



Esta obra está bajo una [Licencia Creative Commons Atribución- NoComercial-CompartirIgual 2.5 Perú](http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/).

Vea una copia de esta licencia en <http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/>

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL

ÁREA DE SUELOS Y CULTIVOS



TESIS:

**“DOSIS DE ÁCIDO-3-INDOL BUTÍRICO EN EL ENRAIZAMIENTO
DE ESTACAS DE SACHA INCHI (*Plukenetia volubilis* L.) EN
DIFERENTES SUSTRATOS”**

PRESENTADO POR EL BACH:

JAVIER BARTRA RAMÍREZ

PARA OPTAR EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

TARAPOTO - PERÚ

2009

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL

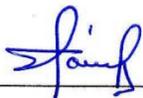
ÁREA DE SUELOS Y CULTIVOS

TESIS:

**“DOSIS DE ÁCIDO-3-INDOL BUTÍRICO EN EL ENRAIZAMIENTO
DE ESTACAS DE SACHA INCHI (*Plukenetia volubilis* L.) EN
DIFERENTES SUSTRATOS”**

**PRESENTADO POR EL BACH:
JAVIER BARTRA RAMÍREZ**

MIEMBROS DEL JURADO



Ing. M.Sc. Jorge Sánchez Ríos

Presidente



Ing. Segundo Dario Maldonado Vásquez

Miembro



Ing. María Emilia Ruiz Sánchez

Miembro



Ing. M.Sc. Guillermo Vásquez Ramírez

Asesor

DEDICATORIA

*A Jehová padre celestial
que siempre ha estado
pendiente de mis pasos.*

A mis queridos padres

Dante Javier Bartra Navarro,

Yolanda Ramírez López

Y a mis hermanos queridos

Russbel, Anderson,

*Kety que descansa en la
paz del Señor, y a mi*

adorada enamorada

María Milagros Luna

Feria.

AGRADECIMIENTO

A La Universidad Nacional de San Martín, 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 (IIAP), con la Gerencia del Ing. M.Sc. Luís Arévalo López por todo el apoyo brindado y facilitar las instalaciones para el presente trabajo.

Al proyecto: Sistemas de Producción de sachá inchi en San Martín que viene ejecutando el IIAP con el Programa de Ecosistemas Terrestres, por financiar el presente trabajo de investigación.

Al Ing. M.Sc. Guillermo Vásquez Ramírez, asesor del presente trabajo de investigación.

Al Ing. Henry Ruiz Solsol co-asesor del presente trabajo de investigación, por compartir sus conocimientos, tiempo, dedicación y sabias enseñanzas.

Al Ing. Danter Cachique Huansi, Co-asesor del presente trabajo de investigación.

Al Dr. Francisco Mesén Sequeira, consultor internacional y profesor de la Universidad de Costa Rica (CATIE), por su valiosas orientaciones y revisiones al presente trabajo de investigación. A todos mis amigos del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana.

ÍNDICE

Contenido	Pág.
I. INTRODUCCIÓN	01
II. OBJETIVOS	03
III. REVISIÓN DE LITERATURA	04
3.1. Generalidades de la especie en estudio	04
3.1.1. Clasificación botánica	04
3.1.2. Origen y distribución	04
3.1.3. Morfología del cultivo	05
3.1.4. Propagación del sachá inchi	06
3.2. Propagación Asexual o Vegetativa	06
3.3. Propagación Vegetativa a través de estacas	09
3.4. Formación de raíces adventicias	10
3.5. Bases fisiológicas de la iniciación de la raíz en la estaca	12
3.6. Efecto de los carbohidratos en el enraizamiento	15
3.7. Efecto de la Luz	15
3.8. Reguladores de crecimiento	16
3.8.1. Ácido-3-Indol Butírico	17
3.9. Factores que condicionan el enraizamiento de estacas	18
3.9.1. Edad de la planta madre (Factor de juvenilidad)	18
3.9.2. Sección de la planta madre para la obtención de estacas	18
3.9.3. Temperatura ambiental y del Medio de enraizamiento	20
3.9.4. Humedad relativa	21
3.9.5. Medio de enraizamiento (Sustrato)	22
3.10. Sistemas de propagación	23
3.10.1. El propagador de sub irrigación	24
IV. MATERIALES Y MÉTODOS	26
4.1. Materiales	26
4.2. Metodología	27
4.2.1. Ubicación del experimento	27

4.2.2.	Condiciones climáticas	27
4.2.3.	Cámara de enraizamiento	27
4.2.4.	Características del invernadero	28
4.2.5.	Diseño experimental	29
4.3.	Componentes en estudio	30
4.4.	Tratamientos en estudio	31
4.5.	Disposición experimental	32
4.6.	Ejecución del experimento	33
4.6.1.	Construcción e implementación del propagador	33
4.6.2.	Construcción e implementación del invernadero	34
4.6.3.	Identificación y selección de plantas madres	35
4.6.4.	Preparación y etiquetado de las plantas	35
4.6.5.	Cosecha y traslado de brotes al área de propagación	36
4.6.6.	Preparación de estacas	37
4.6.7.	Tratamiento hormonal de las estacas	38
4.6.8.	Establecimiento y etiquetado de las estacas	39
4.6.9.	Instalación de equipos de medición ambiental	39
4.6.10.	Manejo de los propagadores de sub irrigación	40
4.6.11.	Transplante del material enraizado	41
4.6.12.	Periodo de aclimatación	41
4.7.	Evaluaciones registradas	42
V.	RESULTADOS	44
5.1.	Ambiente de enraizamiento	44
5.2.	Porcentaje de enraizamiento	46
5.3.	Número de raíces	47
5.4.	Longitud de raíz mayor	49
5.5.	Porcentaje de brotación	50
5.6.	Porcentaje de mortandad	52

VI.	DISCUSIÓN	54
VII.	CONCLUSIONES	65
VIII.	RECOMENDACIONES	66
IX.	RESUMEN	67
X.	SUMARY	69
XI.	REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	71
XII.	ANEXO	78



I. INTRODUCCIÓN

El sachá inchi (*Plukenetia volubilis* Linneo), se encuentra distribuido en el Perú en los departamentos de San Martín, Ucayali, Amazonas, Madre de Dios, Junín y Loreto. Por su alto contenido de proteínas, aminoácidos, ácidos grasos esenciales; vitaminas A, D, E presentes en las almendras; es considerado como una oleaginosa nativa de gran potencial para la agroindustria y la exportación. (Manco, 2006). Según Cachique (2006), la planta es de polinización cruzada. Actualmente para trabajos de propagación, se está empleando el método de propagación por semilla botánica (Arévalo, 1996). 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 cambio con la propagación por estacas, se logra una réplica del ADN, es decir toda la información genética de la planta madre. En efecto, se considera el más adecuado y confiable para los trabajos de mejoramiento genético en la propagación de plantas madres (Vásquez, 2000), ya que mantiene el genotipo parental, no es necesario hacer polinizaciones artificiales ni aislamientos, no hay problemas con la segregación ni con la dominancia o la interacción entre genes no alélicos, preservando sus características en la descendencia (Sevilla y Holle, 2004).

En ese sentido, conociendo la importancia de la especie y la propagación por estacas como una metodología de multiplicación y conservación de materiales promisorios, el presente trabajo de investigación busca determinar una dosis de

ácido-3-indol butírico (AIB) más adecuada y un sustrato más apropiado en el éxito del porcentaje de enraizamiento, haciendo uso de una tecnología sencilla, como es la utilización de propagadores de subirrigación.

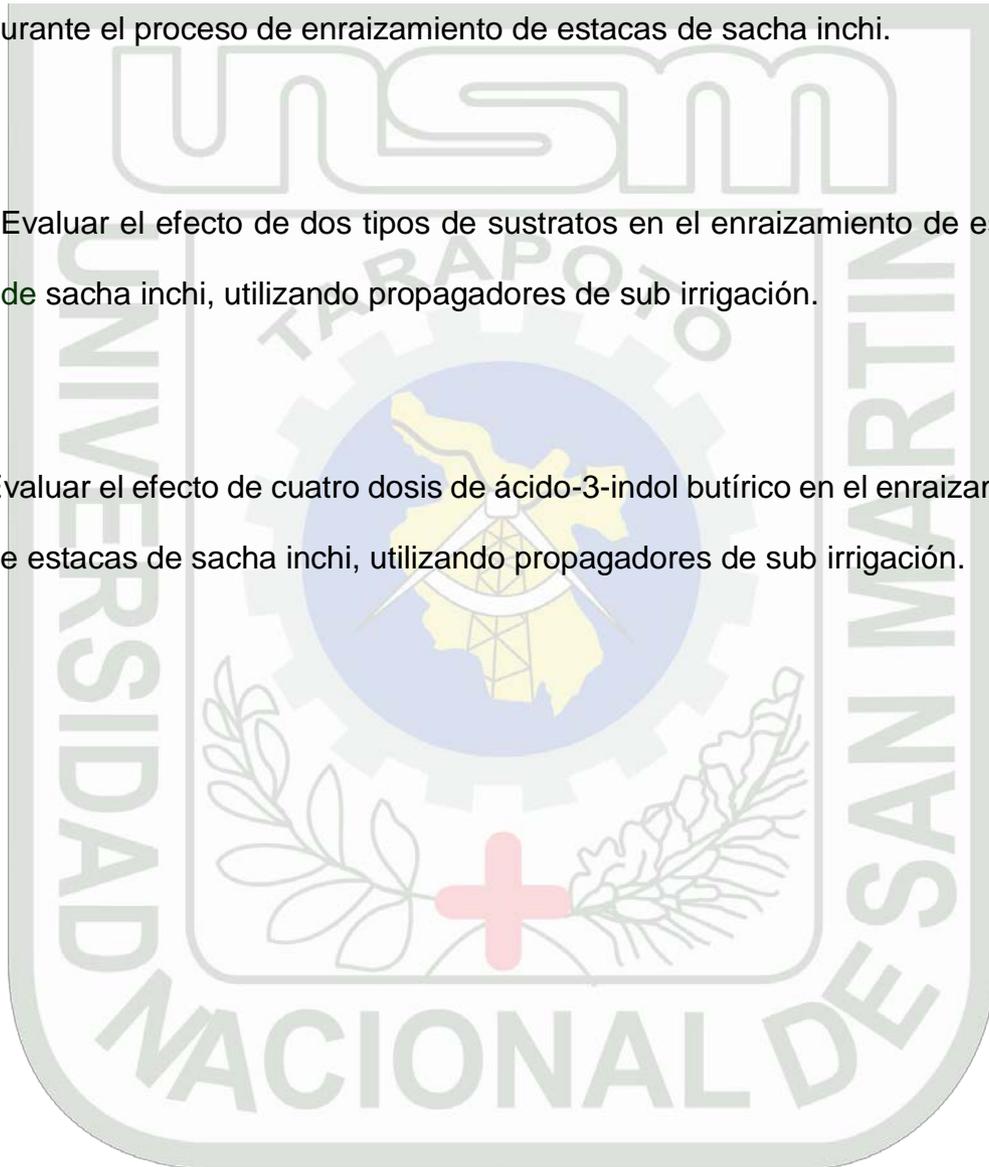


II. OBJETIVOS

2.1. Evaluar las condiciones ambientales en el propagador de sub irrigación durante el proceso de enraizamiento de estacas de sachá inchi.

2.2. Evaluar el efecto de dos tipos de sustratos en el enraizamiento de estacas de sachá inchi, utilizando propagadores de sub irrigación.

2.3. Evaluar el efecto de cuatro dosis de ácido-3-indol butírico en el enraizamiento de estacas de sachá inchi, utilizando propagadores de sub irrigación.



III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Generalidades de la especie en estudio

3.1.1. asificación Botánica

MOSTACERO, *et al.*, (2002), menciona que la clasificación botánica de la planta es la siguiente:

Reino	:	Plantae
Sub reino	:	Fanerógamas
División	:	Spermatophyta
Clase	:	Dicotyledoneae
Subclase	:	Archichlamydeae
Orden	:	Geraniales (Gruinales)
Familia	:	Euphorbiaceae
Género	:	<i>Plukenetia</i>
Especie	:	<i>Plukenetia volubilis</i> L.

3.1.2. rigen y distribución

El género *Plukenetia* comprende de 17 especies de distribución pantropical, 12 de América, tres de África, una de Madagascar y una de Asia. En México se encuentran *P. carabiasiae* J. Jiménez Ram.; *P. penninervia* Müell. Arg. y *P. stipellata* L.:J. (Gillespie, citado por Galluser, 2004).

Galluser (2005) Indica que el sacha inchi se encuentra distribuida en las regiones de Loreto, San Martín, Amazonas, Junín, Ucayali, Madre de Dios y el Cusco, registrándose especies como: *Plukenetia volubilis* L., *P. lorentensis* Ulei, *P. brachybotrya* M., *P. polyadenia* M.

3.1.3. Morfología del cultivo

El sachá inchi es una planta Trepadora, arbustiva, semileñosa, de altura indeterminada. Presenta hojas alternas, de color verde oscuro, oval - elípticas, aseruladas y pinnitinervias, de 09 – 16 cm de largo y 06 – 10 cm ancho. El ápice es puntiagudo y la base es plana o semiarriñonada. Presenta inflorescencias hermafroditas constituidas de flores masculinas y femeninas. Las flores masculinas estaminadas dispuestas en racimos, son pequeñas y blanquecinas de forma cónica; las flores femeninas están dispuestas en la base del racimo, pudiéndose observar de una a dos flores femeninas por inflorescencia. Los frutos son cápsulas de 3,5 a 4,5 cm de diámetro, constituidos generalmente por 04 lóbulos aristados (excepcionalmente con 5 a 7); cada lóbulo contiene una semilla ovalada de diámetro entre 1,3 y 2,1 cm, es de color marrón oscuro, ligeramente abultada en el centro y aplastada hacia el borde (Gillespie & Lynn, 1993; Valles, 1995).

Manco (2006), Indica que es una planta trepadora, voluble, semileñosa, de altura indeterminada. Sus hojas son alternas, de color verde oscuro, oval – elípticas, aseruladas y pinnitinervias, de

9 – 16 cm de largo y 6 – 10 cm de ancho. El ápice es puntiagudo y la base es plana o semi arriñonada.

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

3.1.4. pagación del sachá inchi

El sachá inchi se propaga comúnmente por semilla, aunque también se puede realizar la propagación asexual o por estacas, según ensayo preliminar realizado en la Estación Experimental El Porvenir. En dicho ensayo se utilizaron diferentes tipos de estacas: estaca apical, media y basal, con un testigo de semilla botánica. La estaca basal resultó ser el mejor material de propagación, pues tuvo un mejor prendimiento, aunque no se llegó a realizar el trasplante

(Arévalo, 1996).

3.2. Propagación asexual o vegetativa

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, 1997). 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 (Kains y Mcquesten, 1938). 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, 1997). 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, 1997).

Resumiendo, la importancia de la reproducción asexual radica en la posibilidad de propagar, a escala operativa, material genético de alto valor, asegurando rápidas ganancias genéticas debido a la selección y reproducción de genotipos individuales. Además, captura los componentes aditivos y no aditivos de la varianza genética, lo que permite producir masas uniformes y productivas (Zobel y Talbert, 1992; Santelices, 1998). Sin embargo, entre las plantas de un clon puede ocurrir variabilidad y cambios conducentes a la deterioración (Zobel y

Talbert, 1992; Hartmann y Kester, 1997).

Probablemente el deterioro de mayor importancia sea el efecto del ataque de agentes patógenos, principalmente virus y plagas (Hartmann y Kester, 1997). Macdonald (1986), señala y agrega a

éstos, la variación genética (mutaciones) como también principal fuente de variabilidad de las plantas de un clon.

Para Zobel y Talbert (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.

3.3. Propagación vegetativa a través de estacas

Se entiende por estaca como cualquier porción vegetativa que es extraída de una planta (Dirr y Heuser, 1987). O bien como cualquier porción de una planta (raíz, tallo, hoja) que es separada de ésta y que es inducida para que forme raíces (Wells, 1979).

En la propagación vegetativa a través de estacas, se corta de la planta madre una porción de tallo, raíz u hoja, después de lo cual esa porción se coloca en condiciones ambientales favorables y se induce a que forme raíces y tallos, obteniéndose con ello una planta nueva, independiente, que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta madre (Hartmann y Kester, 1997). 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, 1997).

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, 1997). 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. Formación de raíces adventicias

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

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

Las raíces adventicias suelen originarse a partir de células que se dividen en la proximidad del floema de los vasos conductores, los cuales forman un callo del que se diferencian luego las raíces. Si se produce una herida en una planta herbácea, las células parenquimáticas próximas a la herida se desdiferencian y vuelven a dividirse para formar un callo cicatricial, el cual corresponde a un conjunto de células parenquimáticas en varios estados de lignificación. En los vegetales leñosos, el callo suele proceder del

cambium, aunque también de la corteza y médula. Más tarde empiezan a aparecer en algunas células del callo diferenciaciones que conducen a un nuevo tejido: se forman, por ejemplo, puntos vegetativos caulinares o radicales y se establece la unión con los elementos conductores (Strasburguer, 1994).

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

(Hartmann y Kester, 1997).

Gutiérrez (1995), señala que la formación de raíces depende de una serie de factores internos o endógenos, los que interactúan, en forma compleja, generando cambios en el metabolismo, la dediferenciación y el crecimiento.

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

ramificadas y distribuidas alrededor de las estacas son suficientes (Leakey, 1987 citado por Gutiérrez, 2003).

En un estudio realizado en *Crytomeria japonica*, el número de raíces por estacas estuvo inversamente relacionado con el contenido volumétrico de agua en el medio, sugiriendo que el exceso de agua actúa como barrera para la difusión del oxígeno (Loach, 1986 citado por Núñez 1997).

Un buen sistema de enraizamiento se considera cuando es superior al 70%. (Leakey, 1987 citado por Gutiérrez 2003).

Varios factores pueden contribuir para el aumento del porcentaje de enraizamiento de las estacas, incluyendo la consistencia de la estaca, época de colecta, cuidados durante la preparación de las estacas y tiempo entre la colecta y la colocación en el sustrato (Faria y Sacramento, 2003).

3.5. 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, 1997).

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, 1997; Gutiérrez, 1995).

Es sabido que la presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte acción estimulante sobre la iniciación de raíces. Es probable que el

fuerte efecto promotor de inducción de raíces que ejercen las hojas y yemas, se deba a otros factores más directos, dado que las yemas y hojas son poderosos productores de auxinas y los efectos se observan directamente debajo de ellas, ya que existe un transporte polar, del ápice a la base (Hartmann y Kester, 1997).

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, 1997).

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).

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).

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).

3.6. 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).

3.7. 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; Valle, 1978 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 pérdida de turgencia, pero debería ser suficiente para permitir la producción fotosintética de carbohidratos para la iniciación y crecimiento de las raíces. (Grange y Loach, 1985; Loach, 1988b).

3.8. Reguladores de Crecimiento

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. Por lo tanto es necesario que haya un balance adecuado, especialmente auxinas, giberelinas y citoquininas o sea, un equilibrio entre promotores e inhibidores del proceso de iniciación radicular. La manera mas común de promover ese equilibrio es a través de la aplicación exógeno 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 (Norberto, 1999; Wendling, *et al.*, 2000 citados por Torres, 2003).

3.8.1. 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).

3.9. Factores que condicionan el enraizamiento de estacas

3.9.1. Edad de la planta madre (factor de juvenilidad)

Las estacas obtenidas de plantas jóvenes o de sectores más juveniles tienen mayor capacidad para formar raíces (Dirr y Heuser, 1987; Botti, 1999). Cualquier tratamiento previo que logre rejuvenecer a la planta o mantener la fase juvenil (podas drásticas, aplicaciones de giberelinas, injertos) será efectivo para favorecer el enraizamiento de las estacas.

Es posible que con la edad se acumulen inhibidores del enraizamiento, como por ejemplo algunos tipos de fenoles, o bien disminuyan otros fenoles que favorecen el proceso (Botti, 1999).

3.9.2. Sección de la planta madre para la obtención de estacas.

Este efecto es de suma importancia. Las diferencias de enraizado según la posición de la estaca en el árbol, puede deberse a una distribución desigual de hormonas vegetales y de reservas nutritivas en las diferentes partes de la planta (Santelices, 1998). El mejor enraizamiento de los extremos de las ramas y tallos (yema terminal) puede ser explicado por la posibilidad de contengan mayores concentraciones de sustancias endógenas promotoras del enraizamiento. También en las estacas terminales existe menos diferenciación, habiendo más células que pueden volverse meristemáticas (Hartmann y Kester, 1997).

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).

3.9.3. Temperatura ambiental y del medio de enraizamiento.

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie (Hartmann y Kester, 1997).

La temperatura del aire en excesivo elevadas, tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y a aumentar la pérdida de agua por las hojas, hecho indeseable para la propagación. (Hartmann y Kester 1987).

Mientras que bajas temperaturas, reducen el proceso fotosintético. (Carrera, 1977 citado por Torres 2003), y disminuyen el metabolismo de las estacas, llevando a un mayor tiempo para el enraizamiento. (

Xavier, 2002 citado por Torres, 2003).

Botti (1999), señala que la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 °C, mientras (Hartmann y Kester, 1997) restringen el rango de 21 a 27 °C. La temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15 °C (Hartmann Y Kester, 1997; Botti,

1999).

Muchas especies logran mayores porcentajes de enraizamiento y en menor tiempo cuando la temperatura del sustrato se mantiene entre 25 y 28 °C en los primeros 15 a 20 días, para luego disminuirla a entre 18 y 20 °C. Esta condición puede llegar a ser decisiva en el proceso de enraizamiento para algunas especies vegetales (Botti, 1999). Pero no siempre existen los medios

económicos para poder implementar camas calientes. (Evanz, 1962) citado por Henríquez (2004), menciona que la temperatura del aire debe mantenerse entre 27 °C y 29 °C y no pasar de 30°C.

3.8.3. Humedad relativa

Es de gran importancia que las condiciones ambientales de temperatura y humedad en el sector de propagación puedan ser controladas, manteniéndolas dentro de los rangos adecuados (Botti, 1999). La humedad debe mantenerse alta; entre 70 y 80% aproximadamente para evitar la deshidratación del material vegetal, especialmente en el caso de estacas verdes o herbáceas. Para ello es indispensable el empleo de boquillas con riego fino intermitente (mist) o incluso un equipo que entregue niebla fina (nebulizado) cada vez que la humedad ambiental disminuya en el invernadero, de esta forma se mantiene la humedad adecuada del sustrato y se humedecen las hojas de las estacas, reduciendo a la vez la temperatura del medio y la transpiración de las estacas (Dirr y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1997; Botti, 1999). La humedad relativa debe ser muy alta cercana al 100% para reducir la

transpiración y asegurar el máximo turgor de las células de la hoja.

Mesén (1991), reafirma los efectos benéficos sobre las estacas, del ambiente de alta humedad relativa dentro del propagador; el mantenimiento de la turgencia es crítico durante las primeras

semanas cuando las estacas aun no han desarrollado raíces que puedan compensar grandes pérdidas de agua por transpiración.

3.9.4. Medio de enraizamiento (sustrato)

El sustrato de propagación debe cumplir tres funciones muy importante para el éxito del proceso: sujetar las estacas, mantener la humedad y permitir el intercambio de gases (Hartmann y Kester, 1997; Botti, 1999). Por lo tanto, cualquier material o mezcla de materiales que se utilice debe permitir una buena retención de agua (sin acumularla excesivamente) y una aireación que permita un contenido de oxígeno adecuado para la respiración de los tejidos sometidos a la producción de nuevas raíces (Botti, 1999). También debe poseer un buen drenaje y estar libre de microorganismos (Peate, 1989). Además, debe contener un escaso contenido de materia orgánica (Sandoval, 1997) .El sustrato tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento y debe ser considerado como parte integral de cualquier sistema de propagación. Un buen sustrato combina una buena aireación con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agentes contaminantes.

Un buen sistema de enraizamiento se considera cuando es superior al 70%.(Leakey, 1987 citado por Gutiérrez 2003).

La relación entre aire y agua en el medio de enraizamiento juega un papel importante en el éxito de la macropropagación al influir la cantidad de oxígeno que pueda haber en la base de las estacas,

donde las raíces son formadas. (Haissig, 1974 citado por Núñez 1997).

Adicionalmente, el exceso de agua alrededor de la base de la estaca funciona como una barrera para la difusión del oxígeno, causando en el peor de los casos, anoxia y muerte de los tejidos. (Loach, 1977).

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

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

3.10. 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).

3.11. 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 eriales, equipos e insumos de campo.

Tijera de podar, caja de refrigeración, balde, bolsas de plástico, hilo pabilo, etiquetas, cinta métrica, postes de quinilla, listones para cámara, mica transparente N° 08 , clavo 1" y 3", bisagra, candado, carretilla, malla metálica 4 mm, malla sombreadora negra 80% (4,2x100 m), tachuela, manguera, pala recta, hilo nylon, wincha 10 m., mochila aspersora 15 L, vernier, termohigrómetro, termómetro digital, luxómetro, micropipeta labopette (10 µm), ventilador pequeño, cemento, sustrato (arena media y grava fina), fungicida.

4.1.2 eriales de oficina.

Papel bond A4 80 g, lápiz, lapicero, borrador, regla graduada de 30 cm, cartucho de impresora, libreta de apuntes, plumones indelebles, clips, resaltadores, correctores, cd-rw, engrapador, perforador, calculadora científica, cinta maskistape, etiquetas adhesivas, archivadores, papel milimetrado.

4.1.3 eriales y reactivos de laboratorio.

Mandil blanco para laboratorio, guantes quirúrgicos, algodón, piceta, espátula de acero inoxidable, hexagonales, matraz erlenmeyer 125ml, probeta 100 ml, ácido-3-indol butírico, alcohol 96°, agua destilada, lejía comercial al 5,25%.

4.2 Metodología

4.2.1 Ubicación del experimento

El presente trabajo de investigación se realizó en las instalaciones

del

Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana IIAP – San

Martín, ubicado en el distrito de Morales, provincia y departamento de San Martín; cuyas coordenadas UTM son N 9283654 y E 0347742 y a una altitud de 332 m.s.n.m.

4.2.2 Condiciones climáticas

Cuadro 01: Datos climáticos de julio a septiembre del 2008, correspondiente al periodo experimental.

Meses	Temperatura (°C)			Humedad Relativa (%)	Horas Sol Día	Precipitación (mm)
	Mínima	Máxima	Media			
Julio	19,33	24,93	22,13	72,92	9,04	46,20
Agosto	19,17	26,68	22,92	66,52	8,00	56,25
Setiembre	19,36	26,20	22,78	70,63	7,70	130,95

Fuente: Estación meteorológica de la E.E.A. El Porvenir – Tarapoto 2008.

4.2.3 ara de enraizamiento

La cámara de sub irrigación 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; la base de la cámara está rellena con lecho de piedras menudas sobre el cual se colocó los sustratos (grava fina y arena media) separados 0,80 m cada uno. Cada sustrato fue previamente lavado, desinfectado con lejía (hipoclorito de sodio al 5,25%) y secado al sol.



Figura 1: Detalle de la cámara de sub irrigación

4.2.4 acterísticas 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.

4.2.5. Diseño experimental

Para el presente trabajo de investigación se aplicó el Diseño de Parcelas Divididas adaptadas a Bloques Completos al Azar con 4 repeticiones, asignándose en las parcelas los tipos de sustratos (A) y en las sub-parcelas las dosis de ácido-3-indol butírico (B). Cada unidad experimental (parcela pequeña) incluyó 12 estacas. Se generó una base de datos en el software Microsoft Excel. Los datos serán 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, longitud de raíz mayor, porcentaje de brotación, porcentaje de mortandad, fueron transformados mediante la fórmula $\arcsen \frac{\%}{100}$ (Snedecor y Cochran 1980).



Figura 2: Características del Invernadero

4.2.6 Modelo aditivo lineal

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_k + T_{ik} + \delta_j + (\alpha\delta)_{ij} + \epsilon_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} = Respuesta realizada en la k-ésima repetición sujeta a la aplicación del i-ésimo nivel del factor α (sustratos) que va en parcela con el j-ésimo nivel del factor δ (dosis de AIB) que va a nivel de subparcela.

μ	=	Es el efecto de la media general
α_i	=	Efecto del i-ésimo nivel del factor α (sustratos).
β_k	=	Efecto de la k-esima repetición o bloque
T_{ik}	=	Efecto aleatorio del error experimental a nivel de parcelas
δ_j	=	Efecto del j-ésimo nivel del factor δ (dosis de AIB).
$(\alpha\delta)_{ij}$	=	Efecto de la interacción del i-ésimo nivel del factor α (sustratos) con el j-ésimo nivel del factor δ (dosis de AIB).
ϵ_{ijk}	=	Efecto aleatorio del error de subparcelas asociadas a dicha observación i j k unidades.

Para:

$i = 1, 2$, niveles del factor α que va a nivel de parcela $j = 1, 2, 3, 4, 5$, niveles del factor δ que va a nivel de subparcela $k = 1, 2, 3, 4$, repeticiones o bloques.

4.3 Componentes en estudio

4.3.1 erial vegetativo

Estacas basales de sachá inchi ecotipo Mishquiayacu

4.3.2 Tipos de Sustratos - Parcelas (A).

a₁= Grava fina (4,89 mm.) **Kopecky (1936)**

a₂= Arena media (0,48 mm.) **Kopecky (1936)**

4.3.3 Dosis de Acido Indol butírico – Sub Parcelas (B)

b₁ = 0,0 % (Control). b₂ = 0,1 %

b₃ = 0,2 % b₄ = 0,4 % b₅ = 0,8 %

4.4 Tratamientos en estudio

Cuadro 2. Distribución de los tratamientos en estudio.

Tratamiento	Clave	Sustratos	Nivel de AIB
T ₁	a ₁ b ₁	Grava fina	0,0 %
T ₂	a ₁ b ₂	Grava fina	0,1 %
T ₃	a ₁ b ₃	Grava fina	0,2 %
T ₄	a ₁ b ₄	Grava fina	0,4 %
T ₅	a ₁ b ₅	Grava fina	0,8 %
T ₆	a ₂ b ₁	Arena media	0,0 %
T ₇	a ₂ b ₂	Arena media	0,1 %
T ₈	a ₂ b ₃	Arena media	0,2 %
T ₉	a ₂ b ₄	Arena media	0,4 %
T ₁₀	a ₂ b ₅	Arena media	0,8 %

4.4.1 Análisis de varianza

Cuadro 3. Análisis de varianza

Fuente de variabilidad	GL
Parcelas	
Bloques	3
Tipos de Sustratos (A)	1
Error (a)	3
Total Parcelas	7
Subparcelas	
Dosis de AIB (B)	4
Interacción (AxB)	4
Error (b)	24
Total subparcelas	39

4.5 Disposición experimental

4.5.1 Bloques

Número total de bloques	4
Largo total de bloques	: 2,40 m
Largo neto de bloques	: 2,34 m
Ancho neto de bloques	: 0,74 m
Área neta del bloque	: 0,80 m ²
Ancho entre bloques	: 0,40 m

4.5.2 Parcelas

Número de parcelas/bloque	2
---------------------------	---

Largo total de parcelas : 1,2 m

Largo neto de parcelas : 1,155 m

Ancho neto de parcelas : 0,74 m

Ancho de parcela : 0,80 m

Área total de parcelas : 0,96 m²

Área neta de parcelas : 0,85m²

4.5.3 Sub-parcelas

Número de sub-parcelas/parcelas : 5

Numero sub-parcelas testigo/bloques : 2

Numero de sub-parcelas/ bloque : 10

Largo neto de sub-parcelas :

0,74 m.

Ancho neto de sub-parcelas : 0,234 m.

Área neta de sub-parcela : 0,173 m²

4.5.4 Ensayo

Área total del ensayo : 1,92 m²

Área neta del ensayo : 1,73 m²

Nº de estacas/sub-parcelas	: 12
Nº de estacas/parcela	: 60
Nº de estacas/ bloque	: 120
Nº total de estacas del ensayo	: 480

4.6 Ejecución del experimento

4.6.1 Instrucción e implementación del propagador de sub irrigación

Se preparó el piso de cemento, nivelando y homogenizando el área donde 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 una sección de bambú o cualquier otro material (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.

La caja se cubrió con una tapa que ajuste bien, también forrada de plástico, para mantener alta la humedad interna.



Figura 3: Construcción e implementación del propagador

4.6.2 construcción e implementación del invernadero

Para la construcción se empleó maderas de pumaquiro 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%.



Figura 4: Construcción e implementación del invernadero

4.6.3 Identificación y selección de plantas madres

Se identificaron y seleccionaron plantas madres sobresalientes de un año y cinco meses de la colección de sachu 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; cuyas coordenadas UTM 9283654 y 18 M 0347742 a una altitud de 332 m.s.n.m., la selección fue basada en términos de características fenotípicas de alto rendimiento en grano seco, alto contenidos de aceites y tolerancia al complejo nemátodo-hongo



Figura 5: Identificación y selección de planta madre

4.6.4 reparación y etiquetados de plantas madres

Las plantas fueron preparadas un mes antes a la extracción de estacas mediante podas, aplicación de fungicida (Protexín 50 WP 20cc/20L agua), fertilización foliar (Enziprón 50cc/20L agua) y radicular ligera, quince días antes de instalar el experimento se aplicó 50 g de fertilizante (14N-00P-44K) por planta, 10 días después se fertilizó con Urea (46N-00P-00K), con el propósito de favorecer la aparición de brotes vigorosos, edad y tamaño uniforme (30 – 50cm de longitud) para la obtención de estacas. Para el etiquetado se le asignó un número para cada planta de la accesión seleccionada, el cual se mantendrá a partir de ese momento durante todas las etapas hasta el establecimiento de la plantación final.



Figura 6: Etiquetado de plantas

4.6.5 Cosecha y traslado de brotes al área de propagación Se cosecharon brotes de 30 a 50cm 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

4.6.6 reparación de estacas

Las estacas se cosecharon de brotes ortotrópicos, sanos y vigorosos de 30 – 50cm 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: Cosecha de brotes



Figura 8: Preparación de estacas

4.6.7 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 (0,1; 0,2; 0,4 y 0,8% 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; Así mismo con la ayuda de un ventilador pequeño y por intermedio de 1 minuto se evaporo el alcohol que contenía la solución, con la finalidad de retener el AIB en la base de la estaca. Para preparar una solución de AIB de 0,2 %, se disolvió 0,2 g de AIB en 100 ml de alcohol puro.



Figura 9: Tratamiento hormonal

4.6.8 Establecimiento de las estacas en el propagador y etiquetado

Antes de insertar las estacas en el propagador se hizo hoyos de

aproximadamente 2 cm de profundidad en el sustrato previamente trazados, se colocaron las estacas con cuidado haciendo presión al sustrato firmemente alrededor de la estaca. El espaciamiento entre estacas fue de 10 x 10 cm Después de colocadas las estacas en el propagador se hizo un riego superficial para humedecer las hojas de las estacas. El etiquetado se realizó una vez instalado el ensayo indicando el bloque, la combinación de factores en estudio, fecha y especie.

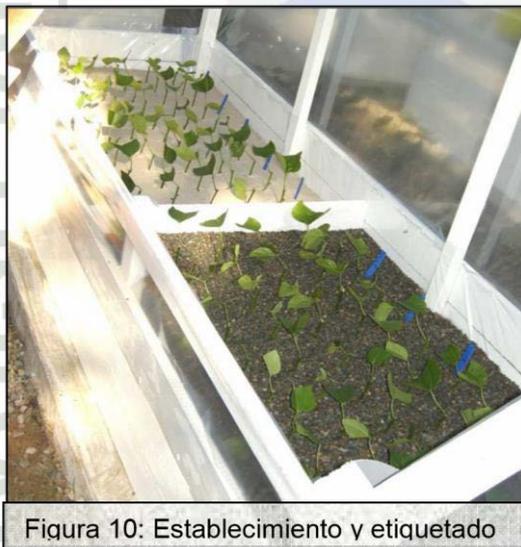


Figura 10: Establecimiento y etiquetado

4.6.9 talación de equipos de medición ambiental

Se registró la irradiación solar con un luxómetro digital (DIGITAL LUX METER MODEL: SC105), con resolución de 1, 10 y 100 lux, y rangos de 2000, 20 000 y 50 000 lux. La humedad relativa y la temperatura del aire se midieron usando el equipo (HYGROTHERMOMETER CLOCK), para la temperatura de sustrato se utilizó un termómetro digital (DIGITAL THERMOMETER), con rangos de -50 a 200°C. Todas las evaluaciones se registraron en un periodo de siete días de 6:00 a.m

a 6:00 p.m, durante la primera semana de haber establecido el ensayo.

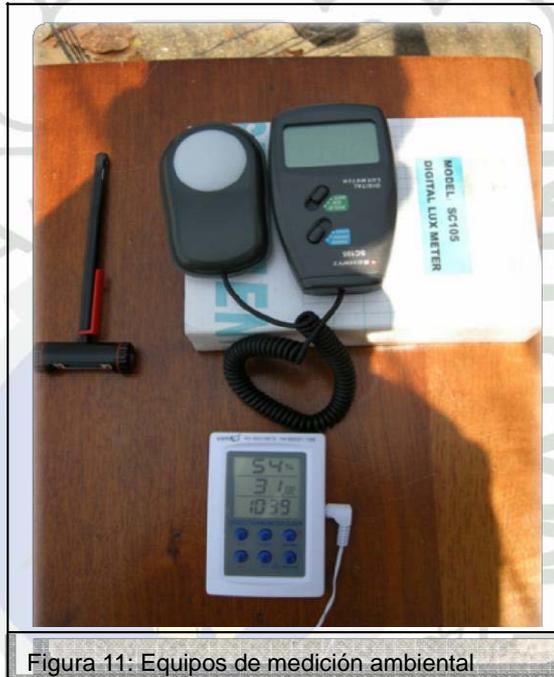


Figura 11: Equipos de medición ambiental

4.6.10 nejo 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.

4.6.11 Trasplante del material enraizado

Cuando las raíces tuvieron de 5,0 a 7,0 cm de longitud, 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 12: Trasplante de material enraizado

4.6.12 riodo 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 de 3 a 4 semanas bajo estas condiciones, se les dio el tratamiento normal de vivero.

4.7 Evaluaciones registradas

Las evaluaciones se realizaron a los 15 y 30 días de haber instalado el experimento, los datos analizados fueron tomados en la última evaluación a los 30 días.

4.7.1 centaje 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 y por repetición o bloque

4.7.2 ero de raíces

Esta evaluación se realizó contándose el número de raíces en base al total de unidades experimentales (12 estacas por unidad experimental) por tratamiento y por repetición o bloque.

4.7.3 gitud de raíz mayor

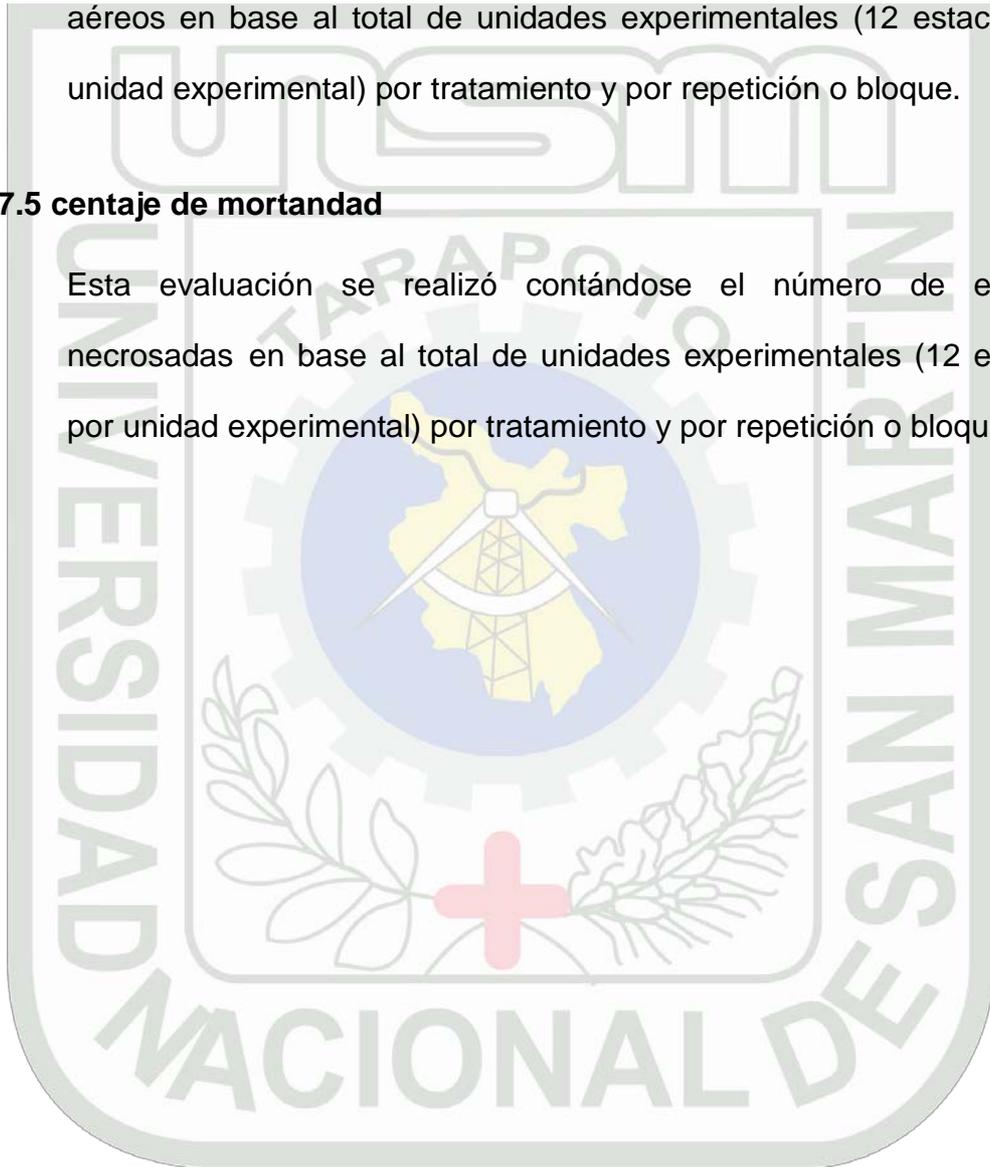
Esta evaluación se realizó midiéndose con un vernier milimetrado, la longitud más larga de la raíz en base al total de unidades experimentales (12 estacas por unidad experimental) por tratamiento y por repetición o bloque.

4.7.4 centaje de brotación

Esta evaluación 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 o bloque.

4.7.5 centaje de mortandad

Esta evaluación se realizó contándose el número de estacas necrosadas en base al total de unidades experimentales (12 estacas por unidad experimental) por tratamiento y por repetición o bloque.



V. RESULTADOS

5.1. Ambiente de enraizamiento

Cuadro 4. Condiciones ambientales dentro de la cámara de sub irrigación

durante el desarrollo del experimento, IIAP- San Martín, Tarapoto.

	Promedio	Rango
Humedad relativa (%)	78,87	66,20 – 89,14
Temperatura del aire (°C)	27,12	23,26 – 29,96
Temperatura del sustrato (°C)	28,21	24,00 – 31,56
Radiación solar (Lux)	75,09	0,80 – 157,00

El comportamiento de las variables mencionadas en el cuadro 4 a lo largo de siete días para las condiciones del sitio experimental, se presentan en las figuras 12, 13 y 14.

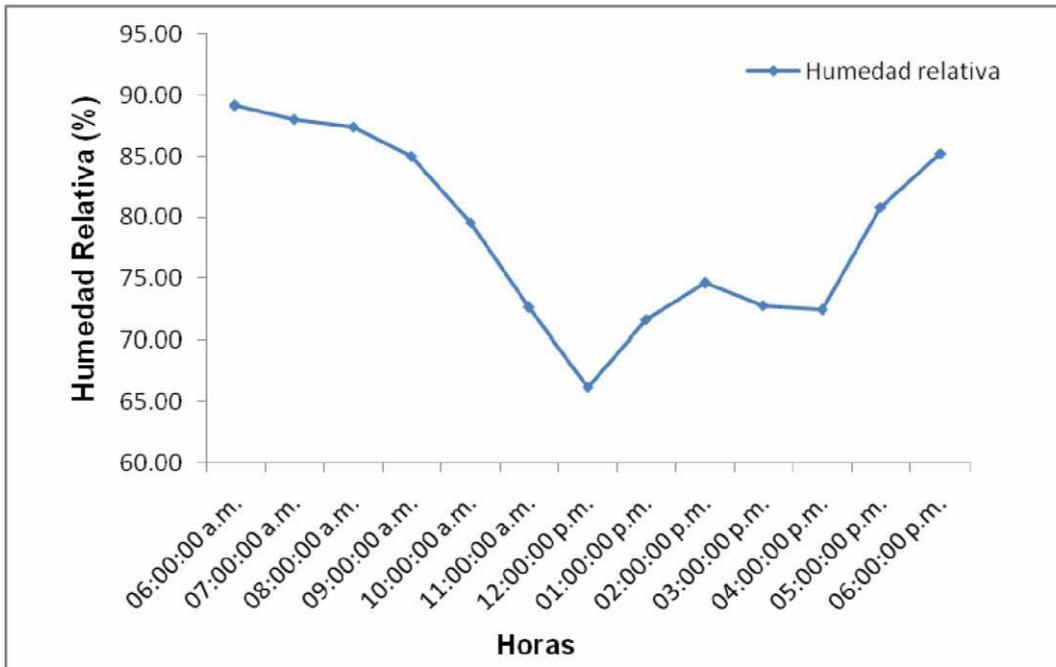


Figura 12. Variaciones de la humedad relativa dentro del propagador de sub irrigación por un periodo de siete días.

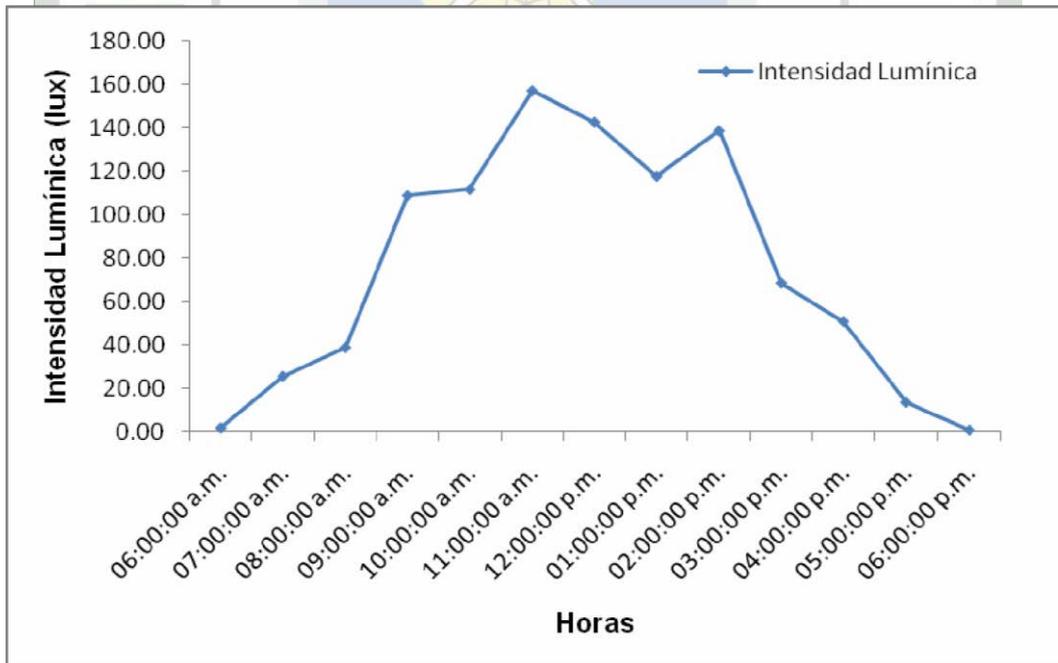


Figura 13. Variaciones en la irradiación (intensidad lumínica) bajo una malla sombreadora de 20% de traspaso de luz dentro del propagador de sub irrigación por un periodo de siete días.

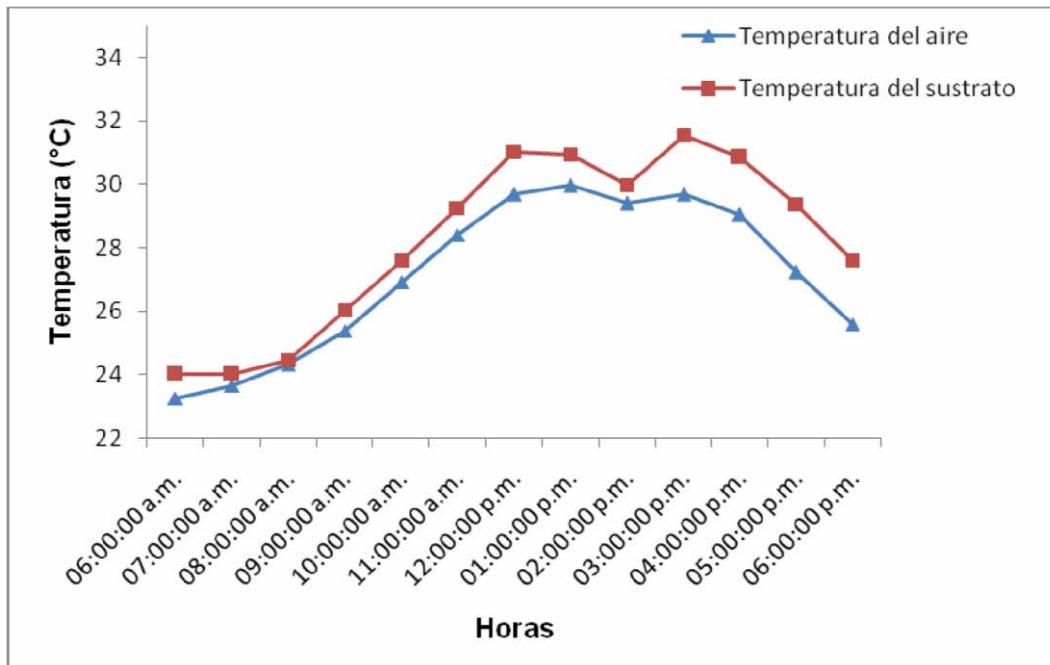


Figura 14. Variaciones en la temperatura del aire y del sustrato bajo una malla sombreadora de 20% de traspaso de luz dentro del propagador de sub irrigación por un periodo de siete días.

5.2. Porcentaje de enraizamiento.

Cuadro 5. Análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento evaluado a los 30 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%/100}$.

F. de V.	GL	SC	CM	FC	Ft(0.05-0.01)	Signific.	
Bloques	(r-1)	3	0,18859	0,062863081	0,74242	N.S	
A	(a-1)	1	0,04852	0,04852103	0,57304	10,13-34,12	N.S
Error(a)	(a-1)(r-1)	3	0,25402	0,084672996			
B	(b-1)	4	3,29342	0,823353977	24,1896	2.78-4,22	**
AB	(a-1)(b-1)	4	0,38193	0,095482283	2,80521	2.78-4,22	*
Error(b)	a(b-1)(r-1)	24	0,8169	0,034037515			
Total	abr-1	39	4,98337	1,148930882			

**= Altamente significativo N.S = no significativo

X = 65,38%

R² = 78,51 %

C.V = 8,91 %

Cuadro 6. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para el efecto principal tipo de sustrato (A) y dosis de ácido-3-indol butírico (B) correspondiente al porcentaje de enraizamiento.

Factores	Porcentaje de enraizamiento (%)		
Tipos de Sustrato (A)			
a ₂ Arena Media	65,83	(0,97) ^{1/}	a *
a ₁ Grava Fina	62,50	(0,92)	a
Dosis de AIB (B)			
b ₃ 0,2 %	89,58	(1,27)	a
b ₄ 0,4 %	76,04	(1,06)	b
b ₂ 0,1 %	67,70	(0,97)	b
b ₅ 0,8 %	65,62	(0,95)	b
b ₁ 0,0 %	21,87	(0,48)	c

⁽¹⁾ Datos transformados $\arcsen \frac{\sqrt{\%}}{100}$.

(*) Letras iguales no se diferencian estadísticamente; y letras diferentes difieren estadísticamente.

Cuadro 7. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para la interacción de los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de enraizamiento evaluado a los 30 días.

Tratat.	Descripción de Tratamientos	Porcentaje de enraizamiento	
T-8	Arena media; 0,2%	99,46	(1,50) ^{1/} a
T-3	Grava fina; 0,2%	86,17	(1,19) a
T-4	Grava fina; 0,4%	80,37	(1,11) a
T-10	Arena media; 0,8%	79,82	(1,10) a
T-9	Arena media; 0,4%	78,58	(1,09) a
T-2	Grava fina; 0,1%	71,17	(1,00) ab
T-7	Arena media; 0,1%	64,81	(0,94) b
T-5	Grava fina; 0,8%	52,29	(0,81) bc
T-1	Grava fina; 0,0%	27,14	(0,55) c
T-6	Arena media; 0,0%	13,92	(0,38) d

⁽¹⁾ Datos transformados $\arcsen \sqrt{\frac{\%}{100}}$.

(*) Letras iguales no se diferencian estadísticamente; y letras diferentes difieren estadísticamente.

5.3. 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	Ft(0.05-0.01)	Signific.
Bloques	(r-1)	3	1,111	0,370332719	1,20869	
A	(a-1)	1	5,66731	5,667313092	18,4969	10,13-34,12 *
Error(a)	(a-1)(r-1)	3	0,91918	0,306392346		
B	(b-1)	4	45,4107	11,35268273	34,4713	2,78-4,22 **
AB	(a-1)(b-1)	4	1,00585	0,251462604	0,76354	2,78-4,22 N.S
Error(b)	a(b-1)(r-1)	24	7,9041	0,329337545		
Total	abr-1	39	62,0182	18,27752103		

**= Altamente significativo

*= Significativo

N.S = no significativo

X = 9,5 raíces

R² = 85,77%

C.V = 6,96%

Cuadro 9. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para el efecto principal tipo de sustrato (A) y dosis de ácido-3-indol butírico (B) correspondiente al número de raíces.

Factores	Número de raíces (%)		
Tipos de Sustrato (A)			
a ₁ Grava fina	12,11	(3,30)	^{1/} a
a ₂ Arena media	7,39	(2,51)	b
Dosis de AIB (B)			
b ₅ 0,8 %	21,24	(4,60)	a
b ₃ 0,2 %	11,17	(3,28)	ab
b ₄ 0,4 %	9,73	(3,10)	b
b ₂ 0,1 %	4,11	(1,98)	c
b ₁ 0,0 %		2,48	(1,56) c

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

Cuadro 10. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para la interacción de los efectos principales (A) y (B) en el número de raíces por estaca evaluado a los 30 días.

Tratat.	Descripción de Tratamientos	Número de raíces	
T-5	Grava fina; 0,8%	22,75	(4,77) ^{1/} a
T-10	Arena media; 0,8%	18,27	4,27 a
T-3	Grava fina; 0,2%	15,22	3,90 ab
T-4	Grava fina; 0,4%	12,01	3,47 abc
T-9	Arena media; 0,4%	7,33	2,71 bcd
T-8	Arena media; 0,2%	6,91	2,63 bcde
T-2	Grava fina; 0,1%	5,70	2,39 cde
T-1	Grava fina; 0,0%	2,80	1,67 de
T-7	Arena media; 0,1%	2,29	1,51 de
T-6	Arena media; 0,0%	1,72	1,31 e

5.4. Longitud de Raíz Mayor

Cuadro 11. Análisis de varianza para la longitud de la raíz mayor evaluado a los 30 días. Datos transformados $\sqrt{x+1}$.

F. de V.	GL	SC	CM	FC	FT	Signific.
Bloques	(r-1)	3	0,6771	0,225700178	0,51028	
A	(a-1)	1	5,6797	5,679763292	12,8412	10,13-34,12 *
Error(a)	(a-1)(r-1)	3	1,32693	0,442309104		
B	(b-1)	4	6,31815	1,579537248	10,8008	2,78-4,22 **
AB	(a-1)(b-1)	4	2,13358	0,533395371	3,64733	2,78-4,22 *
Error(b)	a(b-1)(r-1)	24	3,50983	0,146242746		
Total	abr-1	39	19,6453	8,606947939		

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

X= 7,39 cm

R² = 75,38%

C.V.= 7,2295%

Cuadro 12. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para el efecto principal tipo de sustrato (A) y dosis de ácido-3-indol butírico (B) para longitud de raíz mayor

Factores	Longitud de raíz mayor (cm)		
Tipos de Sustrato (A)			
a ₁ Grava fina	12,11	(3,30) ^{1/}	a
a ₂ Arena media	7,39	(2,51)	b
Dosis de AIB (B)			
b ₅ 0,8 %	10,82	(3,44)	a
b ₃ 0,2 %	6,40	(2,72)	b
b ₄ 0,4 %	6,20	(2,58)	b
b ₂ 0,1 %	5,47	(2,51)	bc
b ₁ 0,0 %		4,38 (2,28)	c

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

Cuadro 13. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para la interacción de los efectos

principales (A) y (B) en la longitud de raíz mayor (cm) evaluado a los 30 días.

Tratat.	Descripción de Tratamientos	Longitud de raíz mayor (cm)		
T-5	Grava fina; 0,8%	11,26	(3,44) ^{1/}	a
T-10	Arena media; 0,8%	10,38	3,33	a
T-3	Grava fina; 0,2%	10,01	3,30	a
T-2	Grava fina; 0,1%	7,62	2,91	ab
T-4	Grava fina; 0,4%	7,31	2,87	ab
T-1	Grava fina; 0,0%	6,45	2,63	abc
T-9	Arena media; 0,4%	5,50	2,44	abc
T-7	Arena media; 0,1%	3,31	2,01	bc
T-8	Arena media; 0,2%	2,39	1,83	bc
T-6	Arena media; 0,0%	2,32	1,76	c

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

5.5. Porcentaje de brotación

Cuadro 14. Análisis de varianza del porcentaje de brotación evaluado a los 30 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{y/100}$.

F. de V.	GL	SC	CM	FC	Ft(0.05-0.01)	Signific.	
Bloques	(r-1)	3	0,09703	0,032341846	0,77795		
A	(a-1)	1	0,0000005	0,0000005	0,000013	10,13-34.12	N.S
Error(a)	(a-1)(r-1)	3	0,12472	0,041572931			
B	(b-1)	4	2,63155	0,657888275	17,6807	2,78-4.22	**
AB	(a-1)(b-1)	4	0,17628	0,044068946	1,18435	2,78-4.22	N.S
Error(b)	a(b-1)(r-1)	24	0,89303	0,03720946			
Total	abr-1	39	3,9226	0,813082012			

**= Altamente significativo

N.S = no significativo

X = 44,32%

R² = 74,05%

C.V = 9,86% Cuadro

15. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para el efecto principal tipo de sustrato (A) y dosis de ácido-3-indol butírico (B) correspondiente al porcentaje de brotación.

Factores	Porcentaje de brotación (%)		
Tipos de Sustrato (A)			
a ₁ Grava Fina	45,41	(0,73) ^{1/}	a
a ₂ Arena Media	43,75	(0,71)	a
Dosis de AIB (B)			
b ₁ 0,0 %	68,75	(0,98)	a
b ₂ 0,1 %	60,42	(0,89)	ab
b ₃ 0,2 %	53,12	(0,82)	b
b ₄ 0,4 %	30,12	(0,58)	c
b ₅ 0,8 %	10,42	(0,33)	d

^(1/) Datos transformados arcsen %/100

Cuadro 16. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de brotación evaluado a los 30 días.

Tratat.	Descripción de Tratamientos	Porcentaje de enraizamiento		
T-1	Grava fina; 0,0%	75,48	(1,05) ^{1/}	a
T-2	Grava fina; 0,1%	66,67	(0,96)	b
T-6	Arena media; 0,0%	62,50	0,91	b
T-8	Arena media; 0,2%	60,42	0,89	b
T-7	Arena media; 0,1%	54,17	0,83	bc
T-3	Grava fina; 0,2%	45,83	0,74	c
T-4	Grava fina; 0,4%	31,25	0,59	d
T-9	Arena media; 0,4%	29,17	0,57	d
T-10	Arena media; 0,8%	12,50	0,36	e
T-5	Grava fina; 0,8%	8,33	0,29	f

^(1/) Datos transformados arcsen %/100

5.6. Porcentaje de mortandad

Cuadro 17. Análisis de varianza del porcentaje de mortandad evaluado a los 30 días. Datos transformados arcsen % . $\sqrt{\quad}$

F. de V.		GL	SC	CM	FC	FT	Signific.
Bloques	(r-1)	3	0,04702	0,015674258	2,87569		
A	(a-1)	1	0,26983	0,269834013	49,5053	10,13-34,12	**
Error(a)	(a-1)(r-1)	3	0,01635	0,005450611			
B	(b-1)	4	1,29968	0,324920235	37,0386	2,78-4,22	**
AB	(a-1)(b-1)	4	0,11791	0,029476988	3,36016	2,78-4,22	*
Error(b)	a(b-1)(r-1)	24	0,21054	0,008772487			
Total	abr-1	39	1,96134	0,654128592			

**= Altamente significativo

N.S = no significativo

X= 8,86 %

R² = 90,957%

C.V=10,272%

Cuadro 18. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para el efecto principal tipo de sustrato (A) y dosis de ácido-3-indol butírico (B) correspondiente al porcentaje de mortandad.

Factores	Porcentaje de mortandad (%)		
Tipos de Sustrato (A)			
a ₁ Grava Fina	15,83	(0,39) ^{1/}	a
a ₂ Arena Media	6,67	(0,19)	b
Dosis de AIB (B)			
b ₁ 0,8 %	31,25	(0,59)	a
b ₂ 0,4 %	9,37	(0,31)	b
b ₃ 0,1 %	8,33	(0,27)	b
b ₄ 0,0 %	4,17	(0,15)	c
b ₅ 0,2 %	3,13	(0,13)	c

^(1/) Datos transformados arcsen %/100

Cuadro 19. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de mortandad evaluado a los 30 días.

Tratat.	Descripción de tratamientos	Porcentaje de mortandad		
T-5	Grava fina; 0,8%	41,66	(0,70) ^{1/}	a
T-10	Arena media; 0,8%	20,83	0,47	b
T-2	Grava fina; 0,1%	14,58	0,39	bc
T-9	Arena media; 0,4%	10,42	0,33	c
T-1	Grava fina; 0,0%	8,33	0,29	cd
T-4	Grava fina; 0,4%	8,33	0,29	cd
T-3	Grava fina; 0,2%	6,25	0,25	cde
T-7	Arena media; 0,1%	2,08	0,14	de
T-6	Arena media; 0,0%	0,000	0,00	e
T-8	Arena media; 0,2%	0,000	0,00	e

^(1/) Datos transformados $\arcsen \sqrt{\% / 100}$

VI. DISCUSIÓN

6.1. Ambiente de Enraizamiento

Las condiciones ambientales dentro de la cámara de sub-irrigación (**cuadro 4**), se aprecia promedios de Humedad relativa (%), Temperatura del aire (°C), Temperatura del sustrato (°C), y Radiación solar (Intensidad lumínica), dentro de un rango establecido para cada uno.

La **figura 12**, ilustra las variaciones típicas en Humedad relativa(%), para un periodo de siete días (02-06 de Septiembre 2008), bajo las condiciones de Tarapoto; registrando un rango de 66 a 89%, con un promedio de 78,87% (**cuadro 4**), este promedio de Humedad relativa tiene influencia directa sobre las estacas de sachá inchi , que logran mantener una condición de turgencia a lo largo del periodo de enraizamiento; corroborando con Mesén (1991), lo cual reafirma los efectos benéficos sobre las estacas, del ambiente de alta humedad relativa dentro del propagador; el mantenimiento de la turgencia es crítico durante las primeras semanas cuando las estacas aun no han desarrollado raíces que puedan compensar grandes pérdidas de agua por transpiración.

La humedad debe mantenerse alta, entre 70 y 80% aproximadamente, para evitar la deshidratación del material vegetal, especialmente en el caso de estacas verdes o herbáceas, reduciendo la vez la temperatura del medio y la transpiración de las estacas.(Dirr y Heuser 1987; Hartmann y

Kester 1997; Botti 1999).

La **figura 13**, ilustra las variaciones en la irradiación (Intensidad lumínica), bajo una malla sombreadora de 20% de pase de luz fue de 0,80 a 157,0 Lux, con un promedio de 75,09 lux (**cuadro 4**), además las hojas de las estacas de sachá inchi se cortaron a una mitad (50% de hoja), para reducir la transpiración, permitiendo al mismo tiempo cierta actividad fotosintética durante un periodo de treinta días.

Corroborando con Loach (1977), 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.

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 pérdida de turgencia, pero debería ser suficiente para permitir la producción fotosintética de carbohidratos para la iniciación y crecimiento de las raíces. (Grange y Loach, 1985; Loach, 1988b).

Así mismo se debe evitar que las estacas sean expuestas a incidencia directa de los rayos solares, para evitar la quema de los tejidos más tiernos. (Ikemori, 1975; Valle, 1978; citados por Torres, 2003).

En la **figura 14**, se ilustra las variaciones de temperatura del aire con un promedio de 27,12 °C entre un rango de 23,26 a 29,96°C y del sustrato con un promedio de 28,21°C entre un rango de 24,00 a 31,56°C, dentro del propagador respectivamente (**cuadro 4**).

Corroborando con Hartmann y Kester (1987), que la temperatura del aire en excesivo elevadas, tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y a aumentar la pérdida de agua por las hojas, hecho indeseable para la propagación.

Mientras que bajas temperaturas, reducen el proceso fotosintético. (Carrera, 1977 citado por Torres 2003), y disminuyen el metabolismo de las estacas, llevando a un mayor tiempo para el enraizamiento. (Xavier, 2002 citado por Torres, 2003).

Botti (1999), señala que la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20° a 27°C, mientras que Hartmann y Kester (1997), restringe el rango de 21° a 27°C y la temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15°C. (Hartmann y Kester, 1997; Botti, 1999).

Acerca de la temperatura del sustrato, corroborando con Botti (1999), señala que muchas especies logran mayores porcentajes de enraizamiento y en menor tiempo cuando la temperatura del sustrato se mantiene entre 25° y 28°C en los primeros 15 a 20 días, para luego disminuirla entre 18° y 20°C. Esta condición puede llegar a ser decisiva en el proceso de enraizamiento para algunas especies vegetales.

6.2. Porcentaje de enraizamiento

Del análisis de varianza (**Cuadro 5**) para el porcentaje de enraizamiento, no se pudo probar diferencias estadísticas significativas para la fuente de variación: tipos de sustrato (A), sin embargo en la fuente de variación dosis de ácido-3-indol butírico(B) sí se presentaron diferencias estadísticas altamente significativas. Así mismo para la interacción AxB (tipos de sustrato por dosis de ácido-3-indol butírico), se pudo probar diferencias estadísticas significativas. Por lo tanto el porcentaje de estacas enraizadas de sachá inchi, dependen entre otras condiciones de las diferentes dosis de ácido-3-indol butírico (AIB). Se obtuvieron una media de 65,38% con un coeficiente de determinación de 78,51% y un coeficiente de variabilidad de 8,91%.

De acuerdo con la prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para el factor principal tipo de sustrato (A) (**Cuadro 6**), el porcentaje de estacas enraizadas no está sujeto al tipo de sustrato, es decir, a_2 (arena media) con 65.83% de enraizamiento no se diferenció estadísticamente de a_1 (grava fina) con 62.50% de enraizamiento, en promedio de las dosis de AIB estudiadas; numéricamente arena media (65,83%) fue superior a grava fina (62,50%) de la variable evaluada.

Estos resultados concuerdan con Mesén (1992), donde el mejor resultado de enraizado se dá en arena que en grava en la especie forestal de *Gmelina arborea*.

También se menciona que la arena como medio de enraizamiento a dado buenos resultados con la mayoría de las especies, siendo mas conveniente en el último caso, es posible que se deba al mejor balance entre aireación y humedad de las partículas de arena en comparación a la grava. (Mesén 1998).

Para la dosis de ácido-3-indol butírico (B) (cuadro 6), se observa que difieren estadísticamente de la dosis de 0,2% de AIB, respecto a las demás, ya que la dosis de 0,2% superó a las de 0,4%, 0,1%, 0,8%, 0,0% de dosis de 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 Trejos, 1997; Núñez, 1997), la concentración de 0,2 de AIB, a dado los mejores resultados en *A. acuminata*; *B. quinata*; *Cedrela odorata*; *E. deglupta*; *G. arborea* y *S. macrophylla*; con *Platymiscium pinnatum*, las dosis de 0,2% y 0,4% de AIB fueron los mejores cuando se utilizó grava o arena como sustrato, respectivamente.

Para la interacción tipos de sustratos y dosis de ácido-3-indol butírico

(**cuadro 10**), se observa que el tratamiento T₈ (arena media al 0,2% de AIB), fue el que superó y presentó el mejor comportamiento, alcanzando el mayor porcentaje de enraizamiento (99,46%), seguidos del tratamiento T₃ (grava fina al 0,2% de AIB), tratamiento T₄ (grava fina al 0,4% de AIB), tratamiento

T₁₀ (arena media al 0,8% de AIB), tratamiento T₉ (arena media al 0,4% de AIB), y tratamiento T₂ (grava fina al 0,1% de AIB) con

promedios de 86,17%, 80,37%, 79,82%, 78,58%, 71,17%

respectivamente.

Este mayor porcentaje de enraizamiento en estacas de sachá inchi han sido altos observado en el tratamiento T₈ (arena media al 0,2% de AIB), debiéndose posiblemente a una concentración adecuada de hormona acelerando la formación y el crecimiento inicial de las raíces adventicias, habiendo un equilibrio con el tipo de sustrato por sus diferentes características, mientras que el T₆ (arena media; 0,0% de AIB) fue el que obtuvo el más bajo porcentaje de enraizamiento con 13,92% de estacas enraizadas.

Corroborando con Leakey, 1987 citado por Gutiérrez 2003, un buen sistema de enraizamiento se considera cuando es superior al 70%.

Díaz (1991), obtuvo el mayor porcentaje de enraizamiento en arena y menor en grava, con una dosis de concentración de 0,2% en un trabajo de investigación realizado con la especie de *Gmelina arborea*.

Varios factores pueden contribuir para el aumento del porcentaje de enraizamiento de las estacas, incluyendo la consistencia de la estaca, época de colecta, cuidados durante la preparación de las estacas y tiempo entre la colecta y la colocación en el sustrato (Faria y Sacramento, 2003).

Los beneficios de la aplicación de auxinas sobre la formación de raíces en las estacas es bien reconocido (Hartmann y Kester 1997).

Además de 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).

6.3. Número de raíces

Del análisis de varianza (**Cuadro 8**). Para el carácter número de raíces, se pudo probar diferencias estadísticas significativas para la fuente de variación: tipos de sustrato (A), sin embargo en la fuente de variación dosis de ácido-3-indol butírico(B) sí se presentaron diferencias altamente significativas. Así mismo para la interacción AxB (tipos de sustrato por dosis de ácido-3-indol butírico), no se reporta diferencias estadísticas significativas.

La prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) mostró diferencias significativas entre sustratos para el número de raíces (**Cuadro 9**) la grava fina (12.11 raíces por estaca) con respecto a arena media (7.39 raíces por estaca). Para dosis de ácido-3-indol butírico se observa claramente que existe una relación directamente proporcional con la dosis de AIB, obteniéndose el mayor número de raíces para la dosis 0.8% con una media de 21 raíces diferenciándose estadísticamente de las otras dosis respectivamente.

La interacción entre el tipo de sustrato y la dosis de ácido-3-indol butírico en el número de raíces, la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$), demuestra que los tratamientos (T_5 , T_{10}), no se diferencian estadísticamente entre sí, sin embargo resultan ser superiores a los demás tratamientos puesto que son los que logran obtener el mayor número de raíces; Así mismo para este parámetro evaluado el comportamiento de la arena media con bajas dosis de AIB entre (0,1 - 0,0%) no resulta ser más influyente en la generación de raíces.

Leakey 1987 citado por Gutiérrez (2003), menciona que es deseable que las estacas tengan muchas raíces, pero tres raíces bien ramificadas y distribuidas alrededor de las estacas son suficientes. En un estudio realizado en *Crytomeria japonica*, el número de raíces por estacas estuvo inversamente relacionado con el contenido volumétrico de agua en el medio, sugiriendo que el exceso de agua actúa como barrera para la difusión del oxígeno (Loach, 1986 citado por Núñez 1997).

6.4. longitud de raíz mayor

En el análisis de varianza (**Cuadro 11**) se observa, que la longitud de raíz está influenciada por el factor principal tipo de sustrato (A) en forma significativa y que la longitud de raíz también responde a las diferentes dosis de ácido-3-indol butírico(B) en forma independiente, altamente significativa.

Así mismo existe significancia estadística significativa en la interacción AxB, (tipo de sustrato por dosis de ácido-3-indol butírico).

En la prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) de los efectos principales tipos de sustratos (A) y dosis de ácido-3-indol butírico(B) (**Cuadro 12**) se puede observar que existen diferencias estadísticas entre sustratos para la longitud de raíces, siendo superior grava fina con 12,11 cm. frente a arena media con 7,39 cm. Esto se debe a que hay una mayor porosidad y por lo tanto una mayor aireación que contribuye al alargamiento celular. Para dosis de AIB muestran las diferencias entre los grupos de las medias, siendo la dosis de AIB del 0,8% la que dio la mayor longitud de raíces seguida de la dosis del 0,2% y 0,4%. La dosis 0,0% fue la que presentó 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 (Haissig, 1974 citado por Núñez 1997).

La interacción de el tipo de sustrato con las diferentes dosis de ácido-3indol butírico para la evaluación de la longitud de raíz, la prueba de Tukey ($\alpha=0,05$), reporta que los tratamientos (T_5 , T_{10} , T_3) son estadísticamente y numéricamente superiores a los demás tratamientos obteniéndose raíces con mejores longitudes, estos resultados se deben principalmente a la facilidad de aireación que el sustrato brinda a la estaca tal y como lo reporta (Botti, 1999), así mismo el efecto de auxinas presentes en tejidos no diferenciados facilitan la génesis de raíces (Mesén, 1998).

6.5. Porcentaje de brotación

De acuerdo al análisis de varianza para el porcentaje de brotación (**cuadro 14**), se reporta que a nivel de sustratos (A) no existe diferencia significativa para los tratamientos; sin embargo para el Factor (B) dosis de ácido-3-indol butírico existe una diferencia altamente significativa para los tratamientos; no existiendo significancia en la interacción de los factores.

Para los efectos principales (**Cuadro 15**) el porcentaje de brotación no está directamente influenciado por los tipos de sustratos, por lo que no se muestra una diferencia significativa; Sin embargo para el factor B (dosis de AIB), las bajas concentraciones de AIB e incluso la nula aplicación favorece aún más el brotamiento de yemas dormantes en las estacas.

Por otra parte la activación de yemas dormantes 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. (Norberto, 1999; Wendling, *et al.*, 2000 citados por Torres, 2003).

Por tanto las respuestas mostradas para el factor (B) es lógico a lo que explica. (Norberto, 1999; Wendling, *et al.*, 2000 citados por Torres, 2003), donde hace referencia de la dominancia de funciones que adquieren los

reguladores en los tejidos se debe principalmente al balance entre Auxinas/citoquininas.

La interacción del factor A (sustratos) con el factor B (dosis de AIB) mostrado en el **cuadro 16**, demuestra que el tratamiento T₁ (grava fina con 0,0% de AIB), proporciona el mayor porcentaje de brotamiento respecto a los demás tratamientos, esto se debe principalmente a lo ya explicado en el cuadro 15, donde se hace referencia que existe la posibilidad a la presencia de citoquininas; favoreciéndose su funcionalidad en mayor amplitud cuando las estacas están acondicionadas en sustratos con mayor aireación (grava fina).

6.6. Porcentaje de mortandad

En el análisis de varianza (**Cuadro 17**), se observa, que la mortandad está influenciada por el factor principal tipo de sustrato (A) y la dosis de ácido-3-indol butírico en forma altamente significativa. Así mismo existe significancia estadística en la interacción AxB, (tipo de sustrato por dosis de ácido-3-indol butírico).

Para los efectos principales (**Cuadro 18**), el porcentaje de mortandad está directamente influenciado por los tipos de sustratos, resultándose obtener mayor mortandad utilizando grava fina; Por otro lado el factor B (dosis de AIB), las altas (0,4-0,8% de AIB) y bajas (0,0% - 0,1% AIB) concentraciones de la auxina son determinantes en la mortandad debido a un desequilibrio hormonal, resultándose obtener un equilibrio cuando se aplica 0,2% de AIB, corroborando con Haissig,1974 citado por Núñez

1997, menciona que la relación entre aire y agua en el medio de enraizamiento juega un papel importante en el éxito de la macropropagación al influir la cantidad de oxígeno que pueda haber en la base de las estacas ,donde las raíces son formadas.

Adicionalmente, el exceso de agua alrededor de la base de la estaca funciona como una barrera para la difusión del oxígeno, causando en el peor de los casos, anoxia y muerte de los tejidos. (Loach, 1977).

La interacción del factor A (sustratos) con el factor B (dosis de AIB) mostrado en el **cuadro 19**, demuestra que el tratamiento T₅ (grava fina con 0,8% de AIB), proporciona una mayor tasa de mortandad respecto a los demás tratamientos, esto se debe principalmente a lo ya explicado en el cuadro 18, donde se enfatiza de que el grado de equilibrio de una concentración auxina optima para estacas juveniles de sachá inchi está entre un 0,2% de AIB tal como se observa en el tratamiento (T₈).

VII. CONCLUSIONES

- 7.1. La mejor dosis de ácido-3-indol butírico para el enraizamiento de estacas en sachá inchi fue de 0,2% de AIB, en comparación con las demás dosis de AIB.
- 7.2. El sustrato para el enraizamiento de estacas de sachá inchi, más propicio fue el de arena media, registrándose con mejor efectividad o capacidad para generar enraizamiento.
- 7.3. La influencia de factores como humedad relativa en un rango (66-89%), temperatura del ambiente (23-29°C), temperatura de sustrato (24-31°C) y la intensidad luminosa entre un rango de (0,80 – 157,0 lux) dentro del propagador de sub irrigación, garantiza el establecimiento y supervivencia de estacas de sachá inchi.

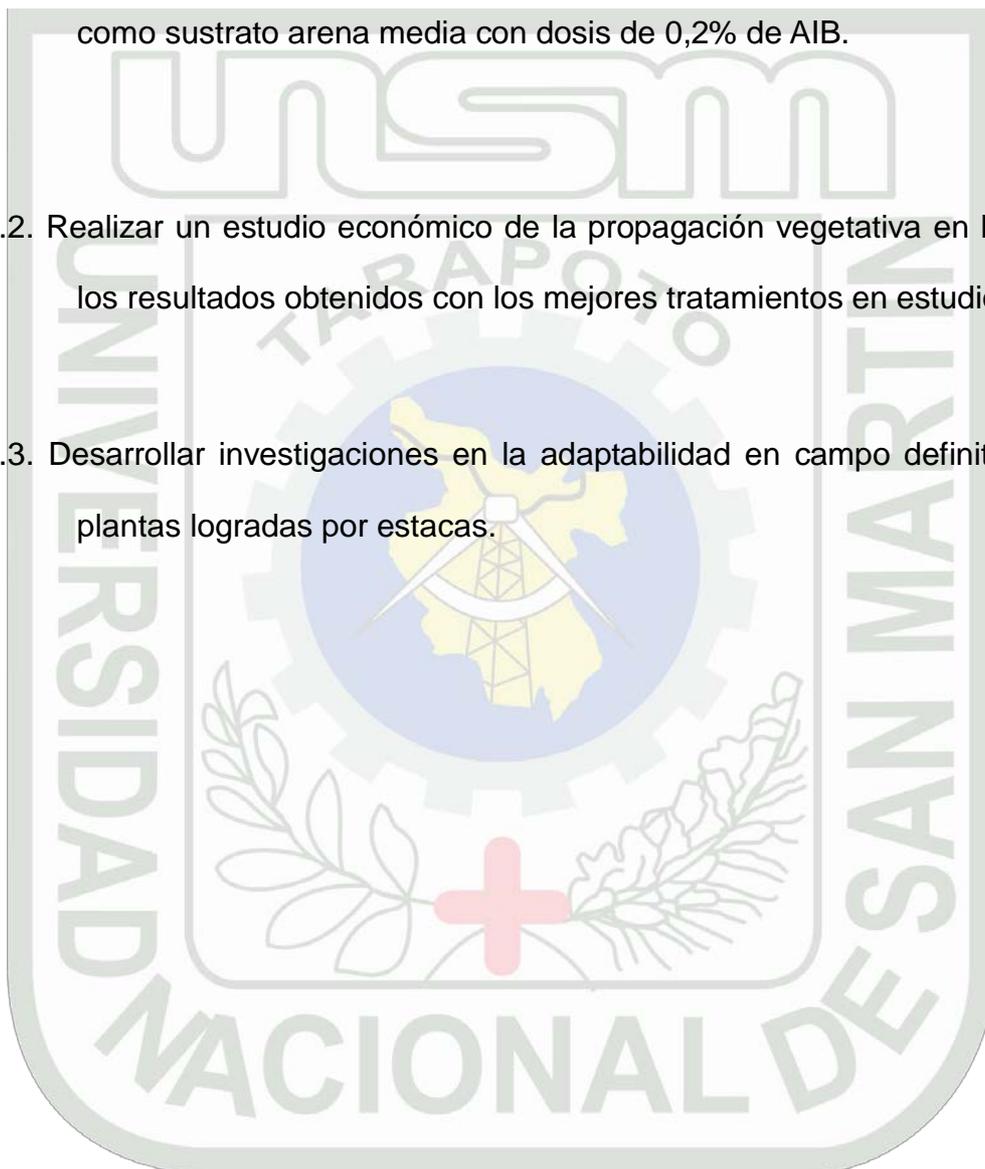
VIII. RECOMENDACIONES

8.1. Para futuros trabajos de enraizamiento de estacas de sachá inchi, utilizar

como sustrato arena media con dosis de 0,2% de AIB.

8.2. Realizar un estudio 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.



IX. RESUMEN

Una alternativa para satisfacer la demanda del mercado con el sachá inchi es el establecimiento de plantaciones con características productivas selectas para alcanzar mayores ganancias genéticas en el menor tiempo posible incrementando la calidad y la productividad de las plantaciones, sin embargo existe el problema del desabastecimiento de semilla de calidad genética y cantidad deseada para la industria aceitera; esto hace que la propagación vegetativa adquiera gran importancia.

El objetivo fue evaluar condiciones ambientales (Humedad relativa, Temperatura del aire, Temperatura del sustrato, y radiación solar), así como el enraizamiento de estacas basales de sachá inchi (*Plukenetia volubilis*), bajo el efecto de dos tipos de sustratos (arena media y grava fina) y cuatro dosis de ácido-3-indol butírico (0.1%, 0.2%, 0.4%, 0.8%), utilizando propagadores de sub irrigación. El ensayo se realizó en el vivero experimental del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), San Martín; empleando un diseño de parcelas divididas en bloques completamente al azar con cuatro repeticiones, y doce estacas por unidad experimental. Al término del ensayo (30 días de haberse establecidos en el propagador), se obtuvo porcentajes de enraizamiento en sustratos de arena media del 65.83% y grava fina del 62.50%. El mejor porcentaje de enraizamiento se logró con el sustrato de arena media con dosis de AIB al 0.2%, en general, la especie puede ser enraizada fácilmente en arena, utilizándose sombra que permita el paso de 20% de luz, obteniéndose así promedios óptimos de irradiación (74,46 lux),

humedad relativa (77,86%) temperaturas aéreas (27,66 °C) y del sustrato (27,8 4 °C) dentro de los propagadores.

Palabras claves: *Plukenetia volubilis*, propagación vegetativa, enraizamiento, estacas juveniles, longitud de estaca, área foliar, cámara de sub irrigación.



X. SUMMARY

An alternative to meet the market demand with sachu inchi is the establishment of plantations with select product characteristics to achieve higher genetic gains in the shortest possible time increasing the quality and productivity of the plantations, however is a problem of breakdown of seed of genetic quality and quantity for the oil industry, this makes the vegetative propagation acquires great importance.

The objective was to assess environmental conditions (relative humidity, air temperature, substrate temperature and solar radiation) and the rooting of cuttings of basal sachu inchi (*Plukenetia volubilis*), under the effect of two types of substrates (sand and half fine gravel) and four doses of acid-3-indole butyric acid (0.1%, 0.2%, 0.4%, 0.8%), using propagators sub irrigation. The research was conducted at the experimental nursery of the Research Institute of the Peruvian Amazon (IIAP), San Martín, using a split plot design in randomized complete block with four replicates and twelve cuttings per experimental unit. At the end of the trial (after 30 days in the propagator), rooting percentages were obtained on substrates of sand averaged 65.83% and 62.50% of fine gravel. The best rooting percentage was achieved with a sand substrate with half dose of AIB andalusia 0.2%, in general, the species can be easily rooted in sand, using shadows to permit the passage of 20% of light, thus achieving optimal average irradiation (74.46 lux), relative humidity (77.86%) air temperatures

(27.66 ° C) and substrate (27.84 ° C) in the propag ators.

Keywords: *Plukenetia volubilis*, vegetative propagation, rooting, juvenile stakes, pole length, leaf area, sub chamber irrigation.



XI. BIBLIOGRAFÍA

1. ARÉVALO, G. 1996. El Cultivo de Sacha Inchi (*Plukenetia Volubilis* L.) en la Amazonía. Instituto de Investigación Agraria, Proyecto Suelos Tropicales. Lima, Perú. 68 p.
2. AWAD, G. 1993. Propagación vegetativa de seis especies vegetales nativas con posibilidades ornamentales. Tesis Licenciado en Agronomía. Universidad Austral de Chile. Facultad de Ciencias Agrarias. Valdivia, Chile. 66 p.
3. 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. p 72-82
4. BRAUDEAU, J. 1981. El Cacao. Técnicas Agrícolas y Producciones Tropicales. Blume Distribuidora S. A. Casas Grandes N° 69. México – D. F. 296 p.
5. CABELLO, A. 2000. Propagación Asexual. Apuntes de Clases N° 2. Departamento de Silvicultura. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Chile. 10 p.
6. CACHIQUE, H, D. 2006. Estudio de la Biología Floral y Reproductiva en el Cultivo De Sacha Inchi *Plukenetia Volubilis* L. Tesis Ing. Agrónomo, Tarapoto, Perú. Universidad Nacional de San Martín. 85p.
7. CUCULIZA, P. 1956. Propagación de plantas. Lima. Perú. Talleres

gráficos F. L. Villanueva. 340 p.

8. 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 p.

9. DIRR, M. y HEUSER, C. Jr. 1987. The reference manual of woody plant

propagation. From seed to tissue culture. Georgia, USA. Varsity

Press INC. 239 p.

10. FARIA, C. y SACRAMENTO, K. 2003. Enraizamento e crescimento de

estacas herbáceas do cacaueiro (clones CEPEC 42, TSH 516 e TSH 1188) em função da aplicação do ácido indolbutírico (AIB).

Rev. Bras. Frutic vol.25, no.1, p.192-194. [En línea]. Scielo.

<http://www.scielo.br/scielo.php?script=sciarttext&pid=S0100-2945>

[2003000100054&lng=es&nrm=iso](http://www.scielo.br/scielo.php?script=sciarttext&pid=S0100-2945). Documentos, 22 Octubre de

2008).

11. GALLUSER, E. 2004. Informe Preliminar. Caracterización e

Identificación de Ecotipos del género *Plukenetia*. Tarapoto-Perú. 4 p.

12. GALLUSER, S. 2005. Identificación de Muestras Botánicas del Género *Plukenetia* (Euphorbiaceae). Informe de Consultoría. AMC N° 012-2004/ INIA- E.E. POV/ CEP. Tarapoto
13. GILLESPIE, L. J. 1993. A synopsis of Neotropical *Plukenetia* (Euphorbiaceae) including two new species. *Systematic Botany* 18 (4).
14. GRANGE, R.I., LOACH, K., 1985. The effect of Light on the rooting of leafy cuttings. *Scientia Horticulturae* 27: 105-111.
15. GUTIÉRREZ, A. 2003. Propagación del burío (*Heliocarpus appendiculatus* Turcz.) por semillas, estacas y acodos. Turrialba – Costa Rica. Pág. 107.
16. 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): 261 – 277

17. HAISSIG, E. B. 1974. Origin of adventitious roots. New Zealand Journal of Forestry Science (Nueva Zelanda) 4 (2): 299-310.

18. HARTMAN, H.; KESTER, D.E; DAVIS, F.T. 1987 Plant Propagation.

Principles and Practices. Prentice- Hall, Inc. Englewood cliffs. Fifth edition. New Jersey. 647 p.

19. HARTMANN, T. y KESTER, E. 1997. Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial continental S.A. México. 814 p.

20. HENRIQUEZ, E. 2004. Evaluación de tres factores de enraizamiento en morera (*Morus alba*). Tesis Ing. Agr. Santiago, Chile. Facultad de ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. 77 p. [En línea]. Cybertesis. (<http://www.cybertesis.cl/tesis/uchile/2004/henriqueze/doc/henriqueze.pdf> Henríquez, Documentos, 24 de Julio 2006)

21. 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: p 183 -195.

22. KAINS, M. y McQUESTEN, L. 1938. Propagation of plants. New York.
USA. Orange Judo Publishing Company, INC. 639 p.

23. LEAKEY, R.R.B. 1987. Clonal Forestry in the tropics-A review of
developments, strategies and opportunities. Commonwealth
Forestry Review (Inglaterra). 66: 61-75.

24. LEAKEY, R. 1990. Propagación vegetativa de especies forestales. In
Manual sobre Mejoramiento genético. CATIE, Turrialba. Costa
Rica. p 113 -120

25. LOACH, K. 1977. Leaf wáter potential and the rooting of cuttings under
mist and polythelene. Physiology Plantarum (Dinamarca) 40: p
191 -197.

26. LOACH, K. 1988b. Controlling Environmental Condition to Improve
Adventitious Rooting. Ed. Por Davis T.D.; Haissig, B.E. y Sankhla, N. eds
Aventitious root formation in cuttings Oregon Dioscorides
Press p. 102-116.

27. LOAGMAN, K.A. 1993. Rooting Cuttings of Tropical Trees. Tropical
Trees: Propagation and Planting Manuals. Vol. 1. Commonwealth
Science Council, London. 137 p.
28. MACDONALD, B. 1986. Practical woody plant propagation for nursery
growers. London. Ed. Batsford. 669 p.
29. MANCO, E. 2006. Cultivo de Sacha Inchi. Estación Experimental
Agraria "El Porvenir", INIEA. Tarapoto. 11 p.
30. MESÉN, J. F. 1992. Hacia el desarrollo de técnica de silvicultura clonal
para el pequeño finquero. Chasqui (Costa Rica) 28: 6-18.
31. MESÉN, J. F. 1993. Vegetative propagation of Central American
hardwoods Thesis PhD Scotland, University of Edinburgh. P. 231.
32. MESEN, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies
forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. CATIE.
Turrialba, Costa Rica. 36 p.

33. MESÉN F, TREJOS E. 1997. Propagación vegetativa de San Juan (*Vochysia guatemalensis* Donn. Smith) mediante enraizamiento de estacas juveniles. Revista Forestal Centroamericana, 21:19-24
34. MOSTACERO, MEJIA, GAMARRA.2002. Taxonomía de las Phanerógamas Útiles del Perú. Ed. Normas Legales. CONCYTEC. Vol. I y II. Trujillo, Perú. 674 p.
35. NÚÑEZ, Y. 1997. Propagación Vegetativa del Cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); Pilon (*Hyeronima 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 p. [En línea]. CATIE. (<http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0488e/A0488e.pdf#>)
36. PEATE, N. 1989. Media for cutting propagation. Washington. U. S. A. The International Plant Propagators Society. 39: p. 71-76.
37. SALISBURY, F. y ROSS, W. 2000. Fisiología de las plantas. Ed. Paraninfo. Madrid, España. 988 p.

38. SANDOVAL, A. 1997. Propagación vegetativa de *Eucalyptus globulus* a través del enraizamiento de estacas. Tesis Ing. Forestal. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Concepción. 50 p.

39. SANTELICES, R. 1998. Propagación vegetativa del Hualo, (*Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser), mediante estacas procedentes de rebrotes de tocón. Tesis Magister en Ciencias Forestales, Mención Manejo Forestal. Escuela de Postgrado. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad de Chile. 93 p.

40. SEVILLA Y HOLLE. 2004. Recursos Genéticos Vegetales. Primera Edición. Edit. Torre Azul SAC. Lima, Perú. 445 p.

41. STRASBURGUER, E. 1994. Tratado de botánica. Omega, Barcelona. 1.068 p.

42. 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 p. [En línea]. USP.

<http://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/11/11150/tde->

[09122003-105826/](http://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/11/11150/tde-09122003-105826/)

43. VALLES, C. 1995. El Sacha Inchi, Planta Nativa de Importancia Proteica

y Aceitera Promisoria para la Selva Alta. Separatas 8p.

44. WELLS, J. 1979. Plant propagation practices. 14^a printing. New York. USA. Macmillan Publishing co., INC. 344 p.

45. ZOBEL, B. y TALBERT, J. 1992. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. México. Ed. Limusa. 554 p.

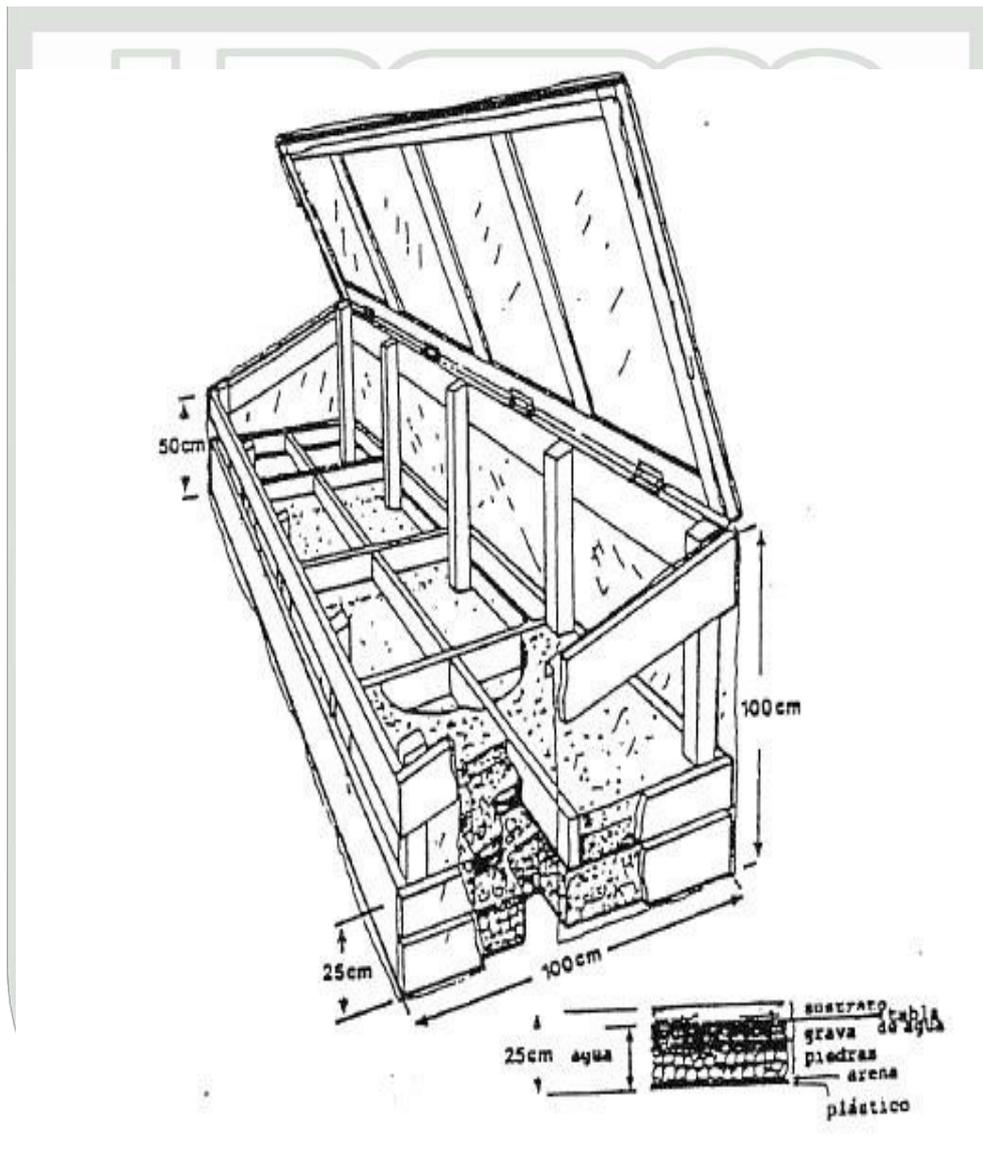




XII. ANEXO

Anexo N° 01:

Figura 01. Propagador de sub irrigación (Leakey, 1990).



Anexo N° 02: Croquis del Experimento

