



UNIVERSIDAD TÉCNICA DE COTOPAXI

**UNIDAD ACADÉMICA DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
Y RECURSOS NATURALES**

CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

**TESIS DE GRADO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO
DE INGENIERO AGRÓNOMO**

TEMA:

**“PROPAGACIÓN DE ESTACAS DE SACHA INCHI (*Plukenetia
volubilis* L.) EN TRES TIPOS DE SUSTRATOS CON EL USO
DE ÁCIDO NAFTALENO ACÉTICO (ANA) Y ÁCIDO INDOL
BUTÍRICO (AIB), EN EL CANTÓN LA MANÁ, AÑO 2011”.**

AUTOR:

HERRERA SANDOVAL BOLÍVAR ORLANDO

DIRECTOR DE TESIS:

Ing. Agr. PAOLO CHASI

La Maná - Cotopaxi – Ecuador

2012

DECLARACIÓN DE AUTORÍA

El autor deja constancia que el contenido, los resultados, conclusiones y recomendaciones expuestas en la investigación titulada: “Propagación de estacas de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en tres tipos de sustratos con el uso de ácido naftaleno acético (ANA) y ácido indol butírico (AIB), en el Cantón La Maná, año 2011”, son de su estricta responsabilidad y pertenecen a su autoría.

Bolívar Orlando Herrera Sandoval

C.I.: 050303933-1

AVAL DEL DIRECTOR DE TESIS

En calidad de director del trabajo de investigación sobre el tema: **“PROPAGACIÓN DE ESTACAS DE SACHA INCHI (*Plukenetia volubilis* L.) EN TRES TIPOS DE SUSTRATOS CON EL USO DE ÁCIDO NAFTALENO ACÉTICO (ANA) Y ÁCIDO INDOL BUTÍRICO (AIB), EN EL CANTÓN LA MANÁ, AÑO 2011”**, propuesto por el egresado Herrera Sandoval Bolívar Orlando, postulante de la Unidad Académica de Ciencias Agropecuarias y Recursos Naturales, Carrera de Ingeniería Agronómica, considero que dicho informe investigativo cumple con los requerimientos metodológicos y aportes científicos-técnicos suficientes para ser sometidos a la evaluación del Tribunal de Validación de Tesis que el Honorable Consejo Académico de la Unidad Académica de Ciencias Agropecuarias y Recursos Naturales de la Universidad Técnica de Cotopaxi designe, para su correspondiente estudio y calificación.

Atentamente;

Ing. Agr. Paolo Chasi
DIRECTOR DE TESIS

AVAL DE LOS MIEMBROS DEL TRIBUNAL

En calidad de Miembros del Tribunal de Grado y Catedráticos, conjuntamente con el Profesional Externo del Tema de Tesis: “**PROPAGACIÓN DE ESTACAS DE SACHA INCHI (*Plukenetia volubilis* L.) EN TRES TIPOS DE SUSTRATOS CON EL USO DE ÁCIDO NAFTALENO ACÉTICO (ANA) Y ÁCIDO INDOL BUTÍRICO (AIB), EN EL CANTÓN LA MANÁ, AÑO 2011**”; de Autoría del Egresado Herrera Sandoval Bolívar Orlando; aprueban el presente informe de investigación de acuerdo a las disposiciones reglamentarias emitidas por la Universidad Técnica de Cotopaxi y por la Unidad Académica de Ciencias Agropecuarias y Recursos Naturales.

Informamos que previa las diferentes revisiones y correcciones del ya mencionado documento nos encontramos conformes con las correcciones realizadas de tal modo que solicitamos que se autorice la defensa de tesis.

Por lo antes expuesto, se autoriza realizar los empastados correspondientes, según la normativa institucional.

Atentamente;

Ing. Agr. Karina Marín
Presidente del Tribunal de Tesis

Ing. Agr. Raúl Trávez
Miembro del Tribunal de Tesis

Ing. Adm. Emp. Agro. Gustavo Real
Miembro del Tribunal de Tesis

Ing. Agr. Edison Guishca
Profesional Externo



UNIVERSIDAD TÉCNICA DE COTOPAXI
CENTRO CULTURAL DE IDIOMAS
La Maná-Ecuador

CERTIFICACIÓN DEL SUMMARY

En calidad de Docente del Centro Cultural de Idiomas de la Universidad Técnica de Cotopaxi; en forma legal CERTIFICO que: La traducción del resumen de tesis al Idioma Inglés presentado por el Señor Egresado: Herrera Sandoval Bolívar Orlando cuyo título versa “Propagación de estacas de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en tres tipos de sustratos con el uso de ácido naftaleno acético (ANA) y ácido indol butírico (AIB), en el Cantón La Maná, año 2011”, lo realizó bajo mi supervisión y cumple con una correcta estructura gramatical del idioma.

Es todo cuanto puedo certificar en honor a la verdad y autorizo al peticionario hacer uso del presente certificado de la manera ética que estimare conveniente.

La Maná, Abril 26 del 2012.

Atentamente;

Lic. Fernando Toaquiza

DOCENTE

C.I.: 050222967-7

DEDICATORIA

Al concluir con éxito mi Carrera quiero dedicar este trabajo de graduación a:

Dios por iluminarme y fortalecerme,

Mis padres: Víctor Herrera y Carmen Sandoval por su incondicional apoyo y sacrificio,

Mis hermanas: Natalia, Emma, Maribel, Daniela y Sandra por su estímulo y colaboración,

Mis sobrinos: Melanie (Q.E.P.D), Jareth, Alexander y Amauta por incrementar mi alegría, con sus travesuras.

AGRADECIMIENTO

Deseo expresar mis sinceros agradecimientos a:

La Universidad Técnica de Cotopaxi, a la Carrera de Ingeniería Agronómica y particularmente a su Sede La Maná, por acogerme en sus aulas para mi profesionalización.

El Personal Administrativo, de Servicio y Docentes por su valioso desempeño y conocimientos impartidos.

El Ing. Paolo Chasi por su categórico apoyo y asesoría en la realización de esta investigación.

Los miembros del tribunal de sustentación de tesis, la Ing. Karina Marín en calidad de Presidente, el Ing. Raúl Trávez y el Ing. Gustavo Real en calidad de miembros, por sus sugerencias y recomendaciones expresadas con el propósito de mejorar esta investigación.

El Ing. Ricardo Luna Docente Coordinador de Investigación de la UTC Sede La Maná, por la colaboración y asesoría prestada en la tabulación e interpretación de los datos.

Mis compañeros de aula con quienes compartí momentos de alegrías y penurias.

Mis familiares, amigos y a todos aquellos que de una u otra manera han contribuido y me han inspirado para alcanzar una meta más en mi vida.

ÍNDICE

Capítulo	Contenido	Página
	PORTADA.....	i
	DECLARACIÓN DE AUTORÍA.....	ii
	AVAL DEL DIRECTOR DE TESIS.....	iii
	AVAL DE LOS MIEMBROS DEL TRIBUNAL.....	iv
	CERTIFICACIÓN DEL SUMMARY.....	v
	DEDICATORIA.....	vi
	AGRADECIMIENTO.....	vii
	ÍNDICE.....	viii
	ÍNDICE DE CUADROS.....	xii
	ÍNDICE DE FIGURAS.....	xiii
	CUADROS DEL APÉNDICE.....	xiv
	FIGURAS DEL APÉNDICE.....	xvi
	RESUMEN.....	xviii
	SUMMARY.....	xx
	INTRODUCCIÓN.....	1
	A. Justificación.....	2
	B. Objetivos.....	3
	1. General.....	3
	2. Específicos.....	3
	C. Hipótesis.....	4
I.	REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	5
	A. Importancia del Cultivo de sachá inchi.....	5
	B. Origen y Distribución.....	6
	C. Clasificación Botánica.....	7
	D. La Planta.....	7
	1. Raíz.....	7

2. Tallo.....	8
3. Hojas.....	8
4. Flores.....	9
5. Fruto.....	9
6. Semillas.....	10
E. Ecología.....	10
1. Temperatura.....	10
2. Altitud.....	11
3. Luminosidad.....	11
4. Precipitación.....	11
5. Suelo.....	11
6. Drenaje.....	11
F. Multiplicación.....	12
G. Ecotipos.....	12
H. Sustrato.....	12
1. Características de un Sustrato.....	12
2. Materiales utilizados como sustratos.....	13
3. Tipo de Sustrato de Enraizamiento.....	14
a. Arena.....	14
b. Suelo.....	14
c. Aserrín.....	15
I. Fitohormonas.....	15
1. Hormonas de Enraizamiento (Auxinas).....	16
J. Enraizamiento.....	17
K. Estacas.....	17
1. Elección y preparación de estacas.....	18
L. Condiciones para el enraizamiento.....	19
1. Agua.....	19
2. Sombra.....	19
3. Temperatura.....	19
4. Luz.....	20

II.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	21
	A. Ubicación del Ensayo.....	21
	B. Condiciones climáticas del campo experimental.....	21
	C. Materiales.....	22
	1. Material Vegetativo.....	22
	2. Sustratos.....	22
	3. Hormonas (auxinas).....	22
	4. Insumos.....	22
	5. Materiales.....	22
	6. Herramientas.....	23
	7. Materiales de Oficina.....	23
	D. Factores en estudio.....	23
	a.- Factor 1.....	23
	b.- Factor 2.....	24
	c.- Factor 3.....	24
	E. Tratamientos.....	24
	F. Métodos.....	26
	1. Diseño Experimental.....	26
	2. Características del experimento.....	26
	3. Manejo del Experimento.....	27
	a. Construcción del umbráculo y cámara de polietileno.....	27
	b. Preparación de los sustratos.....	27
	c. Preparación de las estacas.....	28
	d. Preparación de las hormonas.....	28
	e. Aplicación del material enraizante.....	28
	f. Siembra del material vegetativo.....	28
	g. Riego.....	29
	h. Controles Fitosanitarios.....	29
	i. Control de malezas.....	29
	j. Aclimatación.....	29
	4. Datos Registrados.....	30
	a. Porcentaje de supervivencia.....	30

	b. Porcentaje de enraizamiento.....	31
	c. Número de raíces por estaca.....	31
	d. Longitud máxima de la raíz.....	31
	e. Número de yemas brotadas por estaca.....	31
	f. Análisis Económico.....	31
III.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	32
	a. Porcentaje de supervivencia.....	32
	b. Porcentaje de enraizamiento.....	38
	c. Número de raíces por estaca.....	42
	d. Longitud máxima de la raíz.....	45
	e. Número de yemas brotadas por estaca.....	47
	f. Análisis Económico.....	52
	CONCLUSIONES.....	54
	RECOMENDACIONES.....	55
	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	56
	APÉNDICE.....	61

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Contenido de proteínas y ácidos grasos en sachá inchi y otras oleaginosas.....	6
2	Características climáticas de la finca El Rocío.....	21
3	Descripción y codificación de los tratamientos.....	25
4	Esquema del Análisis de varianza (ADEVA).....	26
5	Características del experimento.....	27
6	Tiempo de aclimatación de estacas de sachá inchi expuestas a la luz solar.....	30
7	Promedios del porcentaje de supervivencia de estacas de sachá inchi (<i>Plukenetia volubilis</i> L.) para los factores e interacciones a los 30 y 45 días, La Maná 2011.....	34
8	Promedios del número de raíces, longitud máxima de raíz (cm) y porcentaje de enraizamiento de estacas de sachá inchi (<i>Plukenetia volubilis</i> L.), para los factores e interacciones, La Maná 2011.....	39
9	Promedios del número de yemas brotadas en las estacas de sachá inchi (<i>Plukenetia volubilis</i> L.), para los factores e interacciones a los 30 y 45 días, La Maná 2011.....	47
10	Análisis económico de los tratamientos.....	53

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Raíz de sachá inchi.....	7
2	Tallo de sachá inchi.....	8
3	Hojas de sachá inchi.....	8
4	Flores de sachá inchi.....	9
5	Fruto de sachá inchi.....	9
6	Semilla de sachá inchi.....	10
7	Porcentaje de supervivencia a los 30 días.....	37
8	Porcentaje de supervivencia a los 45 días.....	38
9	Porcentaje de enraizamiento a los 45 días.....	42
10	Número de raíces por estaca a los 45 días.....	44
11	Longitud máxima de la raíz a los 45 días.....	46
12	Yemas brotadas por estaca a los 30 días.....	51
13	Yemas brotadas por estaca a los 45 días.....	51

CUADROS DEL APÉNDICE

Cuadro		Página
1	Cuadro de Análisis de Varianza para el porcentaje de supervivencia a los 30 días.....	62
2	Cuadro de Análisis de Varianza para el porcentaje de supervivencia a los 45 días.....	62
3	Cuadro de Análisis de Varianza para el porcentaje de enraizamiento a los 45 días.....	63
4	Cuadro de Análisis de Varianza para el número de raíces por estaca a los 45 días.....	63
5	Cuadro de Análisis de Varianza para la longitud máxima de raíz a los 45 días.....	64
6	Cuadro de Análisis de Varianza para el número de yemas brotadas por estaca a los 30 días.....	64
7	Cuadro de Análisis de Varianza para el número de yemas brotadas por estaca a los 45 días.....	65
8	Esquema del ensayo.....	66
9	Costos de producción.....	67
10	Datos del porcentaje de Supervivencia a los 30, 45 Días y porcentaje de Enraizamiento a los 45 Días.....	68
11	Datos del número de raíces a los 45 días.....	69

12	Datos de la longitud máxima de raíz a los 45 días (cm).....	70
13	Datos del número de yemas a los 30 y 45 días.....	71

FIGURAS DEL APÉNDICE

Figura		Página
1	Sustrato arena.....	72
2	Sustrato suelo.....	72
3	Sustrato aserrín.....	73
4	Planta de sachá inchi proveedora de estacas.....	73
5	Corte de la estaca de la planta madre.....	74
6	Cámara de polietileno.....	74
7	Siembra de estacas en los sustratos.....	75
8	Sistema de riego en la cámara.....	75
9	Estacas enraizadas en el sustrato arena.....	76
10	Estacas enraizadas en el sustrato suelo.....	76
11	Estacas enraizadas en el sustrato aserrín.....	77
12	Estacas con yemas brotadas en proceso de aclimatación.....	77
13	Plántula propagada por estaca en el sustrato arena sembrada en el campo.....	78
14	Planta propagada por estaca en el sustrato arena a 90 días del trasplante.....	78

15	Plántula propagada por estaca en el sustrato suelo sembrada en el campo.....	79
16	Planta propagada por estaca en el sustrato suelo a 90 días del trasplante.....	79
17	Plántula propagada por estaca en el sustrato aserrín sembrada en el campo.....	80
18	Planta propagada por estaca en el sustrato aserrín a 90 días del trasplante.....	80

RESUMEN

El sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en el Ecuador se presenta como un cultivo no tradicional de alta proyección productiva, siendo una alternativa agrícola que permitirá la generación de empleos en la agricultura y agroindustria; debido a su contenido de aceite (48,6%), el mismo que tiene un porcentaje alto de ácidos grasos insaturados (oleico, linoleico y linoléico), y proteína (29,0%). Esto lo convierte en un producto de altísima calidad para la alimentación humana y con diversas aplicaciones en salud, cosmética y medicina. La presente investigación se realizó en los meses de Noviembre y Diciembre del año 2011, en la finca “El Rocío”, ubicada en Cantón La Maná en la Provincia de Cotopaxi, a una altitud de 512 m.s.n.m.; en el presente experimento se evaluó el efecto de dos hormonas: el ácido naftaleno acético (ANA) y el ácido indol butírico (AIB) en cuatro concentraciones 0, 500, 1000 y 1500 mg/L. y tres tipos de sustratos que fueron arena de río, suelo de cultivo y aserrín de balsa, sobre el enraizamiento de estacas de sachá inchi. Los tratamientos se distribuyeron dentro de una cámara de polietileno bajo un diseño completamente al azar (DCA) con arreglo factorial de 3 x 2 x 4 con tres repeticiones y 10 estacas por unidad experimental, utilizando la prueba de significación Tukey test al 0,05%, para establecer las diferencias estadísticas en los resultados. Las variables evaluadas fueron: porcentaje de supervivencia, porcentaje de enraizamiento, número de raíces por estaca, longitud máxima de la raíz, número de yemas brotadas por estaca y se realizó el análisis económico de los tratamientos.

Como resultado obtuvimos que a los 45 días, en la variable supervivencia el sustrato arena presentó los mejores resultados con el 76,67% con el ácido indol butírico (AIB) con la concentración de 1500 mg/L; también este tratamiento reportó el mayor porcentaje de enraizamiento con el 78,26%. Para la variable número de raíces el sustrato arena y el ácido naftaleno acético (ANA) en la concentración de 1500 mg/L logró el mejor resultado con 10,17 raíces. El sustrato suelo y el ácido indol butírico (AIB) en la concentración de 500 mg/L alcanzó la longitud máxima de raíz con 11,09cm. El mayor número de yemas brotadas se registró con el sustrato arena y el ácido indol butírico (AIB) con la concentración

de 500 mg/L con 1,37 yemas brotadas. Con el tratamiento constituido por el sustrato arena y el ácido indol butírico (AIB) en la concentración de 1500 mg/L se obtuvo la mejor relación Beneficio/Costo con el 3,33 generando el 2,33% de ingreso neto sobre la inversión total realizada.

SUMMARY

The sachá inchi in Ecuador is presented as a non traditional product, being it an agricultural alternative that allows the generation of jobs in agriculture and agribusiness, due to its oil content (48.6%). It has a high percentage of unsaturated fatty acids (oleic, linoleic, and linolenic acids) and protein (29.0%). This makes it a high quality product for human consumption and various applications in health, cosmetic, and medicine. This research was carried out from November to December in 2011 at “El Rocío”, located in La Maná, in Cotopaxi province, at an altitude of 512 meters above the sea level. In the present experiment, it was evaluated the effect of two hormones of naphthalene acetic acid (NAA) and indole butyric acid (IBA) with four concentrations 0, 500, 1000, 1500 mg/L and three types of substrates which were: river sand, cultivate floor, and sawdust of balsa for rooting the plants of sachá inchi. Treatments were arranged in a polyethylene chamber under a completely basic design with factorial arrangement of 3x2x4 with three replications and 10 cuttings per experimental unit by using the Tukey test of significance 0.05% to establish statistical differences in results. The variables evaluated were: survival rate, percentage of rooting, number of roots per cutting and the economic analysis of the treatments.

As a result, it was found that after 45 days, the first variable; survival of sand substrate presented the best results with 63.75% with indole butyric acid (IBA) with a concentration of 1500mg/l, this treatment also reported the highest percentage of rooting with 78.26%. For the next variable, number of roots and sand substrate with naphthalene acetic acid (NAA) in the concentration of 1500mg/l achieved the best result with 10.17 roots. The soil and the substrate indole butyric acid (IBA) with a concentration of 500 mg/l reached the maximum length of root with 11.09 cm. The highest number of buds was recorded with sand substrate and indole butyric acid (IBA) with the concentration of 500mg/l and 1.37 buds. The treatment consisting of sand substrate and indole butyric acid (IBA) with a concentration of 1500 mg/l obtained the best benefit generating incomes of 2.33% on the investment made.

INTRODUCCIÓN

El cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.), tiene gran importancia, ya que de acuerdo a los análisis de contenido graso y proteico realizados por la Universidad de Cornell en Estados Unidos, la almendra contiene 48,6% de aceite y 29,0% de proteína; además el aceite de sachá inchi tiene un alto contenido de ácidos grasos insaturados (oleico, linoleico y linolénico), en comparación a los aceites de todas las semillas oleaginosas utilizadas en el mundo. Esto lo convierte en un producto de altísima calidad para la alimentación humana y con diversas aplicaciones en salud, cosmética y medicina. MANCO (2006).

La producción de sachá inchi, a escala comercial en el Ecuador se encuentra en incremento, existiendo unas 300 Hás en producción y se prevé la siembra de 1 200 Hás para el 2 012, los rendimientos promedios obtenidos a partir del segundo año son de 1,5 t/Hás. Las condiciones agroecológicas para su explotación son excelentes, a la vez se encuentra en desarrollo un programa de fomento del cultivo e industrialización con tecnología adecuada y un mejoramiento continuo en todos los aspectos agronómicos del cultivo, por lo que en pocos años el Ecuador podría convertirse en uno de los productores importantes de sachá inchi. RANGUPACORP S.A. (2012).

A pesar de la importancia de la especie, el aprovechamiento comercial es aún bajo debido a la alta variabilidad genética, que determina una alta heterogeneidad en el rendimiento y contenido de Omega 3. Actualmente se emplea el método de propagación por semilla botánica que aprovecha sólo la porción aditiva de la varianza genética. Sin embargo este no es el más indicado para la propagación de plantas madres por estar en función de la recombinación genética, que genera una población heterogénea en la descendencia. RUIZ y MESÉN (2010).

Por su parte, la propagación vegetativa, permite mantener el genotipo intacto y asegurar la conservación de germoplasma valioso, además de multiplicar

genotipos superiores y aumentar la ganancia genética en periodos muy cortos al utilizar tanto los componentes aditivos como los no aditivos de la varianza genética total ZOBEL y TALBERT (1988).

El éxito de enraizamiento de estaquillas depende de gran cantidad de factores, relacionados con la minimización del déficit hídrico en las estaquillas, la optimización de la fotosíntesis durante el proceso de propagación, así como la utilización de sustratos adecuados y reguladores de crecimiento que favorezcan la iniciación y desarrollo de las raíces LOACH (1988), LEAKEY et al. (1990) y MESÉN (1993).

El aumento en la capacidad de enraizamiento de estaquillas tratadas con auxina se atribuye a los efectos positivos de estas sobre la división celular, unido al reconocido efecto de las auxinas de promover el transporte de carbohidratos y cofactores foliares hacia las regiones tratadas con auxinas PHILLIPS (1975).

A. Justificación

En la actualidad el cultivo de sachá inchi en el Ecuador se encuentra en proceso de expansión, debido a su alto valor nutricional y contenido de aceites; económicamente se constituye en una buena alternativa de producción para mercados locales, nacionales y principalmente los internacionales (Perú, Europa, Estados Unidos y Japón) a los cuales se exporta para su industrialización, permitiendo la generación de empleos en la agricultura y agroindustria; esto obliga a una selección minuciosa del material de propagación para incrementar la producción.

La propagación de plantas de sachá inchi por semillas no garantiza una estabilidad en sus características morfológicas y fisiológicas de la especie, debido a la variación genética que éstas tienen al ser su reproducción alógama; esto afecta a la pureza de sus cualidades productivas, por estar en función de la recombinación

genética, que genera una población heterogénea en la descendencia y existe susceptibilidad al ataque de plagas y enfermedades.

Por lo que se hace necesario recurrir a métodos de propagación vegetativa con el uso de hormonas de crecimiento que contribuyen a mantener las características deseables en las plantas madres como son: mantener intacto el genotipo, conservar la resistencia a plagas, enfermedades y maximizar el rendimiento. Considerando la importancia nutricional y comercial del sachá inchi se realizó la presente investigación.

B. Objetivos:

1. General

Determinar el efecto de la aplicación del ácido naftaleno acético (ANA) y ácido indol butírico (AIB) en el enraizamiento de estacas de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en tres sustratos.

2. Específicos

- Evaluar el efecto de las concentraciones del ácido naftaleno acético (ANA) y ácido indol butírico (AIB) para el enraizamiento de estacas de sachá inchi.
- Establecer el sustrato más adecuado para el enraizamiento de estacas de sachá inchi.
- Analizar la mejor interacción de los factores en estudio.
- Realizar el análisis económico de los tratamientos.

C. Hipótesis

H₀₁: El uso de tres sustratos en la propagación de estacas de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.), no producen efectos diferentes entre sí.

H_{a1}: El uso de tres sustratos en la propagación de estacas de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.), producen efectos diferentes entre sí.

H₀₂: La aplicación de dos hormonas en el enraizamiento de estacas de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.), no produce efectos diferentes entre sí.

H_{a2}: La aplicación de dos hormonas en el enraizamiento de estacas de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.), produce efectos diferentes entre sí.

H₀₃: Las concentraciones hormonales no influyen en el enraizamiento de las estacas de sachá inchi.

H_{a3}: Las concentraciones hormonales influyen en el enraizamiento de las estacas de sachá inchi.

CAPITULO I

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

A. Importancia del Cultivo de *sacha inchi*

MANCO (2006), expone que dentro de sus componentes se encuentran principalmente: proteínas, aminoácidos, ácidos grasos esenciales (omegas 3, 6, y 9) y vitamina E (tocoferoles y tocotrienoles) en contenidos significativamente elevados, respecto de semillas de otras oleaginosas (maní, palma, soya, maíz, colza y girasol). Investigaciones recientes realizadas con aceites omegas y vitamina E indican la importancia nutricional y terapéutica de su consumo para el control de radicales libres y una serie de enfermedades que estos originan en el organismo humano.

En estudios de HAZEN y STOEWESAND (1980), se tienen reportes de análisis realizados en la Universidad de Cornell (USA) que indican que la almendra de las semillas contiene 48,6% de aceite y 29,0% de proteína; además se señala que el aceite de *sacha inchi* contiene un alto contenido de ácidos grasos insaturados (oleico, linoleico y linolénico) por lo que se le considera como un aceite de bajo contenido de colesterol. (*Cuadro 1*).

CUADRO 1. Contenido de proteínas y ácidos grasos en sachá inchi y otras oleaginosas.*

Nutriente (%)	Semillas de oleaginosas							
	Sachá inchi	Soya	Maíz	Maní	Girasol	Algodón	Palma	Oliva
Proteínas	29.00	28.00		23.00	24.00	32.90		
Aceite total	54.00	19.00		45.00	48.00	16.00		
Palmítico	3.85	10.50	11.00	12.00	7.50	18.40	45.00	13.00
Estearico	2.54	3.20	2.00	2.20	5.30	2.40	4.00	3.00
Oleico	8.28	22.30	28.00	43.30	29.30	18.70	40.00	71.00
Linoleico	36.80	54.50	58.00	36.80	57.90	57.70	10.00	10.00
Linolénico	48.61	8.30	1.00			0.50		1.00

*Fuente: Hazen y Stoewesand, Cornell University, Ithaca – USA, 1980.

B. Origen y Distribución

Según ORTEGA (2005), el sachá inchi es una planta nativa de la Amazonía Peruana descrita por primera vez, como especie, en el año 1753 por el Naturalista Linneo; de ahí su nombre científico *Plukenetia volubilis* Linneo. El orden a que pertenece (Euphorbiaceae) está distribuido en todo el mundo abarcando alrededor de 1280 géneros con 8000 especies.

Para GILLESPIE (1993), el género *Plukenetia*, está comprendido por 17 especies de distribución pantropical, 12 en América, 3 en África, 1 en Madagascar y 1 en Asia.

ORTEGA (2005), indica que se pueden encontrar registros de su origen en Perú en las culturas pre-incas nor-orientales, mediante representaciones de su fruto en huacos Chimús y Mochicas.

Actualmente se estudia la presencia de esta planta en la milenaria cultura Caral, al norte de Lima-Perú, con más de 3000 años de antigüedad. En nuestros días se cultiva en varios departamentos de la selva alta y baja del Perú, como son San Martín, Loreto, Ucayali, Pasco, Huánuco, Cajamarca y Junín. Así mismo en los países como Colombia y Ecuador.

C. Clasificación Botánica

Según MCBRIDE (1951), la clasificación Botánica del sachá inchi es la siguiente:

Reino: Vegetal

División: Spermatophyta

Subdivisión: Angiospermae

Clase: Dicotiledónea

Orden: Euphorbiales

Familia: Euphorbiaceae

Género: Plukenetia

Especie: volubilis

D. La Planta

1. Raíz

Para ÁLVAREZ y RIOS (2009), el sistema radical se compone de 3 a 6 raíces principales, de las cuales nacen raíces secundarias (*Figura 1*). Éste sistema radical es poco profundo que se sitúa entre los 0,30 a 0,60 m del subsuelo.



Figura 1. Raíz de sachá inchi

2. Tallo

ÁLVAREZ y RIOS (2009), manifiesta que es una planta trepadora (voluble), semileñosa (*Figura 2*), de altura indeterminada (puede cubrir árboles de más de 40 m).



Figura 2. Tallo de sachá inchi

3. Hojas

ÁLVAREZ y RIOS (2009), sostienen que sus hojas son alternas, acorazadas y puntiagudas de 10 a 12 cm de largo y de 8 a 10 cm de ancho, con peciolo de 2 a 6 cm de largo, con nervaduras que nacen en la base de la hoja orientándose la nervadura central hacia el ápice, con bordes generalmente dentados (*Figura 3*).



Figura 3. Hojas de sachá inchi

4. Flores

ÁLVAREZ y RIOS (2009), expresan que es una planta hermafrodita, con flores masculinas pequeñas, blanquecinas y dispuestas en racimos; en la base de cada racimo y lateralmente se encuentran una a dos flores femeninas (*Figura 4*).



Figura 4. Flores de sachá inchi

5. Fruto

ÁLVAREZ y RIOS (2009), indican que sus frutos son cápsulas de 3 a 5 cm de diámetro, dehiscentes, de color verde, que cuando maduran son de color marrón negruzco (*Figura 5*). Usualmente presentan cuatro lóbulos, pero algunos frutos presentan de cinco a siete lóbulos.



Figura 5. Fruto de sachá inchi

6. Semilla

ÁLVAREZ y RIOS (2009), manifiestan que dentro de las cápsulas se encuentran las semillas de color marrón oscuro, con nervaduras notorias, ovales de 1,5 a 2 cm de diámetro, por 7 a 8 mm de espesor y de 0,8 a 1,4 g de peso, ligeramente abultadas en el centro y aplastadas hacia los bordes, con un hileum bien diferenciado (*Figura 6*). En las semillas se encuentran los cotiledones a manera de almendras, cubiertas de una fina película blanquecina que cubre a la almendra, que es la materia prima para la extracción del aceite.



Figura 6. Semillas de sacha inchi

E. Ecología

1. Temperatura

BRACK (2009), expone que crece a diversas temperaturas que caracterizan a la Amazonía Peruana (mínima de 10 °C y máxima de 36 °C). Las temperaturas muy altas son desfavorables y ocasionan la caída de flores y frutos pequeños, principalmente los recién formados.

2. Altitud

BRACK (2009), indica que crece desde los 100 m.s.n.m. en la Selva Baja y 2 000 m.s.n.m. en la Selva Alta.

3. Luminosidad

SÁNCHEZ y AMIQUERO (2004), manifiestan que la planta requiere abundante luz para el proceso de fotosíntesis, cuando la sombra es muy intensa, la floración disminuye y por lo tanto la producción se reduce.

4. Precipitación

SÁNCHEZ y AMIQUERO (2004), hacen referencia que la precipitación óptima para el sachá inchi es desde 1000 a 1250 mm.

5. Suelo

CASTRO (2007), sostiene que se adapta a tipos de suelo de distinta textura: arcillosos, francos y franco-arenosos, con pH entre 4,5 y más de 6,5. Sin embargo, crece mejor en los suelos francos o aluviales planos, con pH entre 5 y 6.

6. Drenaje

BRACK (2009), menciona que se necesita terrenos con drenaje adecuado, que eliminen el exceso de agua tanto a nivel superficial como profundo. El exceso de agua ocasiona daño a las plantas e incrementa los daños por enfermedades.

F. Multiplicación

ÁLVAREZ y RIOS (2009), indican que comúnmente se propaga por semilla, aunque también se puede realizar la propagación asexual o por estacas, según ensayos preliminares realizados en la Estación Experimental El Porvenir, INIA Tarapoto.

G. Ecotipos

De acuerdo con el CIED (2008), se estima la existencia de 52 ecotipos, los cuales se identifican de acuerdo con su procedencia, siendo los más conocidos y de importancia los siguientes: San Juan y Aguaytía, procedente de Pucallpa, Pinto recodo y Cumbaza, procedente de Tarapoto, Ashaninka y Oxabamba, procedente de Chanchamayo.

H. Sustrato

CROZON y NEYROUD (1990), han definido como sustrato a todo material natural o artificial, que permite el anclaje del sistema radicular. Además también puede aportar elementos nutritivos.

1. Características de un Sustrato

Según HARTMANN, KESTER y DAVIES (1990), manifiestan que en la germinación de semillas se utilizan diversos materiales y mezclas. Para obtener buenos resultados se necesita que el medio reúna las siguientes características:

- a.** El medio debe ser lo suficientemente macizo y denso para mantener en su lugar las semillas durante la germinación. Su volumen debe mantenerse bastante constante, seco o húmedo.
- b.** Debe retener suficiente humedad para no regarlo con demasiada frecuencia.

- c.* Debe ser lo suficientemente poroso de manera que escurra el agua excesiva, permitiendo una aireación adecuada.
- d.* Debe estar libre de semillas de malezas, nemátodos y diversos patógenos.
- e.* No debe tener un alto nivel de salinidad.
- f.* Debe poder ser pasteurizado con vapor o sustancias químicas sin que sufra efectos nocivos.
- g.* Debe proporcionar una provisión adecuada de nutrientes cuando las plantas permanecen en él un largo período.

2. Materiales utilizados como sustratos

CID (1993), señala que diversos materiales han sido investigados hasta el momento, en donde se cuenta a materiales inorgánicos como las arenas y gravas, productos de origen volcánico (piroclastos, piroclastos de tipo basáltico, pómez, perlita, vermiculita, arcillas expandidas), y fibras de coco.

También se han desarrollado materiales orgánicos de diversos orígenes, tales como turba (turba rubia y turba negra), turba de *Sphagnum*, residuos forestales y agrícolas (cortezas, acícula de pino, horofibre, cascarilla de arroz, fibra de coco), compost de residuos urbanos seleccionados, subproductos de animales (estiércol, lana y plumas), desechos industriales y materiales plásticos (poliestireno y poliuretanos).

3. Tipo de Sustrato de Enraizamiento.

a. Arena

HARTMANN et al., (1990), definen a la arena como pequeños trozos de roca, de 0,05 a 2,0 mm de diámetro, formados como resultado de la intemperización de diversas rocas, dependiendo su composición mineral de aquella de la roca.

BARTOLLINI y PETRUCCELLI (1992), expresan que la arena, al igual que otros productos inorgánicos, se utiliza frecuentemente junto a la turba y otros materiales orgánicos con la función de elevar su densidad, reducir la contracción del sustrato al secarse y facilitar la posterior absorción de agua. Aunque la retención de humedad es baja y su permeabilidad muy alta, su efecto en las mezclas depende de la granulometría, la proporción usada y de las propiedades físicas de los otros componentes.

HARTMANN et al., (1990), manifiestan que las estacas de algunas especies enraizadas en arena producen una raíz larga no ramificada y quebradiza, en contraste con los sistemas radiculares fibrosos y ramificados que se desarrollan en otros medios.

b. Suelo

BRADY y WEIL (1999), señalan que el suelo es el medio por excelencia para el crecimiento de las plantas. La masa del suelo provee a las plantas un soporte físico, anclaje del sistema radical, agua y los nutrientes que necesitan para sobrevivir.

FOTH (1995), afirma igualmente que el suelo debe proporcionar un ambiente en el cual puedan desarrollarse las raíces. Ello requiere de espacios porosos para que se extiendan, oxígeno disponible para la respiración, así como la ausencia de

factores inhibidores como la concentración tóxica de sales solubles, temperaturas extremas o patógenos.

HARTMANN et al., (1990), manifiestan que el suelo en sí no se considera como un medio de enraizamiento para estacas de madera suave o semidura, aunque algunos propagadores lo han empleado con éxito.

c. Aserrín

SALINGER (1991), menciona que el aserrín se constituye en un subproducto de la producción forestal. Está compuesto en un alto porcentaje por residuos de madera y muy poco por corteza.

MOLICH, citado por VITERI (1988), señala que el aserrín está constituido por partículas de alrededor de 4 mm. En su composición química tiene un alto contenido de celulosa y lignina, sustancias de difícil descomposición en el suelo. Una vez descompuesto es un medio ampliamente utilizado, obteniéndose buenos resultados.

SCHROO (1959), manifiesta que el aserrín tiene enorme capacidad de absorber agua pudiéndolo hacer nueve veces de su peso en poquísimo tiempo, en cambio pierde su humedad lentamente.

HARTMANN et al., (1990), señalan que por su alta disponibilidad, su bajo costo y su peso liviano, este material es ampliamente usado en las mezclas de suelo para plantas que se cultivan en macetas, pero hay que agregar nutrientes complementarios.

I. Fitohormonas

CONTRERAS et al., (2005), menciona que actualmente son reconocidos cinco grupos de fitohormonas, más allá que existan evidencias de que otros grupos de

sustancias puedan llegar a ser encuadrados como hormonas vegetales (poliamina, jasmonatos, ácido salicílico, brassinosteroides). Las cinco categorías de hormonas vegetales incluyen:

- a. Auxina
- b. Muchas giberelinas (83 hasta el momento)
- c. Varias citocianinas
- d. Ácido abscísico
- e. Etileno

1. Hormonas de Enraizamiento (Auxinas)

BEAULIEV (1973), expresa que la auxina juega un papel importante en el fenómeno de división celular, acción sobre mitosis, elongación celular, diferenciación celular, dominancia apical, tropismos, entre los más importantes.

Entre las muy numerosas sustancias auxínicas de síntesis experimentales, han sido reportadas tres de gran interés en lo que ha enraizamiento concierne, siendo las siguientes:

El ácido indolacético (AIA)

El ácido naftalenoacético (ANA)

El ácido indolbutírico (AIB)

El AIA es muy activo, más estable y menos soluble, su acción es más localizada.

El ANA es muy activo, pero el empleo es muy delicado porque el margen entre el umbral de su actividad y de su toxicidad es muy pequeño, se prefiere en ciertos casos su amida.

RUIZ y MESÉN (2010), indican que al aplicar dosis de AIB a 0,15 y 0,20% a estaquillas intermedias y basales de sachá inchi, al término de 30 días se obtuvo más de 80% de enraizamiento.

J. Enraizamiento

HARTMANN et al., (1990), indican que el proceso de desarrollo de las raíces adventicias en estacas del tallo puede dividirse en tres etapas:

a. Diferenciación celular seguida por la inflación de grupos de células meristemáticas iniciales.

b. Diferenciación de esos grupos de células (meristemáticas) en primordios de la raíz reconocibles.

c. Crecimiento y emergencia de las raíces nuevas, incluyendo la ruptura del tejido del tallo, y la conexión vascular con los tejidos conductivos.

BEAULIEV (1973), expresa que la respuesta a la formación de raíces en estacas de las diferentes plantas es diferente, dependiendo del factor endógeno y exógeno.

RUIZ y MESÉN (2010), sostienen que fue necesaria la aplicación de AIB para lograr un buen enraizamiento en estaquillas de sachá inchi.

K. Estacas

PACHECO (1949), considera como estacas, cualquier parte de un vegetal que es separada de la planta madre y puesta en condiciones convenientes emiten raíces y desarrolla un brote en el que más tarde originará una planta idéntica a la planta de la cual procede.

WEAVER (1976), anota que las estacas pueden clasificarse según:

- a. La naturaleza del órgano separado (rama, brote, raíz, hoja, etc.)
- b. Su estado (lignificado y herbáceo)
- c. La época (de invierno y de verano)

1. Elección y preparación de estacas

HARTMANN et al., (1990), señalan que la propagación de estacas se emplea generalmente en plantas dicotiledóneas, debido a que el cambium vascular está presente en los tallos y raíces de las gimnospermas y de la mayoría de las dicotiledóneas.

Los autores mencionan que en la propagación por estacas con yemas y hojas solo es necesario que se forme un nuevo sistema radical, puesto que ya existe un sistema ramal en potencia (yema).

También sostienen que el utilizar estacas con hojas podría ser favorable para lograr un buen enraizamiento. Se conoce que las yemas y hojas son poderosas productoras de auxinas, y los efectos se observan directamente debajo de ella, demostrando que existe un transporte polar del ápice a la base.

WEAVER (1976), indica que los materiales nitrogenados y azúcares producidos por las hojas posiblemente sean factores de enraizamiento y que la pérdida de las hojas en las estacas reduce considerablemente la posibilidad de que enraíce.

RUIZ y MESÉN (2010), manifiestan que entre estaquillas apicales, intermedias y basales, los mejores resultados en el enraizamiento de estacas de sachá inchi se obtuvieron con las intermedias y basales, las cuales son más gruesas, y por ende acumulan un mayor contenido de carbohidratos de reserva y posiblemente bajo la influencia de sustancias promotoras del enraizamiento, presenten una mayor probabilidad de inducir raíces.

L. Condiciones para el enraizamiento

1. Agua

MAISTRE (1969), menciona que bajo condiciones de enraizamiento las estacas al no tener raíces muy difícilmente pueden compensar la pérdida de agua causada por la transpiración, por lo que se hace necesario proveer de frecuentes pulverizaciones durante el período de enraíce.

2. Sombra.

HARTMANN et al., (1990), señalan que la intensidad luminosa disminuida por el sombreado reduce la fotosíntesis, mientras que las temperaturas más altas (cámaras cerradas) aumentan la respiración en todas las estacas. Por eso es necesario mantener un buen equilibrio de la intensidad luminosa; ya que la reducción de la transpiración permite el enraizamiento de estacas con un área foliar considerable.

3. Temperatura

HARTMANN et al., (1990), expresan que la temperatura del aire excesivamente elevada tiende a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al de las raíces y a aumentar la pérdida de agua por las hojas. En camas de propagación es beneficioso mantener en la base de las estacas una temperatura más elevada que en las yemas.

La temperatura óptima para lograr éxito en el enraizamiento de estacas con hojas está en el rango de 19 a 27 °C.

4. Luz

WEAVER (1976), manifiesta que en el enraizamiento de estacas con hojas, la presencia de luz y el proceso de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces.

CAPÍTULO II

MATERIALES Y MÉTODOS

A. Ubicación del Ensayo

La presente investigación se realizó en los meses de Noviembre y Diciembre del año 2011, en la finca “El Rocío”, ubicada en el Recinto Solonso de la Parroquia Pucayacu perteneciente al Cantón La Maná en la Provincia de Cotopaxi. Su ubicación geográfica es: 0° 47’ de latitud Sur y 79° 08’ de longitud Oeste a una altitud de 512 m.s.n.m.

B. Condiciones climáticas* del campo experimental

Las condiciones climáticas de la finca El Rocío se detalla en el siguiente cuadro:

CUADRO 2. Características climáticas de la finca el Rocío.

Temperatura media anual	24 °C
Humedad Relativa	85 %
Precipitación media anual	1 962 mm.
Heliofanía	550 horas/año.

*Fuente: Estación San Juan – La Maná del INAMHI (Datos promedios del período 1983 – 2003).

C. Materiales

1. Material Vegetativo

Como material genético se empleó estacas de sachá inchi provenientes de plantas de dos años de edad, vigorosas, resistentes a plagas y enfermedades y con excelente producción.

2. Sustratos

- a. Arena de río
- b. Suelo negro de cultivo
- c. Aserrín de balsa

3. Hormonas (auxinas)

- a. Ácido - naftaleno acético (ANA)
- b. Ácido - indolbutírico (AIB)

4. Insumos

Alcohol

Agua destilada

Vitavax

Clorpirifos

5. Materiales

Fundas de polietileno perforadas (12,5 cm x 20 cm.)

Estacas de caña

Sarán al 35%

Plástico de color blanco calibre 6

Aspersores coolnet 7 L/h.

Manguera

Piola

Alambre

Clavos

Balde

6. Herramientas

Machete

Cavadora

Tijera

Flexómetro

Bomba de mochila

7. Materiales de Oficina

Libreta de campo

Computador

Flash memory

Cámara digital

D. Factores en estudio

Se estudiaron tres factores:

a.- Factor 1:

Sustratos (S)

S1 = Arena de río

S2 = Suelo negro de cultivo

S3 = Aserrín de Balsa

b.- Factor 2:

Hormonas (H)

H1 = (ANA) = ácido naftaleno acético

H2 = (AIB) = ácido indol butírico

c.- Factor 3:

Concentraciones (C)

C0 = Testigo

C1= 500 mg/L

C2= 1000 mg/L

C3= 1500 mg/L

E. Tratamientos

En la presente investigación se evaluaron 24 tratamientos que a continuación se detalla:

CUADRO 3. Descripción y codificación de los tratamientos

Tratamientos	Codificación	Descripción
T1	S1H1C0	Sustrato 1 + hormona 1+ concentración 0
T2	S1H1C1	Sustrato 1 + hormona 1+ concentración 1
T3	S1H1C2	Sustrato 1 + hormona 1+ concentración 2
T4	S1H1C3	Sustrato 1 + hormona 1+ concentración 3
T5	S1H2C0	Sustrato 1 + hormona 2+ concentración 0
T6	S1H2C1	Sustrato 1 + hormona 2+ concentración 1
T7	S1H2C2	Sustrato 1 + hormona 2+ concentración 2
T8	S1H2C3	Sustrato 1 + hormona 2+ concentración 3
T9	S2H1C0	Sustrato 2 + hormona 1+ concentración 0
T10	S2H1C1	Sustrato 2 + hormona 1+ concentración 1
T11	S2H1C2	Sustrato 2 + hormona 1+ concentración 2
T12	S2H1C3	Sustrato 2 + hormona 1+ concentración 3
T13	S2H2C0	Sustrato 2 + hormona 2+ concentración 0
T14	S2H2C1	Sustrato 2 + hormona 2+ concentración 1
T15	S2H2C2	Sustrato 2 + hormona 2+ concentración 2
T16	S2H2C3	Sustrato 2 + hormona 2+ concentración 3
T17	S3H1C0	Sustrato 3 + hormona 1+ concentración 0
T18	S3H1C1	Sustrato 3 + hormona 1+ concentración 1
T19	S3H1C2	Sustrato 3 + hormona 1+ concentración 2
T20	S3H1C3	Sustrato 3 + hormona 1+ concentración 3
T21	S3H2C0	Sustrato 3 + hormona 2+ concentración 0
T22	S3H2C1	Sustrato 3 + hormona 2+ concentración 1
T23	S3H2C2	Sustrato 3 + hormona 2+ concentración 2
T24	S3H2C3	Sustrato 3 + hormona 2+ concentración 3

F. Métodos

1. *Diseño Experimental*

Se utilizó el Diseño Completamente al Azar (DCA) con arreglo factorial 3 x 2 x 4 con 3 repeticiones y 10 estacas por unidad experimental. Todas las variables en estudio se sometieron al análisis de varianza y a la prueba de Tukey al 5% de probabilidades, para establecer la significancia y diferencias estadísticas, respectivamente.

CUADRO 4. Esquema del Análisis de varianza (ADEVA)

Fuente de variación	Grados de libertad
Factor S	2
Factor H	1
Factor C	3
S*H	2
S*C	6
H*C	3
Interaccion S*H*D	6
Tratamientos	23
Error experimental	48
Total	71

2. *Características del experimento*

Las características del experimento se presentan en el cuadro siguiente:

CUADRO 5. Características del experimento.

Área total del ensayo	40,75 m ² .		
Número de unidades experimentales	72		
Estacas por unidad experimental	10		
Dimensión de la funda	12,5 cm de ancho x 20 cm de alto.		
Sustratos	Peso	pH*	C.E.*
Arena	1,10 Kg.	5,6	0,11
Suelo	1,11 Kg.	5,3	0,25
Aserrín	0,41 Kg.	6,4	1,45

***Fuente:** Departamento de Manejo en suelos y aguas de la EET – Pichilingue del INIAP (2012).

3. Manejo del Experimento

a. Construcción del umbráculo y cámara de polietileno.

Se construyó un umbráculo de 17,30 m de largo, 3,50 m de ancho y 3 m de alto, con estructura de caña, cubierto con sarán al 35% y plástico negro para lograr un buen sombreado. La cámara se construyó dentro del umbráculo, con una dimensión de 16,30 m de largo, 2,50 m de ancho y 1,50 m de caballete, cubierta con plástico transparente de calibre 6.

b. Preparación de los sustratos.

Previo al llenado de fundas se desinfectó los sustratos con vitavax 300, a una dosis de 1g/L., los cuales se colocaron en fundas perforadas de polietileno de color negro con dimensiones de 12,5 x 20 cm.

c. Preparación de las estacas.

Las estacas se colectaron de brotes vigorosos de 30 a 50 cm de longitud, provenientes de plantas en producción, con 2 años de edad con buen aspecto morfológico y fisiológico; en las primeras horas de la mañana, utilizando tijeras de podar desinfectadas con alcohol al 96% y se trasladaron al área de propagación envueltas en papel periódico humedecido, para evitar su deshidratación; también se humedeció a las estacas. Las estacas utilizadas fueron las basales e intermedias, con 4,8 mm de diámetro y 12,7 cm de longitud a las cuales se les eliminó el 50% del área foliar para mantener un equilibrio fisiológico entre ésta y el desarrollo del sistema radicular, las estacas fueron desinfectadas en una solución con vitavax 300 a una dosis de 1g/L.

d. Preparación de las hormonas

Se procedió a pesar las concentraciones establecidas en una balanza analítica, luego se colocó en un frasco de vidrio y se disolvió con 25 ml de alcohol de 70 ° y se añadió también 25 ml de agua destilada.

e. Aplicación del material enraizante

Se eliminó el tejido oxidado de la estaca, haciendo un corte oblicuo justo arriba del nudo en cada estaca y se introdujo en el frasco que contenía las hormonas con su respectiva concentración. Las estacas sin tratamiento hormonal fueron impregnadas únicamente con una solución de alcohol y agua destilada.

f. Siembra del material vegetativo

Se introdujo una estaca en el centro de cada funda que contenía el sustrato, en hoyos de 3 cm de profundidad, al cual se humedeció previamente; luego se realizó una pequeña presión al sustrato alrededor de la estaca.

g. Riego

Luego de haber concluido con la siembra se dio un riego con nebulización, con micro aspersores Coolnet de 7 L/h; posterior a ello se realizó con una frecuencia de 2 veces al día, durante los primeros ocho días; a partir de allí se realizaron cada dos días, durante el proceso de enraizado, para mantener turgentes las hojas de las estacas.

h. Controles Fitosanitarios

Se realizó cada 2 días para detectar y corregir problemas patológicos, eliminar hojas caídas o estacas con síntomas de necrosis que pudieran convertirse en foco de infección. Posterior a la emisión de las primeras hojas en los brotes, se presentaron insectos minadores, por lo que se realizó una aplicación de Clorpirifos a una dosis de 0,5 cc/L., para su respectivo control.

i. Control de malezas

Se realizó cada quince días de manera manual, para eliminar algunas malezas que se presentaron dentro de la cámara y de los sustratos.

j. Aclimatación

Luego del proceso de enraizado en la cámara de polietileno que duró 45 días, se procedió a la aclimatación, que consistió en sacar las estacas del propagador una hora progresiva cada día, como se indica en el siguiente cuadro.

CUADRO 6. Tiempo de aclimatación de estacas de sachu inchi expuestas a la luz solar.

Día	Horas de Adaptación
45	1
46	2
47	3
48	4
49	5
50	6
51	7
52	8

Una vez concluida la aclimatación se procedió a realizar el trasplante de las plántulas en el campo.

4. Datos Registrados

Con la finalidad de evaluar el efecto de los tratamientos en estudio se tomaron los datos en seis estacas por tratamiento.

a. Porcentaje de supervivencia

Se determinó a través de la división del número de estacas vivas, para el número de estacas plantadas, multiplicado por cien. Este dato se registró a los 30 y 45 días de establecido el experimento.

b. Porcentaje de enraizamiento

Se contabilizó las estacas que presentaron por lo menos una raíz del total de plantas supervivientes, para establecer el porcentaje. Este dato se registró a los 45 días de iniciado el experimento.

c. Número de raíces por estaca

Se contabilizó todas las raíces que se formaron en cada estaca, a los 45 días de establecido el experimento.

d. Longitud máxima de la raíz

Se midió en centímetros con regla común, a toda la raíz, a los 45 días de establecido el experimento.

e. Número de yemas brotadas por estaca

Se realizó el conteo de cada uno de los brotes desarrollados en cada estaca, a los 30 y 45 días de iniciado el experimento.

f. Análisis económico

Se realizó a los 45 días, para realizar éste análisis se utilizó la relación Beneficio-Costo = Beneficio neto/ Costos de producción; como herramienta para determinar la eficiencia económica de los tratamientos en estudio.

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

a. Porcentaje de supervivencia

En el Cuadro 5, se registra los promedios del porcentaje de supervivencia a los 30 y 45 días. Según el análisis de varianza los tratamientos, sustratos, concentraciones y las interacciones sustratos x hormonas, sustratos x concentraciones y hormonas x concentraciones fueron altamente significativos, mientras que para la interacción sustratos x hormonas x concentraciones hubo significancia, las hormonas no presentaron significancia, el coeficiente de variación fue de 5,29% a los 30 días.

Según el análisis de varianza a los 45 días los tratamientos, sustratos, concentraciones y las interacciones sustratos x hormonas, sustratos x concentraciones y sustratos x hormonas x concentraciones fueron altamente significativos, las hormonas x concentraciones presentaron significancia en tanto que las hormonas no presentaron diferencias significancias, el coeficiente de variación fue de 6,49%.

A los 30 días el sustrato arena alcanzó el mejor porcentaje con 73,75%, seguido por el sustrato aserrín con un 68,75% y el menor porcentaje presentó el sustrato suelo con el 65,83%. A los 45 días el sustrato arena presentó también el mejor porcentaje de 63,75%, este resultado concuerda con lo manifestado por Hartmann, Kester y Davies (1990), quienes sostienen que los sustratos deben ser lo

suficientemente porosos de manera que escurra el agua excesiva permitiendo una aireación adecuada y el sustrato suelo presentó el 57,08%, lo que tiene relación con lo expresado por Hartmann et al., (1990), quienes manifiestan que el suelo en sí no se considera como un medio de enraizamiento adecuado para estacas de madera suave o semidura, aunque algunos viveristas lo han empleado con éxito, en tanto que el sustrato aserrín presentó el menor valor de 53,33%, coincidiendo con Schroo (1959), el cual sostiene que el aserrín tiene enorme capacidad de absorber agua pudiéndolo hacer nueve veces de su peso en poquísimo tiempo, en cambio pierde su humedad lentamente, por lo que existe encharcamiento del agua y facilitan la formación de colonias de hongos y consecuentemente la pudrición de la estaca, también Molich, citado por Viteri (1988), señala que en su composición química el aserrín tiene un alto contenido de celulosa y lignina, sustancias de difícil descomposición en el suelo. Una vez descompuesto es un medio ampliamente utilizado, obteniéndose buenos resultados.

Con respecto a las hormonas no se encontraron diferencias significativas, el ANA y el AIB presentaron el 69,45% a los 30 días; a los 45 días el ácido naftaleno acético (ANA) presentó el 58,89% y el 57,22% le corresponde al ácido indol butírico (AIB), sin diferir estadísticamente, lo que concuerda con Beauliev (1973), quien sostiene que entre las muy numerosas sustancias auxínicas de síntesis experimentales, éstas han sido reportadas de gran interés en lo que ha enraizamiento concierne. Como se ha indicado, los efectos positivos de las auxinas en el enraizamiento han sido asociados a sus efectos sobre la división celular, el aumento de transporte de carbohidratos y otros cofactores foliares a los sitios de aplicación, así como a la estimulación en la síntesis de ADN en las células tratadas.

CUADRO 7. Promedios del porcentaje de supervivencia de estacas de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) para los factores e interacciones a los 30 y 45 días, La Maná 2011.

	% Supervivencia a 30 Días	% Supervivencia a 45 Días
Sustratos		
S1	73,75 a	63,75 a
S2	65,83 c	57,08 b
S3	68,75 b	53,33 c
Hormonas		
H1	69,45 a	58,89 a
H2	69,45 a	57,22 a
Concentraciones		
C0	48,33 c	41,67 b
C1	77,78 a	62,78 a
C2	73,34 b	62,78 a
C3	78,33 a	65,00 a
Sustratos x Hormonas		
S1 x H1	74,17 a	62,5 ab
S1 x H2	73,33 a	65,00 a
S2 x H1	67,50 bc	59,17 bc
S2 x H2	64,17 c	55,00 cd
S3 x H1	66,67 bc	55,00 cd
S3 x H2	70,84 ab	51,67 d
Sustratos x Concentraciones		
S1 x C0	55,00 d	48,34 d
S1 x C1	73,34 bc	63,33 bc
S1 x C2	81,67 a	70,00 ab
S1 x C3	85,00 a	73,34 a
S2 x C0	48,34 de	41,67 de
S2 x C1	73,33 bc	63,33 bc
S2 x C2	71,67 c	61,67 c
S2 x C3	70,00 c	61,67 c
S3 x C0	41,67 e	35,00 e
S3 x C1	86,67 a	61,67 c
S3 x C2	66,67 c	56,67 c
S3 x C3	80,00 ab	60,00 c
Hormonas x Concentraciones		
H1 x C0	50,00 e	43,33 b
H1 x C1	73,33 cd	61,11 a
H1 x C2	75,56 bcd	64,45 a

	% Supervivencia a 30 Días	% Supervivencia a 45 Días
H1 x C3	78,89 ab	66,67 a
H2 x C0	46,67 e	40,00 b
H2 x C1	82,22 a	64,44 a
H2 x C2	71,11 d	61,11 a
H2 x C3	77,78 abc	63,33 a
Sustratos x Hormonas x Concentraciones		
S1 x H1 x C0	56,67 fg	50,00 fghi
S1 x H1 x C1	70,00 de	63,33 bcde
S1 x H1 x C2	83,33 bc	66,67 abcd
S1 x H1 x C3	86,67 ab	70,00 abc
S1 x H2 x C0	53,33 gh	46,67 ghij
S1 x H2 x C1	76,67 bcde	63,33 bcde
S1 x H2 x C2	80,00 bcd	73,33 ab
S1 x H2 x C3	83,33 bc	76,67 a
S2 x H1 x C0	50,00 ghi	43,33 ghij
S2 x H1 x C1	73,33 cde	63,33 bcde
S2 x H1 x C2	76,67 bcde	66,67 abcd
S2 x H1 x C3	70,00 de	63,33 bcde
S2 x H2 x C0	46,67 ghi	40,00 ijk
S2 x H2 x C1	73,33 cde	63,33 bcde
S2 x H2 x C2	66,67 ef	56,67 defg
S2 x H2 x C3	70,00 de	60,00 cdef
S3 x H1 x C0	43,33 hi	36,67 jk
S3 x H1 x C1	76,67 bcde	56,67 defg
S3 x H1 x C2	66,67 ef	60,00 cdef
S3 x H1 x C3	80,00 bcd	66,67 abcd
S3 x H2 x C0	40,00 i	33,33 k
S3 x H2 x C1	96,67 a	66,67 abcd
S3 x H2 x C2	66,67 ef	53,33 efgh
S3 x H2 x C3	80,00 bcd	53,33 efgh
CV (%)	5,29%	6,49%

Promedios con letras distintas indican diferencias significativas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0,05$)

A los 30 días las concentraciones de 1500 mg/L y 500 mg/L presentaron los valores porcentuales superiores de 78,33% y 77,78% respectivamente, seguido por la concentración de 1000 mg/L con un porcentaje de 73,34%, valor inferior presentó el testigo con la concentración de 0 mg/L con 48,33%. En tanto que a los

45 días con respecto a las concentraciones el mayor porcentaje de supervivencia se obtuvo con la concentración de 1500 mg/L con el 65% aunque no difirió estadísticamente de la concentración de 500 mg/L y 1000 mg/L con igual porcentaje del 62,78%. Estas concentraciones si fueron estadísticamente superiores al tratamiento testigo que mostró un porcentaje del 41,67%. Dicho comportamiento se puede atribuir a que ante la ausencia de raíces, las estacas no recuperan el balance hídrico, tampoco pueden empezar a tomar nutrientes para mantener su actividad metabólica y fisiológica entre raíces y hojas, por lo que éstas últimas caen y finalmente las estacas mueren. Las hojas presentes en las estaquillas han sido correlacionadas con la producción de promotores auxínicos, auxinas sinergistas (cofactores) que son transportadas a la zona de enraizamiento en la base de la estaquilla, importantes para la supervivencia (Wilson 1994). A su vez, las hojas permiten la producción de carbohidratos derivados de la fotosíntesis Hartmann y Kester (1996), los cuales funcionan como fuente de energía para el proceso rizogénico. Por lo tanto al no desarrollarse las raíces se producen la caída de las hojas en las estacas sin hormona y esto dio como resultado un menor porcentaje de supervivencia.

En lo referente a las interacción de sustratos x hormonas a los 30 días, se determina que el mejor porcentaje tiene la interacción s1h1 (Arena y ANA) con el 74,17% en tanto que el menor porcentaje presenta el s2h2 (suelo y AIB) con el 64,17%. A los 45 días el s1h2 (arena y AIB) presenta el mejor porcentaje con el 65% y el menor porcentaje le corresponde al s3h2 (aserrín y AIB) con el 51,67%.

Refiriéndonos a la interacción sustratos x concentraciones a los 30 días el mejor porcentaje lo presenta el s3c1 (aserrín y 500 mg/L) con el 86,67% el menor porcentaje presenta el s3c0 (aserrín y 0 mg/L) con el 41,67%. A los 45 días el s1c3 (arena y 1500 mg/L) reporta el 73,34% y el s3c0 (aserrín y 0 mg/L) tiene el 35% que es el menor porcentaje.

En la interacción hormonas x concentraciones el h2c1 (AIB y 500 mg/L) alcanzó el mayor porcentaje con el 82,22%, en tanto que el h2c0 (AIB y 0 mg/L) reportó

el menor porcentaje de 46,67% a los 30 días. En tanto que a los 45 días el h1c3 (ANA y 1500 mg/L) presentó el 66,67% y el h2c0 (AIB y 0 mg/L) presentó el menor valor del 40%.

En la interacción sustratos x hormonas x concentraciones a los 30 días, en la Figura 7, se observa que el s3h2c1 (aserrín + AIB + 500 mg/L) presenta el mayor porcentaje del 96,67% y el s3h2c0 (aserrín + AIB + 0 mg/L) presenta el 40% que corresponde al menor porcentaje.

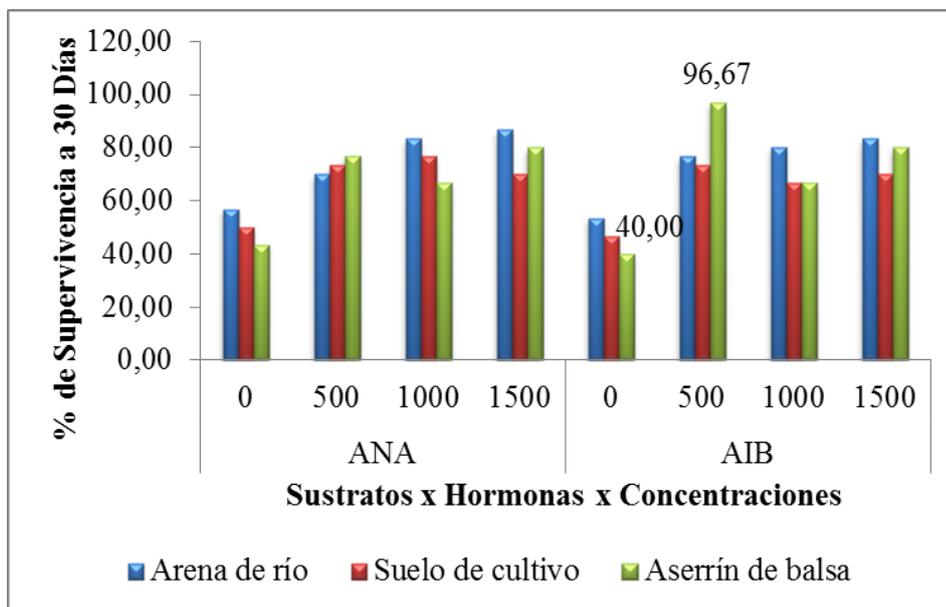


FIGURA 7. Porcentaje de supervivencia a los 30 días.

En las interacciones sustratos x hormonas x concentraciones a los 45 días, en la Figura 8, se aprecia que el s1h2c3 (arena + AIB + 1500 mg/L) presenta el mayor porcentaje del 76,67% y el s3h2c0 (aserrín + AIB + 0 mg/L) presenta el menor porcentaje del 33,33%.

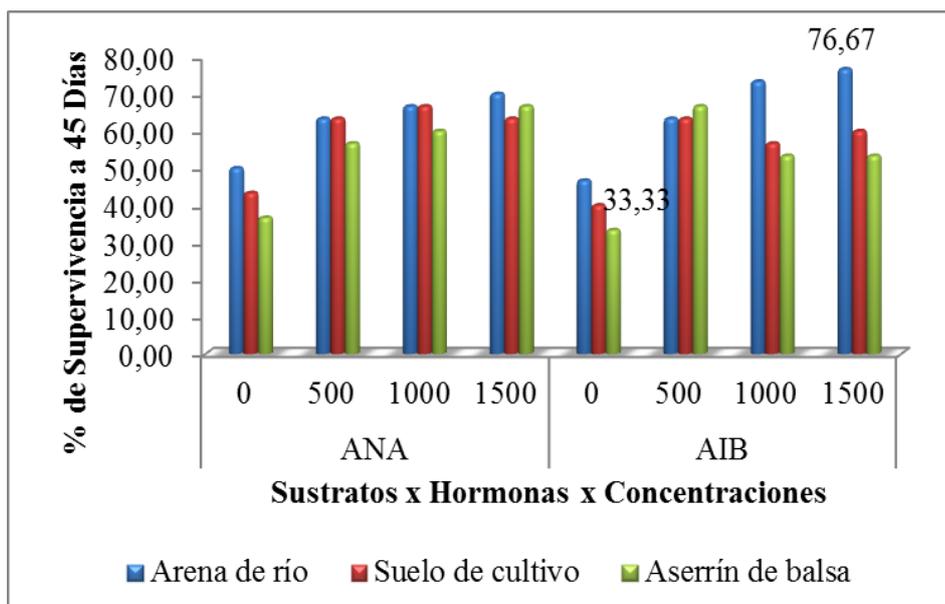


FIGURA 8. Porcentaje de supervivencia a los 45 días.

b. Porcentaje de enraizamiento

En el Cuadro 6, se presenta el porcentaje de enraizamiento a los 45 días, del análisis de varianza se establece el coeficiente de variación de 11,46%, encontrándose diferencias altamente significativas para tratamientos, hormonas, concentraciones, las interacciones sustratos x concentraciones y sustratos x hormonas x concentraciones; se encontraron diferencias significativas para la interacción hormonas x concentraciones. No se encontraron diferencias significativas para los sustratos y la interacción sustratos x hormonas.

CUADRO 8. Promedios del número de raíces, longitud máxima de raíz (cm) y porcentaje de enraizamiento de estacas de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.), para los factores e interacciones, La Maná 2011.

	Número de raíces	Longitud de raíz (cm)	% de enraizamiento
Sustratos			
S1	5,44 a	5,51 a	49,75 a
S2	4,81 b	5,44 a	49,34 a
S3	4,92 ab	4,65 b	47,08 a
Hormonas			
H1	4,78 b	4,76 b	46,27 a
H2	5,33 a	5,64 a	51,18 a
Concentraciones			
C0	1,86 c	1,18 c	32,26 d
C1	5,81 b	6,43 b	44,29 c
C2	5,83 b	5,61 b	55,81 b
C3	6,72 a	7,59 a	62,53 a
Sustratos x Hormonas			
S1 x H1	5,13 ab	5,23 abc	47,96 ab
S1 x H2	5,75 a	5,79 ab	51,54 ab
S2 x H1	4,00 c	4,37 c	45,13 b
S2 x H2	5,63 ab	6,52 a	53,56 a
S3 x H1	5,21 ab	4,68 bc	45,72 b
S3 x H2	4,63 bc	4,63 bc	48,44 ab
Sustratos x Concentraciones			
S1 x C0	1,75 e	0,95 d	27,38 g
S1 x C1	4,92 cd	6,87 abc	42,11 ef
S1 x C2	6,92 ab	6,05 bc	57,05 bc
S1 x C3	8,17 a	8,17 a	72,47 a
S2 x C0	1,83 e	1,10 d	36,22 efg
S2 x C1	5,92 bcd	7,40 ab	44,74 de
S2 x C2	4,50 d	5,95 bc	56,91 bc
S2 x C3	7,00 ab	7,32 ab	59,50 b
S3 x C0	2,00 e	1,49 d	33,18 fg
S3 x C1	6,58 abc	5,03 c	46,03 cde
S3 x C2	6,08 bcd	4,82 c	53,47 bcd
S3 x C3	5,00 cd	7,27 ab	55,63 bcd
Hormonas x Concentraciones			
H1 x C0	1,83 c	1,10 d	33,49 de
H1 x C1	5,11 b	3,86 c	40,25 cd

	Número de raíces	Longitud de raíz (cm)	% de enraizamiento
H1 x C2	5,50 ab	5,64 b	51,48 b
H1 x C3	6,67 a	8,43 a	59,85 a
H2 x C0	1,89 c	1,26 d	31,03 e
H2 x C1	6,50 a	9,01 a	48,33 bc
H2 x C2	6,17 ab	5,57 b	60,14 a
H2 x C3	6,78 a	6,74 b	65,21 a
Sustratos x Hormonas x Concentraciones			
S1 x H1 x C0	1,67 g	0,94 i	33,33 gh
S1 x H1 x C1	1,83 g	3,49 ghi	36,84 fgh
S1 x H1 x C2	6,83 bcd	7,45 bcde	55,00 bcde
S1 x H1 x C3	10,17 a	9,05 abc	66,67 ab
S1 x H2 x C0	1,83 g	0,96 i	21,43 h
S1 x H2 x C1	8,00 abc	10,25 ab	47,37 cdefg
S1 x H2 x C2	7,00 bcd	4,66 efgh	59,09 bcde
S1 x H2 x C3	6,17 cde	7,29 bcde	78,26 a
S2 x H1 x C0	2,00 g	0,81 i	30,77 gh
S2 x H1 x C1	5,50 cde	3,70 fghi	36,84 fgh
S2 x H1 x C2	3,67 efg	4,91 defg	55,00 bcde
S2 x H1 x C3	4,83 def	8,04 abcd	57,89 bcde
S2 x H2 x C0	1,67 g	1,39 hi	41,67 efg
S2 x H2 x C1	6,33 cde	11,09 a	52,63 bcdef
S2 x H2 x C2	5,33 cde	6,98 bcdef	58,82 bcde
S2 x H2 x C3	9,17 ab	6,61 cdefg	61,11 abcd
S3 x H1 x C0	1,83 g	1,55 hi	36,36 fgh
S3 x H1 x C1	8,00 abc	4,39 efgh	47,06 cdefg
S3 x H1 x C2	6,00 cde	4,57 efgh	44,44 defg
S3 x H1 x C3	5,00 de	8,20 abcd	55,00 bcde
S3 x H2 x C0	2,17 fg	1,43 hi	30,00 gh
S3 x H2 x C1	5,17 de	5,68 defg	45,00 cdefg
S3 x H2 x C2	6,17 cde	5,07 defg	62,50 abc
S3 x H2 x C3	5,00 de	6,34 cdefg	56,25 bcde
CV (%)	25,24%	29,52%	11,46%

Promedios con letras distintas indican diferencias significativas de acuerdo a la prueba de Tukey ($p \leq 0,05$)

En el porcentaje de enraizamiento el sustrato arena registró el 49,75%, el sustrato suelo reportó el 49,34% y el sustrato aserrín el 47,08%, sin encontrarse diferencias estadísticas, se establece esta parámetro por cuánto los tres sustratos tienen características de pH y conductividad eléctrica dentro de los rangos óptimos, lo

que se relaciona con lo indicado por Hartmann, et al (1990), quienes sostienen que los sustratos no deben tener un alto nivel de salinidad.

En lo referente a las hormonas el AIB logró el porcentaje de enraizamiento del 51,18% y el ANA el 46,27% sin observarse diferencia estadística, lo que corrobora con lo manifestado por Contreras (2005), quien afirma que el uso de reguladores de crecimiento es una de las prácticas más comunes para inducir la formación de raíces adventicias y los más usados son las auxinas, tal como los ácidos indol-3-acético (AIA), naftaleno acético (ANA) e indol butírico (AIB).

El mayor porcentaje de enraizamiento se alcanzó con la concentración de 1500 mg/L con el 62,53%, el 55,81% se logró con la concentración de 1000 mg/L, seguido por la concentración de 500 mg/L, estas concentraciones muestran superioridad al tratamiento testigo con el 32,26%; estos porcentajes son inferiores a los reportados por Ruiz y Mesén (2010) quienes al aplicar AIB a estaquillas de sacha inchi obtuvieron el 92,6% en la concentración de 0,15%, el 80,2% con la concentración de 0,10% y el 45,7% en el tratamiento testigo. La diferencia en los resultados se atribuye a la metodología de propagación, ya que los mencionados investigadores utilizaron cámaras de subirrigación. Sin embargo los resultados concuerdan con lo reportado en varias especies por Blazich (1988), Hartmann y Kester (1996) y Mesén (1993), donde se observa un aumento en la capacidad de enraizamiento al aumentar la concentración de auxina hasta alcanzar el óptimo, a partir del cual cualquier aumento en la concentración de auxina resulta por el contrario en una disminución en el enraizamiento debido a los efectos tóxicos de la sobredosis.

En la interacción sustrato x hormona el s2h2 (suelo y AIB) presenta el mayor porcentaje del 53,56% y el menor valor le corresponde a s2h1 (suelo y ANA) con el 45,13%.

Los valores para la interacción sustratos x concentraciones son del 72,47% para el s1c3 (arena y 1500 mg/L), siendo este el valor mayor en tanto que el menor valor

le corresponde al s1c0 (arena y 0 mg/L) con el 27,38%. En cuanto a la interacción hormona x concentración el mayor valor es del h2c3 (AIB y 1500 mg/L) con el 65,21% y el menor valor es del h2c0 (AIB y 0 mg/L) con el 31,03%.

En la Figura 9, se observa los valores que representa la interacción sustrato x hormona x concentración se aprecia que el s1h2c3 (arena + AIB + 1500 mg/L) presenta el 78,26% siendo el mayor porcentaje y el menor es el 21,43% correspondiente al s1h2c0 (arena + AIB + 0 mg/L).

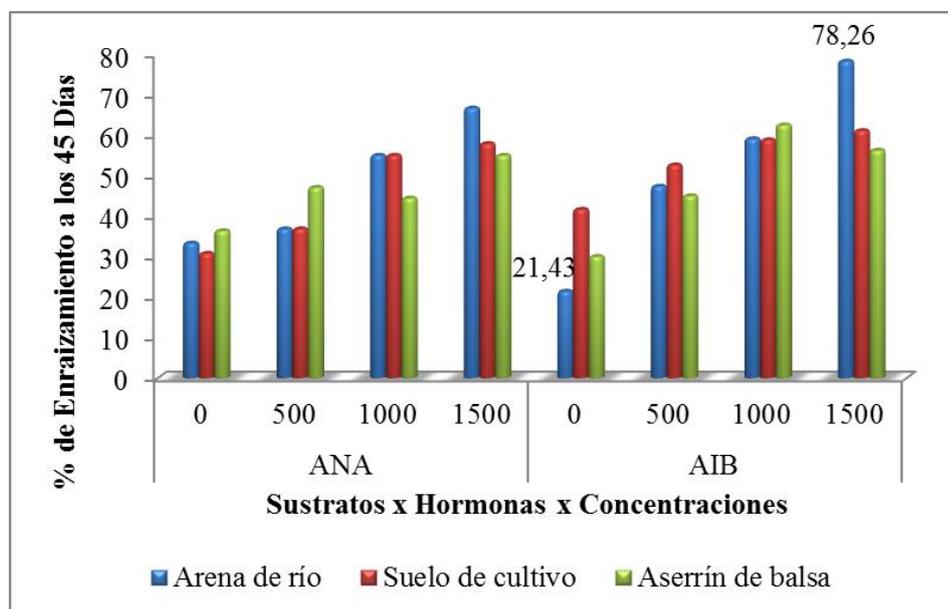


FIGURA 9. Porcentaje de enraizamiento a los 45 días.

c. Número de raíces por estaca

En el Cuadro 6, se detallan los promedios del número de raíces a los 45 días. De acuerdo con el análisis de varianza se establece alta significancia para los tratamientos, concentraciones, y las interacciones sustratos x hormonas, sustratos x concentraciones y sustratos x hormonas x concentraciones. Se reportó significancia para los sustratos, hormonas. No se encontraron diferencias

significativas para la interacción hormonas x concentración, el coeficiente de variación fue de 25,24%.

Los sustratos presentaron dos rangos de significancia, el sustrato arena presentó 5,44 raíces y el sustrato suelo presentó el menor número de 4,81, los resultados concuerdan con lo expresado por Weaver (1976), quien indica que el medio más usado para el enraizamiento es la arena, por contener nutrientes minerales y por ende no tiene capacidad amortiguadora con respecto a las sustancias químicas.

Las hormonas presentaron dos rangos de significancia estadística, el AIB registró 5,33 raíces y el ANA presentó 4,78 raíces.

Las concentraciones presentaron tres rangos de significancia, el mayor número de raíces se registró con la concentración de 1500 mg/L con 6,72 raíces, la concentración de 500 mg/L y 1000 mg/L, presentaron 5,81 y 5,83 raíces respectivamente en tanto que el menor número lo reportó la concentración sin hormona con 1,86. Los resultados difieren con lo obtenido por Ruiz y Mesén (2010) quienes obtuvieron 20 raíces con la concentración del 0,15%, 14,7 con la concentración del 0,10% y 3,5 con el tratamiento sin hormona. No obstante se observó la típica tendencia de las auxinas al aumentar su concentración, como se ha observado en muchas otras especies tropicales Mesén (1993), Mesén et al., (1996). El número de raíces producido por las estacas es altamente influenciado por la habilidad de la estaca a suplir carbohidratos, ya sea de reserva o producido mediante fotosíntesis, al área donde surgen las raíces Veierskov y Andersen (1982). Por lo tanto, las concentraciones de las auxinas ejercen efectos sobre la división celular y el transporte de sustancias hacia la base de la estaca, permiten el desarrollo de un mayor número de raíces, como se presentó en la investigación realizada.

En la interacción sustratos x hormonas el s1h2 (arena y AIB) muestra 5,75 raíces siendo el mayor número y el s2h1 (suelo y ANA) reportó el menor valor con 4 raíces.

En la interacción sustratos x concentraciones el s1c3 (arena y 1500 mg/L) presentó el mayor número de raíces de 8,17 siendo el mayor número y el menor número le corresponde al s1c0 (arena y 0 mg/L) con 1,75 raíces.

En la interacción hormonas x concentraciones el h2c3 (AIB y 1500 mg/L) muestra 6,78 raíces siendo el mayor número en tanto que el h1c0 (ANA y 0 mg/L) presenta 1,83 raíces.

En la Figura 10, se observa el promedio del número de raíces en la interacción sustratos x hormonas x concentraciones en el cual el s1h1c3 (arena + ANA + 1500 mg/L) tiene 10,17 raíces y el menor número presentan, el s1h1c0 (arena + ANA + 0 mg/L) y el s2h2c0 (suelo + AIB + 0 mg/L) con 1,67 raíces.

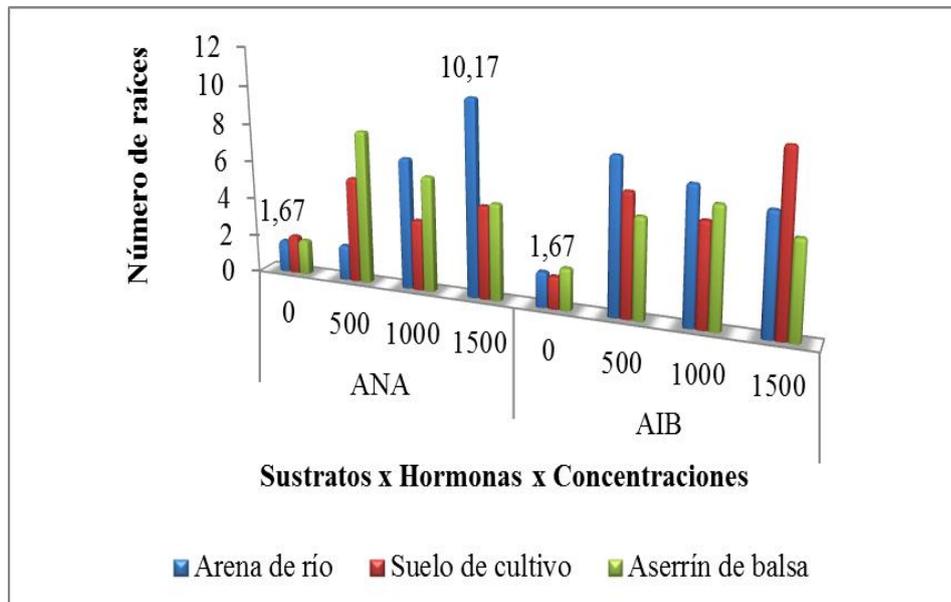


FIGURA 10. Número de raíces por estaca a los 45 días.

d. Longitud máxima de la raíz

En el Cuadro 6, se registran los promedios de longitud máxima de la raíz. Del análisis de varianza se determina alta significancia para los tratamientos, hormonas, concentraciones, y las interacciones sustratos x hormonas, hormonas x concentraciones y sustratos x hormonas x concentraciones, Se observó significancia en los sustratos y la interacción sustratos x concentraciones, el coeficiente de variación fue de 29,52%.

Los sustratos presentaron dos rangos de significancia, el sustrato arena registró la mayor longitud de 5,51 cm seguido por el sustrato suelo con 5,44 cm, estos valores concuerdan con lo expresado por Hartmann et al., (1990), quienes manifiestan que las estacas de algunas especies enraizadas en arena producen una raíz larga no ramificada y quebradiza, en contraste con los sistemas radiculares fibrosos y ramificados que se desarrollan en otros medios.

En lo referente a las hormonas el AIB reportó la mayor longitud con 5,64 cm y el ANA alcanzó el menor valor de 4,76 cm.

Las concentraciones presentan tres rangos de significancia, la concentración de 1500 mg/L reportó el mejor valor con 7,59 cm y la menor longitud se registra con el testigo con 1,18 cm posiblemente esto se deba a que las estacas con hormonas enraizaron antes que el testigo. La longitud de raíz es superior a la reportada Ruiz y Mesén (2010) quienes obtuvieron 4,3 cm con la concentración del 0,15%, esto se debe posiblemente a la longitud y diámetro de la estaca utilizada, ya que los investigadores utilizaron estacas con un diámetro entre 4,2 mm de diámetro y 8,0 cm de longitud, en tanto que en la investigación se utilizó estacas con un diámetro de 4,8 mm y 12,7 cm de longitud. Esto concuerda con Hartmann y Kester (1996) quienes señalan que las estacas más gruesas provenientes de la porción basal de las ramas, acumulan un mayor contenido de carbohidratos de reserva y posiblemente bajo la influencia de sustancias promotoras del enraizamiento, presenten una mayor probabilidad de inducir raíces.

En la interacción sustrato x hormona la mayor longitud lo presenta el s2h2 (suelo y AIB) con 6,52 cm y la menor longitud reporta el s2h1 (suelo y ANA) con 4,37 cm.

Con respecto a la interacción sustratos x concentraciones el s1c3 (arena y 1500 mg/L) presenta una longitud mayor de 8,17 cm en tanto que la menor longitud obtuvo el s1c0 (arena y 0 mg/L) con 0,95 cm.

En la interacción hormonas x concentración el h2c1 (AIB y 500 mg/L) alcanzó 9,01 cm siendo la longitud mayor y el h1c0 (ANA y 0 mg/L) registró la menor longitud de 1,10 cm.

En la Figura 11, que muestra la interacción sustratos x hormonas x concentraciones se observa que la mayor longitud alcanzó el s2h2c1 (suelo + AIB + 500 mg/L) con 11,09 cm y el s2h1c0 (suelo + ANA + 0 mg/L) obtuvo la menor longitud de 0,81 cm.

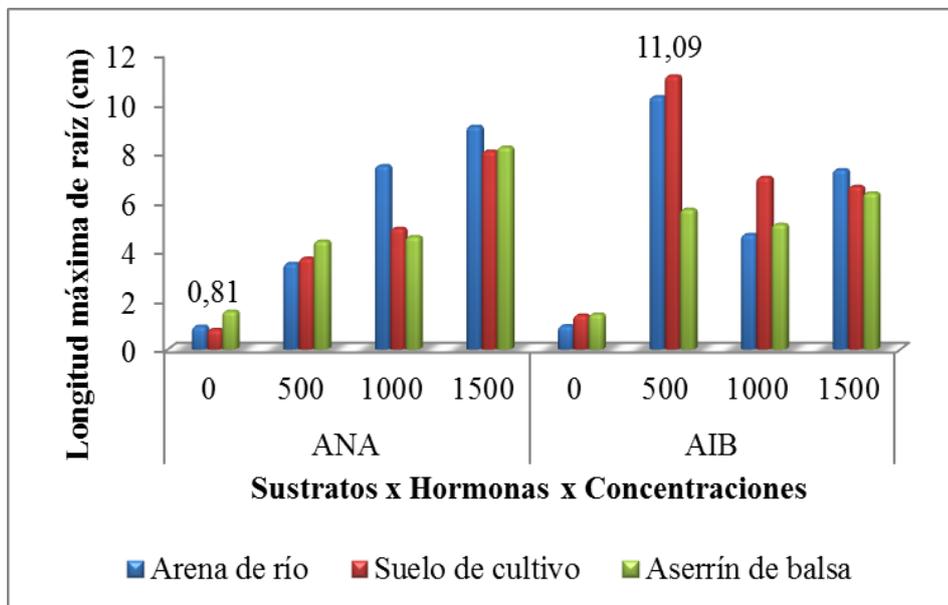


FIGURA 11. Longitud máxima de la raíz a los 45 días.

e. Número de yemas brotadas por estaca

En el Cuadro 7, se muestran los resultados del número de yemas brotadas por estaca a los 30 y 45 días. Del análisis de varianza se establece que a los 30 días solamente hubo alta significancia estadística para las concentraciones y significancia para los tratamientos, en tanto que no hubo significancia para los sustratos, hormonas, las interacciones sustratos x hormonas, sustratos x concentraciones, hormonas por concentraciones y sustratos x hormonas x concentraciones, el coeficiente de variación fue del 22,31%.

A los 45 días únicamente las concentraciones presentaron significancia estadística, en tanto que los tratamientos, sustratos, hormonas y las interacciones sustratos x hormonas, sustratos x concentraciones, hormonas x concentraciones y sustratos x hormonas x concentraciones no presentaron significancia estadística, el coeficiente de variación fue de 25,45%.

CUADRO 9. Promedios del número de yemas brotadas por estaca de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.), para los factores e interacciones a los 30 y 45 días, La Maná 2011.

	Yemas brotadas a 30 Días	Yemas brotadas a 45 Días
Sustratos		
S1	0,99 a	1,04 a
S2	1,10 a	1,05 a
S3	0,99 a	0,97 a
Hormonas		
H1	1,01 a	0,98 a
H2	1,04 a	1,06 a
Concentraciones		
C0	0,77 b	0,77 b
C1	1,11 a	1,16 a
C2	1,13 a	1,08 a
C3	1,09 a	1,06 a
Sustratos x Hormonas		
S1 x H1	1,01 a	1,04 a

	Yemas brotadas a 30 Días	Yemas brotadas a 45 Días
S1 x H2	0,97 a	1,04 a
S2 x H1	1,03 a	0,96 a
S2 x H2	1,17 a	1,13 a
S3 x H1	0,99 a	0,94 a
S3 x H2	0,98 a	1,01 a
Sustratos x Concentraciones		
S1 x C0	0,73 b	0,76 a
S1 x C1	1,02 ab	1,16 a
S1 x C2	1,10 ab	1,10 a
S1 x C3	1,10 ab	1,14 a
S2 x C0	0,83 b	0,80 a
S2 x C1	1,16 ab	1,24 a
S2 x C2	1,13 ab	1,15 a
S2 x C3	1,29 a	1,00 a
S3 x C0	0,76 b	0,77 a
S3 x C1	1,14 ab	1,08 a
S3 x C2	1,15 ab	1,00 a
S3 x C3	0,90 ab	1,04 a
Hormonas x Concentraciones		
H1 x C0	0,78 b	0,79 b
H1 x C1	1,07 ab	1,04 ab
H1 x C2	1,10 ab	1,09 ab
H1 x C3	1,09 ab	0,99 ab
H2 x C0	0,77 b	0,75 b
H2 x C1	1,14 a	1,28 a
H2 x C2	1,15 a	1,08 ab
H2 x C3	1,09 ab	1,12 ab
Sustratos x Hormonas x Concentraciones		
S1 x H1 x C0	0,76 a	0,80 a
S1 x H1 x C1	0,95 a	0,95 a
S1 x H1 x C2	1,24 a	1,25 a
S1 x H1 x C3	1,08 a	1,14 a
S1 x H2 x C0	0,69 a	0,71 a
S1 x H2 x C1	1,09 a	1,37 a
S1 x H2 x C2	0,96 a	0,95 a
S1 x H2 x C3	1,12 a	1,13 a
S2 x H1 x C0	0,80 a	0,85 a
S2 x H1 x C1	1,09 a	1,16 a
S2 x H1 x C2	1,00 a	0,95 a
S2 x H1 x C3	1,24 a	0,89 a
S2 x H2 x C0	0,86 a	0,75 a

	Yemas brotadas a 30 Días	Yemas brotadas a 45 Días
S2 x H2 x C1	1,23 a	1,32 a
S2 x H2 x C2	1,25 a	1,35 a
S2 x H2 x C3	1,33 a	1,11 a
S3 x H1 x C0	0,77 a	0,73 a
S3 x H1 x C1	1,17 a	1,00 a
S3 x H1 x C2	1,05 a	1,06 a
S3 x H1 x C3	0,96 a	0,95 a
S3 x H2 x C0	0,75 a	0,80 a
S3 x H2 x C1	1,10 a	1,15 a
S3 x H2 x C2	1,25 a	0,94 a
S3 x H2 x C3	0,83 a	1,13 a
CV (%)	22,31%	25,45%

Promedios con letras comunes no difieren estadísticamente según la prueba de Tukey ($p \leq 0,05$)

Los sustratos no presentaron diferencia estadística; el sustrato suelo reportó 1,10 yemas brotadas, y el sustrato arena y aserrín mostraron 0,99 yemas brotadas a los 30 días; en tanto que a los 45 días el sustrato suelo registró 1,05 yemas brotadas, y el sustrato aserrín 0,97 siendo el menor número de yemas brotadas.

Las hormonas no registraron significancia estadística a los 30 y 45 días.

Con respecto a las concentraciones se encuentra dos rangos de significancia estadística a los 30 días el mayor número de yemas brotadas presenta la concentración 1000 mg/L con 1,13 yemas brotadas y el menor número de yemas brotadas lo registra la concentración 0 mg/L con 0,77 yemas brotadas, también a los 45 días se establece dos rangos de significancia en la cual la concentración 500 mg/L registró 1,16 yemas brotadas y el menor número de yemas lo reportó la concentración 0 mg/L con 0,77 yemas brotadas. Posiblemente se puede manifestar que el número de yemas brotadas tiene relación con el número de yemas latentes en las estacas, esto concuerda con lo señalado por Hartmann et al., (1990), quienes señalan que en la propagación por estacas con yemas y hojas solo es necesario que se forme un nuevo sistema radical, puesto que ya existe un sistema ramal en

potencia (yema). Al no aplicar auxinas en las estacas de sachá inchi, el brote empezó a desarrollarse en la estaquilla antes que las raíces, este comportamiento también ha sido observado en otras especies Mesén (1993), y esto crea un punto de atracción de asimilados hacia los brotes en competencia con la base de la estaquilla, lo que reduce así la capacidad de esta para emitir raíces.

En la interacción sustratos x hormonas no se estableció significancia estadística a los 30 días, tampoco a 45 días.

En la interacción sustratos x concentraciones se determina dos rangos de significancia siendo el s2c3 (suelo y 1500 mg/L) el que presentó el mayor número de yemas brotadas con 1,29 en tanto que el menor número lo reportó el s1c0 (arena y 0 mg/L) con 0,73 yemas brotadas; a los 45 días no se registraron diferencias estadísticas.

Con referencia a la interacción hormonas x concentraciones se observa dos rangos de significancia a los 30 días, donde el h2c2 (AIB y 100 mg/L) tiene el mayor número de yemas brotadas con 1,15 y el menor número le corresponde al h2c0 (AIB y 0 mg/L) con 0,77 de yemas brotadas. En lo referente a los 45 días en el h2c1 (AIB y 500 mg/L) se encuentra el mayor número de yemas brotadas con 1,28 y el menor valor le corresponde al h2c0 (AIB y 0 mg/L) con 0,75 yemas brotadas.

En la Figura 12, se observa los promedios registrados del número de yemas brotadas a los 30 días, los cuales no presentan diferencia estadísticas y el s2h2c3 (suelo + AIB + 1500 mg/L) reporta el mayor número de yemas brotadas con 1,33 y el menor valor le corresponde al s1h2c0 (arena + AIB + 0 mg/L) con 0,69 yemas brotadas.

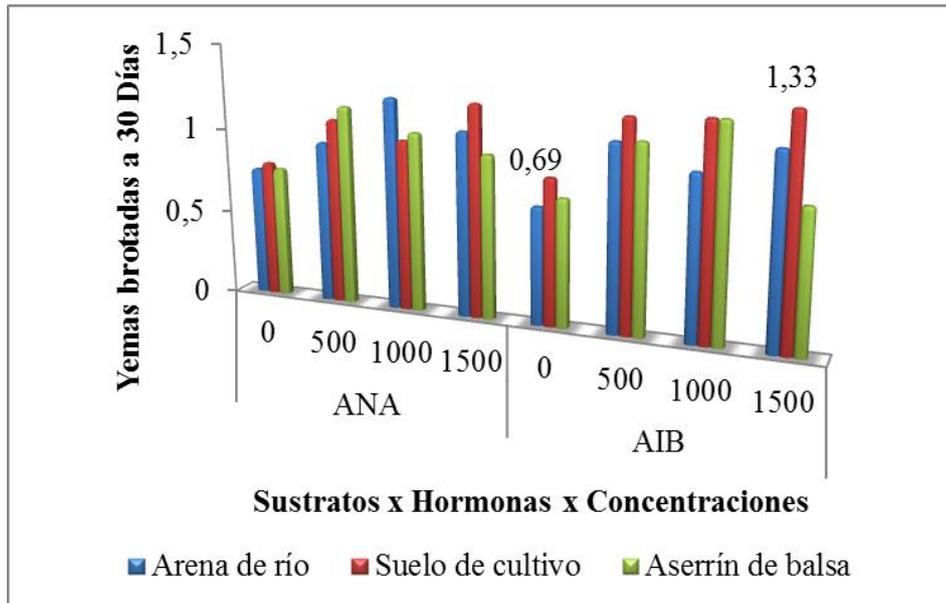


FIGURA 12. Yemas brotadas por estaca a los 30 días.

A los 45 días los promedios del número de yemas brotadas no muestran diferencia estadística, como se observa en la Figura 13, en la cual el mayor número de yemas brotadas presenta el s1h2c1 (arena + AIB + 500 mg/L) y el s3h1c0 (aserrín + ANA + 0 mg/L) con 0,73 yemas brotadas.

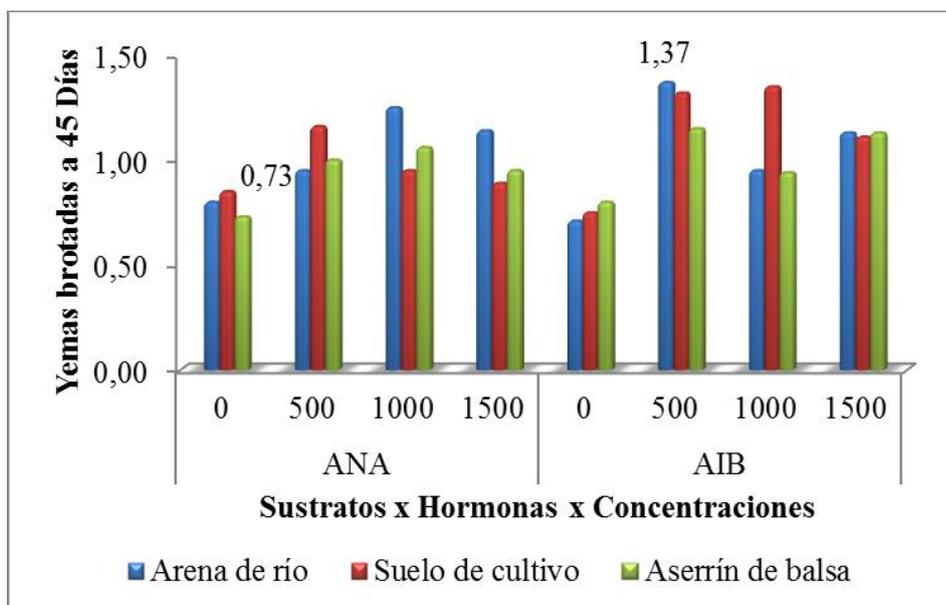


FIGURA 13. Yemas brotadas por estaca a los 45 días.

f. Análisis Económico

En el Cuadro 8, a los 45 días se estableció los costos de producción y el análisis económico se efectuó con la relación Beneficio-Costo = Beneficio neto/ Costos de producción, para cada uno de los tratamientos evaluados y se obtuvo los resultados siguientes:

El tratamiento que presentó el menor costo de producción por planta es el tratamiento T8 (Arena + AIB + 1500 mg/L.) con un valor de 0,23 USD y una relación beneficio/costo de 3,33, seguido por el tratamiento T4 (Arena + ANA + 1500 mg/L.) con un valor de 0,30 USD y una relación beneficio/costo de 2,37 en el sustrato arena; en lo que tiene que ver con el sustrato aserrín el T20 (Aserrín + ANA + 1500 mg/L.) presenta el menor valor, siendo de 0,37 USD y una relación beneficio/costo de 1,69 seguido por el T23 (Aserrín + AIB + 1000 mg/L.) teniendo un valor de 0,41 y una relación beneficio/costo de 1,45; mientras que en el sustrato suelo el T11 (Suelo + ANA + 1000 mg/L.), el T12 (Suelo + ANA + 1500 mg/L.) y el T16 (Suelo + AIB + 1500 mg/L.) presentan un igual valor de 0,38 USD y una relación beneficio/costo de 1,61.

En lo que respecta a los tratamientos sin hormonas el T1 (Arena + ANA + 0 mg/L.) y el T13 (Suelo + AIB + 0 mg/L.), en el sustrato arena y suelo en su orden, presentan un costo de producción por planta de 0,83 y 0,84 USD y una relación beneficio/costo de 0,20 y 0,19 respectivamente; en tanto que los demás tratamientos sin hormonas, el T5 (Arena + AIB + 0 mg/L.), en el sustrato arena; el T9 (Suelo + ANA + 0 mg/L.), en el sustrato suelo; el T17 (Aserrín + ANA + 0 mg/L.) y el T21 (Aserrín + AIB + 0mg/L.) en el sustrato aserrín; presentan un valor negativo en la relación beneficio/costo de -0,28, -0,05, -0,02 y -0,26 en su orden, ya que en estos sustratos se obtuvo el menor número de plantas vivas.

CUADRO 10. Análisis económico de los tratamientos.

Tratamientos	Codificación	Costo de producción	Total plantas	Costo por planta	Valor por planta	Total ingresos	Beneficio neto	Beneficio/Costo
T1	S1H1C0	4,150	5	0,83	1,00	5,00	0,85	0,20
T2	S1H1C1	4,152	7	0,59	1,00	7,00	2,85	0,69
T3	S1H1C2	4,153	11	0,38	1,00	11,00	6,85	1,65
T4	S1H1C3	4,155	14	0,30	1,00	14,00	9,85	2,37
T5	S1H2C0	4,150	3	1,38	1,00	3,00	-1,15	-0,28
T6	S1H2C1	4,152	9	0,46	1,00	9,00	4,85	1,17
T7	S1H2C2	4,153	13	0,32	1,00	13,00	8,85	2,13
T8	S1H2C3	4,155	18	0,23	1,00	18,00	13,85	3,33
T9	S2H1C0	4,210	4	1,05	1,00	4,00	-0,21	-0,05
T10	S2H1C1	4,212	7	0,60	1,00	7,00	2,79	0,66
T11	S2H1C2	4,213	11	0,38	1,00	11,00	6,79	1,61
T12	S2H1C3	4,215	11	0,38	1,00	11,00	6,79	1,61
T13	S2H2C0	4,210	5	0,84	1,00	5,00	0,79	0,19
T14	S2H2C1	4,212	10	0,42	1,00	10,00	5,79	1,37
T15	S2H2C2	4,213	10	0,42	1,00	10,00	5,79	1,37
T16	S2H2C3	4,215	11	0,38	1,00	11,00	6,79	1,61
T17	S3H1C0	4,080	4	1,02	1,00	4,00	-0,08	-0,02
T18	S3H1C1	4,082	8	0,51	1,00	8,00	3,92	0,96
T19	S3H1C2	4,083	8	0,51	1,00	8,00	3,92	0,96
T20	S3H1C3	4,085	11	0,37	1,00	11,00	6,92	1,69
T21	S3H2C0	4,080	3	1,36	1,00	3,00	-1,08	-0,26
T22	S3H2C1	4,082	9	0,45	1,00	9,00	4,92	1,21
T23	S3H2C2	4,083	10	0,41	1,00	10,00	5,92	1,45
T24	S3H2C3	4,085	9	0,45	1,00	9,00	4,92	1,20

CONCLUSIONES

- En la propagación de estacas de sachá inchi en tres tipos de sustratos con el uso del ácido naftaleno acético (ANA) e indol butírico (AIB) con diferentes concentraciones, se obtuvo buenos resultados, en las variables evaluadas, paralelamente las estacas sin hormona también enraizaron pero con resultados significativamente inferiores, sin embargo los resultados son menores a los reportados en otras investigaciones con la utilización de una metodología diferente de propagación.
- El mejor sustrato para la propagación de estacas de sachá inchi fue el sustrato arena.
- Los mejores resultados para las variables evaluadas se obtuvieron con el ácido indol butírico (AIB).
- La concentración con la cual se obtuvo mejores efectos para el enraizamiento de estacas de sachá inchi fue la concentración de 1500 mg/L tanto para el ácido naftaleno acético (ANA) y ácido indol butírico (AIB).
- La mejor interacción fue la de sustratos x concentraciones.
- De acuerdo con el análisis económico realizado, el tratamiento T8 (Arena + AIB + 1500 mg/L.), es el que presenta la mejor relación Beneficio/Costo de 3,33.

RECOMENDACIONES

- Utilizar el sustrato arena en la propagación de estacas de sachá inchi.
- Aplicar el ácido indol butírico (AIB) para lograr un buen enraizamiento de estacas de sachá inchi.
- Emplear la concentración de 1500 mg/L del ácido naftaleno acético (ANA) y ácido indol butírico (AIB), para la propagación de estacas de sachá inchi.
- Utilizar el tratamiento T8 (Arena + AIB + 1500 mg/L.), en la propagación de estacas de sachá inchi ya que es el que presenta la mejor relación Beneficio/Costo y una rentabilidad de 333%.
- Realizar nuevas investigaciones sobre el tema utilizando diferentes sustratos a los estudiados y diferentes combinaciones de las hormonas.
- Desarrollar otra metodología para la propagación asexual del sachá inchi que permita obtener mejores resultados.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ÁLVAREZ, L. y RIOS, S. 2009. Estudio de viabilidad económica del cultivo de *Plukenetia volubilis* Linneo, sacha inchi, en el departamento de San Martín. Serie: Avances Económicos N° 3. IIAP Iquitos. 66 p.
- BARTOLLINI, F. y PETRUCCELLI, R. 1992. Materiales para la preparación de sustratos. Hortofruticultura. 11: 1 - 8.
- BEAULIEV, R. 1973. Reguladores de crecimiento, Barcelona. Editorial Oikos-Tau.s.a. 12 p.
- BLAZICH F.A. 1988. Chemicals and formulations used to promote adventitious rooting, pp. 132-149. In: T.D. Davis, B.E. Haissig and N. Sankhla (eds). Adventitious Root Formation in Cuttings. B.E. Dioscorides Press, EE. UU.
- BRACK, A. 2009. *Plukenetia volubilis* L. Diccionario Enciclopédico de Plantas Útiles del Perú. PNUD. Cuzco – Perú. 550 p.
- BRADY, N; WEIL, R. 1999. The nature and properties of soil. 12 th ed. New Jersey, U.S.A. 879 p.
- BUSTAMANTE, M. 2011. Aplicación hormonal en la germinación de Sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.). Tesis de Grado, Ingeniería Agropecuaria. Unidad de Estudios a Distancia. Carrera Agropecuaria. Universidad Técnica Estatal de Quevedo. 51 p.
- CASANOVA, J. y FON, Y. 2001. Evaluación de diferentes concentraciones de hormonas y sustratos para la propagación por esquejes de Pimienta negra (*Piper nigrum* L.). Tesis de Grado, Ingeniería

Agronómica. Escuela de Ingeniería Agronómica. Universidad Técnica Estatal de Quevedo. 72 p.

CASTRO, P. 2007. Sacha inchi: situación actual del cultivo y oportunidades de mercado. Dirección de Promoción Agraria de San Martín. – Dirección Regional Agraria de San Martín.

CID, B. 1993. Materiales utilizados en la elaboración de sustratos. Agrícola Vergel 141 (12): 492 - 501.

CIED (Centro de Investigación, Educación y Desarrollo) 2008. Protocolo del Cultivode Sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.). Informe Final de Resultados Técnicos. La Merced. 67 p.

CONTRERAS, L., *et al.* 2005. Manual agropecuario. Bogotá Colombia, Ed. Océano. p. 680-685

CROZON, J. y NEYROUD, J. 1990. Etude des caractéristiques physiques de quelques subatrats en horticultures. Review Suisse. Viticulture, Arboriculture, Horticulture 22(6): 441-446.

FOTH, H. 1985. Fundamentos de las Ciencias del Suelo. Trad. Por Antonio Marino Ambrasio, Ph.D. México, D.F. Continental. 433 p.

GILLESPIE, L.1993. A synopsis of neotropical *Plukenetia* (Euphorbiaceae) including two new species. Systematic Botany 18 (4): p. 575 – 592.

HARTMANN, H; KESTER, D and DAVIES, F. 1990. Plant propagation, principles and practices. New Jersey, Prentice Hall. 647 p.

- LEAKEY, R. et al., 1990. Low technology techniques for the vegetative propagation of tropical trees. *Commonwealth Forestry Review* 69(3): p. 247-257
- LOACH, K. 1988. Controlling environmental conditions to improve adventitious rooting, pp. 248-273. In: T.D. Davis, B.E. Haissig and N. Sankhla (eds). *Adventitious Root Formation in Cuttings*. BE Dioscorides Press, EE. UU.
- MAISTRE, J. 1969. *Las plantas de especias*. Editorial Blume Madrid, pp. 122 – 209.
- MANCO, E. 2006. *Informes de Situación y Avances del Cultivo de sacha inchi en el Perú*. Subdirección de Recursos Genéticos y Biotecnología. INIEA. E.E. “El Porvenir”, Tarapoto, Perú. 11 p.
- MARCO, E. 2006. *Informe del Estado de Situacional del cultivo de Sacha Inchi en condiciones de conservación Ex Situ*. Subdirección de recursos Genéticos y Biotecnología, Programa Nacional de investigación en recursos Genéticos. E.A.A “El Porvenir” 6 p.
- MCBRIDE, J. 1951. Euphorbiaceae. In *Flora of Perú*. Botanical Series vol. 13, Part III A. Field Museum of Natural History. Chicago, USA. p. 115-118.
- MESSERER, D. 1998. *Sustratos alternativos en la propagación de palto (Persea americana)*. Taller de licenciatura. Área de fruticultura. Facultad de agronomía. Universidad Católica de Valparaíso. Quillota, Chile. 65 p.
- ORTEGA, S. 2005. *Fenología Agrícola. Manual Técnico*. INIPA Lima. 46 p.

- PACHECO, R. 1994. Ensayo sobre el uso de hormonas sintéticas en la propagación del cacao por ramilla. Tesis Ing. Agr. Facultad de Ciencias Agrícolas y Medicina Veterinaria, Universidad Central del Ecuador. p. 57.
- PHILLIPS, J. 1975. Apical dominance. Annual Review of Plant Physiology 26: 341- 367.
- RANGUPACORP S.A. 2012. Departamento de información. Quevedo – Ecuador.
- RUIZ, H. y MESÉN, F. 2010. Efecto del ácido indolbutírico y tipo de estaquilla en el enraizamiento de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.), Nota Técnica. p. 259-267
- SALINGER, J. 1991. Producción comercial de flores. España, Acribia. 371 p.
- SÁNCHEZ R. y AMIQUERO B. 2004. Manual de cultivo de sachá inchi. Agroservicios LIMAG. Lima. 46 p.
- SCHROO, H. 1959. Realidad práctica acerca de la fertilidad del suelo, la nutrición del cultivo y la fertilización en los países tropicales. Utrecht Albatyros Superfosfato Briekn NV. 66 p.
- VALLES, C. 2005. Sachá Inchi, Importante Oleaginosa Selvática. Pura Selva. p.40-41
- VEIERSKOV B., ANDERSEN A.S. 1982. Dynamics of extractable carbohydrates in *Pisum sativum*. III. The effect of IAA and temperature on content and translocation of carbohydrates in pea cuttings during rooting. *Physiologia Plantarum* 55:179-182.

- VITERI, P. 1988. Enraizamiento de brotes tiernos de tabaco, utilizando ácido Indol –butírico en cuatro sustratos. Tesis Ing. Agr. Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad Central del Ecuador. 211 p.
- WEAVER, R. 1976. Reguladores de crecimiento de las plantas en la agricultura. Editorial Trillas, México. p. 146 – 150.
- WILSON J., 1994. Contributions of the leaves and axillary shoots to rooting in *Eucalyptus grandis* Hill ex Maid stem cuttings. *Journal of Horticultural Science* 69(6):999-1007.
- ZOBEL B., TALBERT J. 1988. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. Ed. Limusa, México. 554 p.

APÉNDICE

CUADRO 1. Cuadro del Análisis de Varianza para el porcentaje de supervivencia a los 30 días.

Fuente de Variación	SC	gl	CM	F	
Tratamientos	14511,69	23	630,94	46,72	**
Sustratos	769,33	2	384,67	28,48	**
Hormonas	0	1	0	0	Ns
Concentración	10967,07	3	3655,7	270,69	**
Sustratos*Hormonas	175,03	2	87,51	6,48	**
Sustratos*Concentración	1875,19	6	312,53	23,14	**
Hormonas*Concentración	500,07	3	166,69	12,34	**
Sustratos*Hormonas*Concentración	225,11	6	37,5	2,78	*
Error		48			
Total		71			

CV 5,29%
 ** Altamente significativo
 * Significativo
 Ns No significativo

CUADRO 2. Cuadro del Análisis de Varianza para el porcentaje de supervivencia a los 45 días.

Fuente de Variación	SC	gl	CM	F	
Tratamientos	9061,61	23	393,98	27,72	**
Sustratos	1336,06	2	668,03	47	**
Hormonas	50,05	1	50,05	3,52	Ns
Concentración	6505,46	3	2168,5	152,57	**
Sustratos*Hormonas	158,37	2	79,18	5,57	**
Sustratos*Concentración	386,52	6	64,42	4,53	**
Hormonas*Concentración	150,05	3	50,02	3,52	*
Sustratos*Hormonas*Concentración	475,1	6	79,18	5,57	**
Error	682,24	48	14,21		
Total	9743,85	71			

CV 6,49%
 ** Altamente significativo
 * Significativo
 Ns No significativo

CUADRO 3. Cuadro del Análisis de Varianza para el porcentaje de enraizamiento a los 45 días.

Fuente de Variación	SC	gl	CM	F	
Tratamientos	12593,6	23	547,55	17,58	**
Sustratos	99,51	2	49,75	1,6	Ns
Hormonas	434,09	1	434,09	13,93	**
Concentración	9567,31	3	3189,1	102,37	**
Sustratos*Hormonas	113,81	2	56,91	1,83	Ns
Sustratos*Concentración	1173,2	6	195,53	6,28	**
Hormonas*Concentración	353,45	3	117,82	3,78	*
Sustratos*Hormonas*Concentración	852,24	6	142,04	4,56	**
Error	1495,28	48	31,15		
Total	14088,89	71			

CV 11,46%
 ** Altamente significativo
 * Significativo
 Ns No significativo

CUADRO 4. Cuadro del Análisis de Varianza para el número de raíces por estaca a los 45 días.

Fuente de Variación	SC	gl	CM	F	
Tratamientos	878,22	23	38,18	23,46	**
Sustratos	10,76	2	5,38	3,31	*
Hormonas	11,11	1	11,11	6,83	*
Concentración	509,39	3	169,80	104,31	**
Sustratos*Hormonas	29,35	2	14,67	9,01	**
Sustratos*Concentración	104,24	6	17,37	10,67	**
Hormonas*Concentración	10,39	3	3,46	2,13	Ns
Sustratos*Hormonas*Concentración	202,99	6	33,83	20,78	**
Error	195,33	120	1,63		
Total	1073,56	143			

CV 25,24%
 ** Altamente significativo
 * Significativo
 Ns No significativo

CUADRO 5. Cuadro del Análisis de Varianza para la longitud máxima de raíz a los 45 días.

Fuente de Variación	SC	gl	CM	F	
Tratamientos	1274,04	23	55,39	23,51	**
Sustratos	21,81	2	10,9	4,63	*
Hormonas	28,32	1	28,32	12,02	**
Concentración	848,12	3	282,71	119,96	**
Sustratos*Hormonas	30,94	2	15,47	6,56	**
Sustratos*Concentración	34,35	6	5,73	2,43	*
Hormonas*Concentración	235,97	3	78,66	33,38	**
Sustratos*Hormonas*Concentración	74,54	6	12,42	5,27	**
Error	282,79	120	2,36		
Total	1556,84	143			

CV 29,52%
 ** Altamente significativo
 * Significativo
 Ns No significativo

CUADRO 6. Cuadro del Análisis de Varianza para el número de yemas brotadas por estaca a los 30 días.

Fuente de Variación	SC	gl	CM	F	
Tratamientos	2,49	23	0,11	2,08	*
Sustratos	0,21	2	0,1	2,01	Ns
Hormonas	0,02	1	0,02	0,29	Ns
Concentración	1,53	3	0,51	9,8	**
Sustratos*Hormonas	0,11	2	0,05	1,01	Ns
Sustratos*Concentración	0,36	6	0,06	1,14	Ns
Hormonas*Concentración	0,02	3	0,01	0,14	Ns
Sustratos*Hormonas*Concentración	0,25	6	0,04	0,79	Ns
Error	2,5	48	0,05		
Total	5	71			

CV 22,31%
 ** Altamente significativo
 * Significativo
 Ns No significativo

CUADRO 7. Cuadro del Análisis de Varianza para el número de yemas brotadas por estaca a los 45 días.

Fuente de Variación	SC	gl	CM	F	
Tratamientos	2,64	23	0,11	1,71	Ns
Sustratos	0,09	2	0,04	0,63	Ns
Hormonas	0,12	1	0,12	1,79	Ns
Concentración	1,54	3	0,51	7,62	*
Sustratos*Hormonas	0,08	2	0,04	0,62	Ns
Sustratos*Concentración	0,13	6	0,02	0,32	Ns
Hormonas*Concentración	0,23	3	0,08	1,14	Ns
Sustratos*Hormonas*Concentración	0,46	6	0,08	1,13	Ns
Error	3,23	48	0,07		
Total	5,87	71			

CV

25,46%

**

Altamente significativo

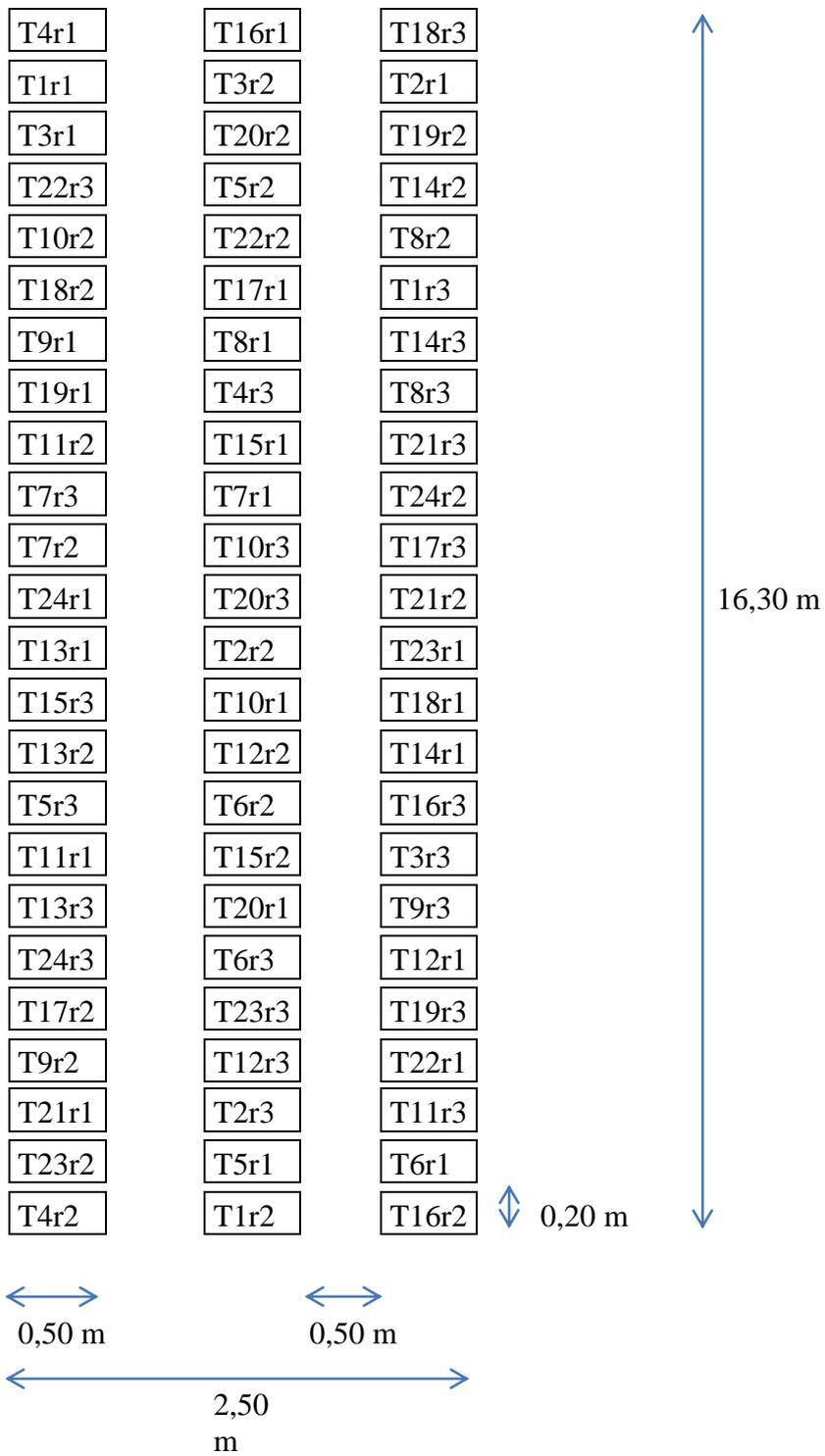
*

Significativo

Ns

No significativo

CUADRO 8. Esquema del ensayo.



CUADRO 9. Costos de producción.

Tratamientos	Insumos								Materiales						Mano de Obra			Costo Total
	ANA	AIB	Agua D.	Alcohol	Sustrato	Estacas	Fung.	Insect.	Sarán	Plástico	Alambre	Mang.	Caña	Fundas	Recole.	Siembra	Constr.	
T1			0,02	0,06	0,25	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,150
T2	0,0015		0,02	0,06	0,25	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,152
T3	0,003		0,02	0,06	0,25	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,153
T4	0,0045		0,02	0,06	0,25	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,155
T5			0,02	0,06	0,25	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,150
T6		0,0015	0,02	0,06	0,25	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,152
T7		0,003	0,02	0,06	0,25	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,153
T8		0,0045	0,02	0,06	0,25	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,155
T9			0,02	0,06	0,31	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,210
T10	0,0015		0,02	0,06	0,31	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,212
T11	0,003		0,02	0,06	0,31	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,213
T12	0,0045		0,02	0,06	0,31	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,215
T13			0,02	0,06	0,31	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,210
T14		0,0015	0,02	0,06	0,31	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,212
T15		0,003	0,02	0,06	0,31	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,213
T16		0,0045	0,02	0,06	0,31	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,215
T17			0,02	0,06	0,18	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,080
T18	0,0015		0,02	0,06	0,18	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,082
T19	0,003		0,02	0,06	0,18	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,083
T20	0,0045		0,02	0,06	0,18	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,085
T21			0,02	0,06	0,18	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,080
T22		0,0015	0,02	0,06	0,18	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,082
T23		0,003	0,02	0,06	0,18	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,083
T24		0,0045	0,02	0,06	0,18	0,3	0,26	0,12	0,11	0,14	0,03	0,15	0,02	0,19	0,5	0,5	1,5	4,085

CUADRO 10. Datos del porcentaje de supervivencia a los 30, 45 días y porcentaje de enraizamiento a los 45 días.

Tratamientos	% Supervivencia a 30 días			% Supervivencia a 45 días			% Enraizamiento a 45 días		
	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3
T1	53,89	57,25	58,87	55,89	46,89	47,22	35,65	24,85	39,49
T2	72,76	65,12	72,12	64,76	59,79	65,44	37,50	35,44	37,58
T3	87,65	78,64	83,7	68,65	62,24	69,12	59,65	58,60	46,75
T4	89,65	85,41	84,95	75,67	64,12	70,21	75,20	60,49	64,32
T5	45,83	54,69	59,47	49,65	45,68	44,68	23,93	20,81	19,55
T6	79,86	71,48	78,67	65,77	61,45	62,77	54,63	50,05	37,43
T7	85,56	81,57	72,87	76,78	72,56	70,65	64,44	55,84	56,99
T8	86,65	81,23	82,11	78,87	76,65	74,49	70,06	80,13	84,59
T9	55,78	48,53	45,69	44,31	40,12	45,56	25,89	34,77	31,65
T10	75,66	73,47	70,86	65,8	61,78	62,41	41,88	38,56	30,08
T11	77,98	74,92	77,11	68,75	65,43	65,83	56,57	52,22	56,21
T12	73,57	69,92	66,51	66,71	62,45	60,83	60,35	55,47	57,85
T13	48,56	43,67	47,78	43,37	42,34	34,29	44,77	39,09	41,15
T14	76,56	71,64	71,79	65,57	61,25	63,17	55,61	49,15	53,13
T15	68,76	64,56	66,69	58,67	53,75	57,59	61,67	58,33	56,46
T16	73,33	71,54	65,13	62,31	59,78	57,91	64,69	60,29	58,35
T17	39,58	46,45	43,96	38,67	34,65	36,69	44,38	30,45	34,25
T18	77,88	76,52	75,61	57,81	55,83	56,37	47,18	41,22	52,78
T19	68,73	64,37	66,91	65,54	59,98	54,48	50,11	32,46	50,75
T20	83,56	78,68	77,76	68,91	57,76	73,34	59,25	58,25	47,50
T21	38,65	42,65	38,70	34,32	31,75	33,92	35,00	30,25	24,75
T22	95,78	97,86	96,37	68,69	65,59	65,73	51,86	39,55	43,59
T23	68,56	61,34	70,11	57,43	51,75	50,81	64,75	59,52	63,23
T24	83,65	79,52	76,83	55,58	58,76	45,65	56,68	54,21	57,86

CUADRO 11. Datos del número de raíces a los 45 días.

Tratamientos	Número de raíces a 45 días					
	R1		R2		R3	
T1	2	1	2	3	1	1
T2	2	1	2	3	1	2
T3	7	7	6	7	8	6
T4	12	10	9	10	11	9
T5	2	2	2	1	3	1
T6	7	6	7	9	8	11
T7	6	7	7	8	7	7
T8	6	5	6	7	5	8
T9	1	3	2	3	1	2
T10	5	6	5	4	7	6
T11	3	4	4	5	3	3
T12	5	4	5	4	5	6
T13	1	2	3	2	1	1
T14	4	7	6	8	6	7
T15	5	4	5	8	4	6
T16	9	8	6	9	11	12
T17	2	1	2	3	2	1
T18	7	8	5	11	9	8
T19	6	4	5	8	7	6
T20	4	4	2	6	7	7
T21	1	4	2	3	1	2
T22	6	3	5	7	4	6
T23	8	4	6	5	8	6
T24	5	4	5	5	7	4

CUADRO 12. Datos de la longitud máxima de raíz a los 45 días (cm).

Tratamientos	Longitud máxima de raíz a 45 días (cm)					
	R1		R2		R3	
T1	0,70	1,00	0,85	1,20	0,90	1,00
T2	3,30	2,65	2,98	4,40	3,10	4,50
T3	4,45	7,60	6,03	8,60	8,70	9,30
T4	9,05	5,25	7,15	10,56	10,70	11,60
T5	0,53	0,85	0,85	1,10	1,25	1,17
T6	4,75	10,90	10,83	11,79	10,56	12,65
T7	4,15	2,85	3,50	5,20	7,30	4,95
T8	6,95	5,80	4,38	8,67	10,70	7,25
T9	0,35	0,70	0,53	0,45	1,56	1,25
T10	3,65	3,20	2,43	5,56	2,78	4,59
T11	4,30	4,95	4,63	5,70	4,24	5,65
T12	8,30	5,60	6,95	9,76	8,42	9,21
T13	0,43	1,26	1,53	1,27	2,48	1,34
T14	8,71	9,97	10,98	12,55	11,23	13,12
T15	4,90	7,65	3,28	5,72	7,86	12,46
T16	5,80	6,50	4,47	7,65	8,44	6,78
T17	0,50	1,85	1,18	1,15	2,76	1,85
T18	4,35	3,00	2,18	6,63	4,67	5,49
T19	4,55	3,50	3,53	6,54	4,77	4,52
T20	9,15	6,90	6,45	8,65	6,88	11,16
T21	0,67	1,67	1,53	2,67	0,78	1,25
T22	5,75	5,10	5,43	6,58	4,31	6,90
T23	4,70	3,50	4,10	5,88	6,59	5,67
T24	6,30	6,50	4,50	7,32	5,87	7,52

CUADRO 13. Datos del número de yemas a los 30 y 45 días.

Tratamientos	Número de yemas a 30 días			Número de yemas a 45 días		
	R1	R2	R3	R1	R2	R3
T1	0,78	0,76	0,74	0,90	0,60	0,90
T2	1,00	0,89	0,96	0,60	1,55	0,70
T3	1,32	1,10	1,30	1,48	1,32	0,95
T4	0,98	1,05	1,21	1,20	0,72	1,50
T5	0,70	0,56	0,81	0,90	0,80	0,43
T6	1,30	1,00	0,97	1,63	1,38	1,10
T7	1,10	0,98	0,80	1,10	0,75	1,00
T8	1,30	1,10	0,96	1,47	1,10	0,82
T9	0,70	0,80	0,90	0,60	0,85	1,10
T10	1,14	0,93	1,20	1,40	0,92	1,16
T11	1,20	1,00	0,80	1,10	0,85	0,90
T12	1,30	1,17	1,25	1,00	0,70	0,97
T13	0,63	1,15	0,80	0,60	0,75	0,90
T14	1,40	0,98	1,31	1,17	1,64	1,15
T15	1,55	1,00	1,20	1,46	1,24	1,35
T16	1,60	1,15	1,24	0,80	1,43	1,10
T17	0,90	0,61	0,80	0,90	0,44	0,85
T18	1,60	1,20	0,71	0,80	1,30	0,90
T19	1,20	0,70	1,25	1,40	0,67	1,11
T20	0,60	1,40	0,88	1,20	0,90	0,75
T21	0,55	1,10	0,60	0,90	0,50	1,00
T22	1,40	1,10	0,80	1,05	1,10	1,30
T23	1,50	1,05	1,20	0,94	1,05	0,83
T24	0,85	1,10	0,54	1,25	1,14	1,00



Figura 1. Sustrato arena



Figura 2. Sustrato suelo



Figura 3. Sustrato aserrín



Figura 4. Planta de Sacha inchi proveedora de estacas



Figura 5. Corte de la estaca de la planta madre



Figura 6. Cámara de polietileno



Figura 7. Siembra de estacas en los sustratos



Figura 8. Sistema de riego en la cámara



Figura 9. Estacas enraizadas en el sustrato arena



Figura 10. Estacas enraizadas en el sustrato suelo



Figura 11. Estacas enraizadas en el sustrato aserrín



Figura 12. Estacas con yemas brotadas en proceso de aclimatación



Figura 13. Plántula propagada por estaca en el sustrato arena sembrada en el campo.



Figura 14. Planta propagada por estaca en el sustrato arena a 90 días del trasplante.



Figura 15. Plántula propagada por estaca en el sustrato suelo sembrada en el campo.



Figura 16. Planta propagada por estaca en el sustrato suelo a 90 días del trasplante.



Figura 17. Plántula propagada por estaca en el sustrato aserrín sembrada en el campo



Figura 18. Planta propagada por estaca en el sustrato aserrín a 90 días del trasplante.