosis de AIB) respecto al porcentaje de enraizamiento, se determina que hay una interacción positiva en los tipos de estaquillas (Basal, Intermedia y Apical) en las dosis de 0.0, 0.04 y 0.06 % AIB.

El mejor resultado se presentó en la dosis de 0,2 % de AIB, probablemente porque esta dosis favoreció un mejor y adecuado enraizamiento y con ello una mayor formación de raíces. Esto se corrobora con los resultados obtenidos en el CATIE (Díaz, 1991; Leakey, 1990; Mesén, 1992; Mesén, 1993; Mesén y Ruiz, 2010; Núñez, 1997), la concentración de 0,2 de AIB, han dado los mejores resultados en *Plukenetia volubilis* L; *A. acuminata*; *B. quinata*; *Cedrela odorata*; *E. deglupta*; *G. arborea* y *S. macrophylla*; con *Platymiscium pinnatum*. Ruiz 2010, en la propagación de sacha Inchi en el

efecto del ácido indolbutírico y tipo de estaquilla donde las estaquillas basales y intermedias obtuvieron los mayores valores del 78.7 y 77.8 %.

6.2 Número de raíces

Del análisis de varianza (Cuadro 8) para el número de raíces, se demuestra que existe diferencias estadísticas altamente significativas para la fuente de variación: Dosis de AIB (A), sin embargo en la fuente de variación Tipo de Estaquilla no se presentaron diferencias estadísticas significativas. Así mismo para la interacción AxB (Dosis de AIB por tipo de estaquilla), no se pudo probar diferencias estadísticas significativas. Por lo tanto el número de raíces de *Plukenetia loretensis*, dependen de las diferentes dosis de ácido-3-indol butírico (AIB). Se obtuvieron una media de 4.5 raíces con un coeficiente de determinación de 96,86 % y un coeficiente de variabilidad de 9.96%.

En la prueba de rango múltiple de Tukey ($\alpha=0,05$) según Gráfico 5 para los promedios de los niveles del factor A (Dosis de AIB) correspondiente al número de raíces existe una diferencia altamente significativa en las dosis de 0,2% de AIB con un valor alcanzado de 12.36 raíces superando estadísticamente a los demás niveles del factor A.

En la prueba de rango múltiple de Tukey ($\alpha=0,05$) según Gráfico 6 para los promedios de los niveles del factor B (Tipos de estaquilla) correspondiente no existe una diferencia estadística significativa en cuanto al tipo de estaquilla para el número de raíces pero si una diferencia numérica.

De acuerdo con la prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para los efectos A y B Dosis de AIB y Tipo de Estaquillas (Cuadro 9), el número de raíces está sujeto a las Dosis de AIB, es decir el T5, T4 y T6 con valores de 13.22, 12.55 y 11.33 respectivamente mostro diferencias altamente significativas en comparación a los demás tratamiento estudiados.

El mejor resultado se presentó en la estaquilla basal e intermedia probablemente porque el tipo de estaquilla favoreció un mejor adecuado enraizamiento y con ello una mayor numero de raíces. Esto se corrobora con los resultados obtenidos en el IIAP (Ruíz *et al.*, 2010) y CATIE (Díaz, 1991; Leakey, 1990; Mesén, 1992; Mesén, 1993; Mesén, 1997; Núñez, 1997), en el enraizamiento con la concentración de 0,2 de AIB, han dado los mejores resultados en *Plukenetia volubilis* L; *A. acuminata*; *B. quinata*; *Cedrela odorata*; *E. deglupta*; *G. arborea* y *S. macrophylla*; con *Platymiscium pinnatum*.

6.3 Longitud de raíz mayor

Del análisis de varianza (Cuadro 10) para longitud de raíz mayor, se demuestra que existe diferencias estadísticas altamente significativas para la fuente de variación: Dosis de AIB (A) y Tipo de estaquilla (B), además en la interacción AxB (Dosis de AIB por tipo de estaquilla). Por lo tanto la longitud de raíz mayor de *Plukenetia loretensis*, dependen de las diferentes dosis de ácido-3-indol butírico (AIB) y Tipo de Estaquilla (B). Se obtuvieron una media de 1.53 con un coeficiente de determinación de 99.23% y un coeficiente de variabilidad de 11.39%.

En la prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) (ver gráfico 7), para los promedios de los niveles del factor A (Dosis de AIB), respecto a la longitud de la raíz la dosis al 0.2 % con una media de 3.04 cm, superando estadísticamente a las demás dosis.

En la prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) (ver gráfico 8), para los promedios de los niveles del factor B (Tipo de estaquilla), respecto a la longitud de la raíz, los tipos de estaquillas presentaron diferencia estadística, donde las estaquillas basales y intermedias obtuvieron los mayores valores con media 1.23 y 1.28 cm.

En la prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) de los efectos principales Dosis de AIB (A) y tipo de estaquilla (B) (Cuadro 11) se puede observar que existen diferencias estadísticas para dosis de AIB ya que ellos muestran las diferencias entre los grupos de las medias, siendo la dosis de AIB del 0,2 % la que dio la mayor longitud de raíces seguida de la dosis del 0,0 %. Las dosis 0,4 y 0.6 % fueron las que presentaron menor longitud de raíz. Reconociendo así los beneficios de la aplicación de auxinas en la división y alargamiento celular, además el transporte de carbohidratos y cofactores hacia la base de la estaca, promoviendo así la iniciación y el desarrollo de las raíces (Núñez 1997).

La interacción de la dosis de AIB frente a los niveles del tipo de estaquilla (Gráfico 9) presentaron una interacción positiva en la dosis 0.2% y 0.4% y La interacción tipo de estaquilla frente a la dosis de AIB (Gráfico 10) presentó una interacción positiva en el tipo de estaquilla Basal e Intermedia para la

evaluación de la longitud de raíz, estos resultados concuerdan con lo reportado por (Botti, 1999), quien menciona que el efecto de auxinas presentes en tejidos no diferenciados facilitan la génesis de raíces (Mesén, 1998).

6.4 Porcentaje de brotación

Del análisis de varianza (Cuadro 12) para el porcentaje de brotación, se demuestra que existe diferencias estadísticas altamente significativas para la fuente de variación: Dosis de AIB (A), Tipo de Estaquilla (B) y la interacción AxB (Dosis de AIB por tipo de estaquilla), existe diferencias estadísticas altamente significativas. Por lo tanto el porcentaje de brotación de *Plukenetia loretensis*, dependen de las diferentes dosis de ácido-3-indol butírico (AIB) y tipo de estaquilla. Además obtuvieron una media de 37.91% con un coeficiente de determinación de 97.18 % y un coeficiente de variabilidad de 6.72%.

En la prueba de rango múltiple de Tukey ($\alpha=0,05$) según Gráfico 11 para los promedios de los niveles del factor A (Dosis de AIB) correspondiente al % de brotación existe una diferencia altamente significativa en las dosis de 0,2% de AIB con un valor alcanzado de 66.98% superando estadísticamente a los demás niveles del factor A.

En la prueba de rango múltiple de Tukey ($\alpha=0,05$) según Gráfico 12 para los promedios de los niveles del factor B (Tipos de Estaquilla) correspondiente existe una diferencia significativa en cuanto al tipo de estaquilla para el

porcentaje de brotación con valores de tipo de estaquilla intermedia de 40.97 %.

De acuerdo con la prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para los efectos A y B Dosis de AIB y Tipo de Estaquillas (Cuadro 13), el porcentaje de brotación está sujeto a las Dosis de AIB y Tipo de estaquilla, es decir el T4, T5, T6 con una media 73.44%, 63.36% y 62.72 % de brotación respectivamente presentaron una diferencia altamente significativa con los demás tratamientos.

La interacción del factor A (dosis de AIB) frente a los niveles del factor B (Tipo de estaquilla) (Gráfico 13) presentaron una interacción positiva en la dosis 0.2% y 0.4 % y la interacción del factor B (tipo de estaquilla) frente a los niveles del factor A (Dosis de AIB) (Gráfico 14) no presentó ninguna interacción en el tipo de estaquilla para el porcentaje de brotación.

Para el porcentaje de brotación, la activación de yemas, se debe principalmente al efecto directo de citoquininas, ya que la aplicación de reguladores de crecimiento como el AIA (ácido indol acético), AIB (ácido-3-indol butírico), ANA (ácido naftalenacético), pueden elevar el contenido de auxina en el tejido y proporcionar mayor porcentaje, velocidad, calidad y uniformidad de enraizamiento. Ruiz 2010 menciona que las citoquininas sean las responsables de brotación de yemas, ya que tienen un movimiento no polar (movimiento acropetal, hacia el ápice).

Por tanto las respuestas mostradas para el factor (A) es lógico a lo que explica, donde hace referencia de la dominancia de funciones que adquieren los reguladores en los tejidos se debe principalmente al balance entre Auxinas/citoquininas.

VII. CONCLUSIONES

- 7.1 La mejor dosis de ácido-3-indol butírico para el enraizamiento de estacas juveniles en *Plukenetia loretensis* (Ule, 1908), fue de 0,2 % de AIB, en comparación con las demás dosis de AIB.
- 7.2 El tipo de estaquilla para el enraizamiento de estacas juveniles en *Plukenetia loretensis* (Ule, 1908), fue de la parte intermedia de brotes ortotropicos.

VIII. RECOMENDACIONES

- 8.1 Continuar los trabajos de enraizamiento de estacas juveniles de *Plukenetia lorentensis* (Ule, 1908), para la validación de una dosis de AIB al 0.2 % y tipo de estaquillas intermedias.
- 8.2 Realizar el análisis económico de la propagación vegetativa en base a los resultados obtenidos con los mejores tratamientos en estudio.
- 8.3 Desarrollar investigaciones en la adaptabilidad en campo definitivo de plantas logradas por estacas de la especie *Plukenetia lorentensis* (Ule, 1908).
- 8.4 Realizar trabajos de técnicas en campo abierto, tipo de sustrato, longitud de estacas, frecuencia de riego, niveles área foliar, edad y grado de lignificación.

IX. BIBLIOGRAFÍA

1. ANAYA, J. (2003). Proyecto Omega, Plan de Comercialización. Aceite y Harina Proteica de inca inchi. Agroindustrias Amazónicas, Informe técnico. Tarapoto, Perú. 17 pp.
2. AYALA, F. (1999). Inventario Taxonómico de la Flora de la Amazonía Peruana. Herbarium Amazonense. Iquitos, Perú. 198 pp.
3. 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 pág.
4. BAÑON, S; MARTÍNEZ, J. J; FERNÁNDEZ, J. A; BALANZATEGUI, L. MELGARES, J. (2002). Influencia de la topófisis en el esquejado de *Coriara myrtifolia*. 1 Jornada Ibéricas de Plantas Ornamentales. Sevilla, España.
5. BALDINI, E. (1992). Arboricultura general. Ediciones Mundi – Prensa. Madrid, España. 352 p.
6. BOTTI, C. (1999). Principios de la propagación y técnicas de propagación por estacas. En: Manejo tecnificado de invernaderos y propagación de plantas. Departamento de Producción Agrícola. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. Santiago, Chile. 72-82 pág.
7. BRAUDEAU, J. (1981). El Cacao. Técnicas Agrícolas y Producciones Tropicales. Blume Distribuidora S. A. Casas Grandes N° 69. México – D. F. 296 pág.

8. CACHIQUE, D. (2011). Propagación vegetativa del sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) mediante enraizamiento de estacas juveniles en cámaras de subirrigación en la amazonia peruana
9. CABELLO, A. (2000). Propagación Asexual. Apuntes de Clases N° 2. Departamento de Silvicultura. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Chile. 10 pág.
10. CUCULIZA, P. (1956). Propagación de plantas. Lima. Perú. Talleres gráficos F. L. Villanueva. 340 pág.
11. COCHRAN (1980). Staistical methods. 7ed. Universiy Press. Iowa. EE
12. DÍAZ, M.E. (1991). Técnicas de Enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. y *Gmelina arborea* Linn. Tesis Mag. Sci. Turrialba, Costa Rica CATIE. 93 pág.
13. DÍAZ, M.E. (1992). Enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. Silvoenergía. Turrialba, Costa Rica CATIE.
14. DIRR, M. y HEUSER, C. Jr. (1987). The reference manual of woody plant propagation. From seed to tissue culture. Georgia, USA. Varsity Press INC. 239 pág.
15. ESSAU, K. (1985). Anatomía vegetal. Tercera edición. Editorial Omega, Barcelona, España. 779 p.
16. GILLESPIE, L. J. (1993). A synopsis of Neotropical *Plukenetia* (Euphorbiaceae) including two new species. Systematic Botany 18 (4).
17. GUTIÉRREZ, B. (1995). 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): pp 261 – 277.

18. GISPERT, (1984). Frutales y bosque. Biblioteca Práctica Agrícola y Ganadera. Tomo 3. Ediciones OCEANO. Barcelona – España.204 p.
19. HAISSIG, E. B. (1974). Origin of adventitious roots. New Zealand Journal of Forestry Science (Nueva Zelanda) 4 (2): 299-310 pág.
20. HARTMAN, H.; KESTER, D.E; DAVIS, F.T. (1987) Plant Propagation. Principles and Practices. Prentice- Hall, Inc. Englewood cliffs. Fifth edition. New Yersey. 647 pág.
21. HARTMANN, H; KESTER, D. (1995). Propagación de plantas. Principios y prácticas. 4ª ed. Continental. México. 760p.
22. HARTMANN, T. y KESTER, E. (1997). Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial continental S.A. México. 814 pág.
23. HARTMANN, T. y KESTER, D. (1999). Propagación de plantas. Principios y Prácticas. Séptima reimpresión. Compañía Editorial Continental, México. 757 p.
24. HARRIS, J. (1982). The humex book of propagation. Macdonald. London. 64 p.
25. HAISSIG E. B. (1974). Origin of adventitious roots. New Zealand Journal of Forestry Science (Nueva Zelanda) 4 (2): pp 299-310.
26. IKEMORI, Y. K. (1975). Formato de archivo: PDF/Adobe Acrobat asépticamente y tratados con auxinas.
27. 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: pág. 183 -195.
28. LEAKEY, R.R.B.; MOHAMMED, H. R. (1985). The effects of stem length on root initiation in sequential single-node cuttings of *Triplochiton*

- scleroxylon K Schum. Journal of Horticultural Science (Inglaterra) 60 (3): 431-437.
29. LEAKEY, R. (1990). Propagación vegetativa de especies forestales. In Manual sobre Mejoramiento genético. CATIE, Turrialba. Costa Rica. Pág. 113 - 120
 30. LOACH, K. (1977). Leaf wáter potential and the rooting of cuttings under mist and polythelene. Physiology Plantarum (Dinamarca) 40: pág. 191 -197.
 31. LOACH, K. (1988). Controlling Environmental Condition to Improve Adventitious Rooting. Ed. Por Davis T.D.; Haissig, B.E. y Sankhla, N. eds Adventitious root formation in cuttings Oregon Dioscorides Press pág. 102-116.
 32. MOBOT, Missouri Botanical Garden. (2007). Saint Louis, Missouri, EUA <http://mobot.mobot.org/W3T/Search/vast.html>
 33. MARTÍNEZ, G; BUDUBA, C; BOYERAS, F; ABEDINI W; BELTRANO J. (1994). Análisis de la ciclófisis y la topófisis en *Populus deltoides* Bartr, desde la formación del estaquero hasta la producción comercial. Invest. Agrar; Sist Recur. For. Vol. 3(2).
 34. MACDONALD, B. (1986). Practical woody plant propagation for nursery growers. London. Ed. Batsford. 669 pág.
 35. MESÉN, J. F. (1992). Hacia el desarrollo de técnica de silvicultura clonal para el pequeño finquero. Chasqui (Costa Rica) 28: 6-18 pág.
 36. MESÉN, J. F. (1993). Vegetative propagation of Central American hardwoods Thesis PhD Scotland, University of Edinburgh. P. 231 pág.
 37. MESÉN, F. (1997). Propagación vegetativa del San Juan (*Vochysia guatemalensis*) mediante enraizamiento de estacas juveniles. Revista Forestal Centroamericano Nº 21: 19-24.

38. MESEN, F. (1998). Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 36 pág.
39. NÚÑEZ, Y. (1997). Propagación Vegetativa del Cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); Pilón (*Hieronima alchorneoides*, Allemo) y Surá (*Terminalia oblonga*, Ruiz & Pavon) Mediante el Enraizamiento de Estacas Juveniles. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. 172 pág. [En línea]. CATIE. (<http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0488e/A0488e.pdf>)
40. PASTUR, M.G; BOYERAS, F. ABEDINI, W; BELTRANO, J. (1994). Análisis de la ciclófisis y la topófisis en *Populus deltoides* Bartir desde la formación del estaquero hasta una planta comercial. Investigación Agraria, Sistemas, Recursos forestales (España) 3 (2) 125-133.RODRÍGUEZ, A.M RELACIONES FILOGENÉTICAS DEL GÉNERO *Plukenetia* Linnaeus, 1753 (EUPHORBIACEAE) EN LA AMAZONÍA PERUANA. 2009
41. RUIZ, H. (2010). Efecto del ácido indolbutírico y tipo de estacilla en el enraizamiento de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) Folia amazónica
42. RODRÍGUEZ, (2009). RELACIONES FILOGENÉTICAS DEL GÉNERO *Plukenetia* Linnaeus, 1753 (EUPHORBIACEAE) EN LA AMAZONÍA PERUANA . Tesis de pre grado. Universidad Nacional de la Amazonia Peruana
43. ROMERO, M. y ALBERDI, M. (1996). Manual de experimentos. Ecofisiología Vegetal. Universidad Austral de Chile. Valdivia. 126 p.

44. SALISBURY, B. F. y ROSS, W. C. (1994). Fisiología Vegetal México, D. F. Iberoamericana p. 405-40.
45. SALISBURY, F. y ROSS, W. (2000). Fisiología de las plantas. Ed. Paraninfo. Madrid, España. 988 pág.
46. 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 pág.
47. SNEDECOR (1980). Statistical methods. 7ed. University Press. Iowa. EE
48. SEVILLA, R. y HOLLE, M. (2004). Recursos Genéticos Vegetales. Edición. Luis León Asociados S.R.L. 1ra Edición. Pág.257-261. Lima- Perú.
49. STRASBURGUER, E. (1994). Tratado de botánica. Omega, Barcelona. 1.068 p.
50. TORIBIO, A. y GARCÍA, J. (1989). Rejuvenecimiento. In: Pardos, J. (ed.) Mejora genética de especies forestales. Madrid, España. pp. 314-320
51. TOOGOOD, A. (2000). Propagación de Plantas. Trad. por Domínguez, A. La Isla. Buenos Aires, Argentina. 320 p.
52. TORRES, A. (2003). Relação entre Sazonalidade Desrama e Carboidratos no Crescimento do *Eucalypto* Na propagação Vegetativa por Miniestaquia. Dissertação Mestrado. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo. 65 pág. [En línea]. USP. (<http://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/11/11150/tde-09122003-105826/>)

53. VÁSQUEZ, R. (1997). Flórula de las Reservas de Iquitos. Perú. The Missouri Botanical Garden Press, St Louis – MI, USA. 1046 pp.
54. WILSON, J. (1994). Contributions of the leaves and axillary shoots to rooting In *Eucalyptus grandis* Hill ex maid stem cuttings. *Journal of Horticultural Science (Inglaterra)* 6(6): 999-1007.
55. WELLS, J. (1979). *Plant propagation practices*. 14^a printing. New York. USA. Macmillan Publishing co., INC. 344 pág.
56. XAVIER, A (2002). *Silvicultura Clonal I; Principios e Técnicas de Propagacao vegetativa*. Cadermo Didático, UFV, Vicososa-MG, (92):64p.
57. ZOBEL, B. y TALBERT, J. (1992). *Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales*. México. Ed. Limusa. 554 pág.