



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN – TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



TESIS

**DOSIS DE FITOHORMONAS EN LA PRODUCCIÓN DE
PLANTAS DE PIÑÓN BLANCO (*Jatropha curcas* L.) EN
CÁMARAS DE SUB IRRIGACIÓN EN LA ESTACIÓN
EXPERIMENTAL EL PORVENIR - JUAN GUERRA**

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

PRESENTADO POR:

Bach. GERARDO ACUÑA NUÑEZ

TARAPOTO – PERÚ

2011

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE AGRONOMÍA

ÁREA DE MEJORAMIENTO Y PROTECCIÓN DE CULTIVOS

TESIS

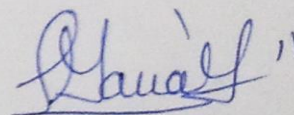
**DOSIS DE FITOHORMONAS EN LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS DE
PIÑÓN BLANCO (*Jatropha curcas* L.) EN CÁMARAS DE SUB
IRRIGACIÓN EN LA ESTACIÓN EXPERIMENTAL EL PORVENIR -
JUAN GUERRA**

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO AGRÓNOMO



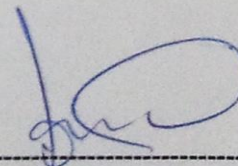
Ing. M.Sc. Guillermo Vásquez Ramírez
PRESIDENTE



Ing. M.Sc. Patricia Elena García González
MIEMBRO



Ing. Jorge Luis Peláez Rivera
MIEMBRO



Ing. Segundo Darío Maldonado Vásquez
ASESOR

TARAPOTO – PERÚ

2011

DEDICATORIA

Doy gracias a Dios por su amor y
misericordia que día a día me da la vida, por
haber hecho posible la conclusión de mis estudios

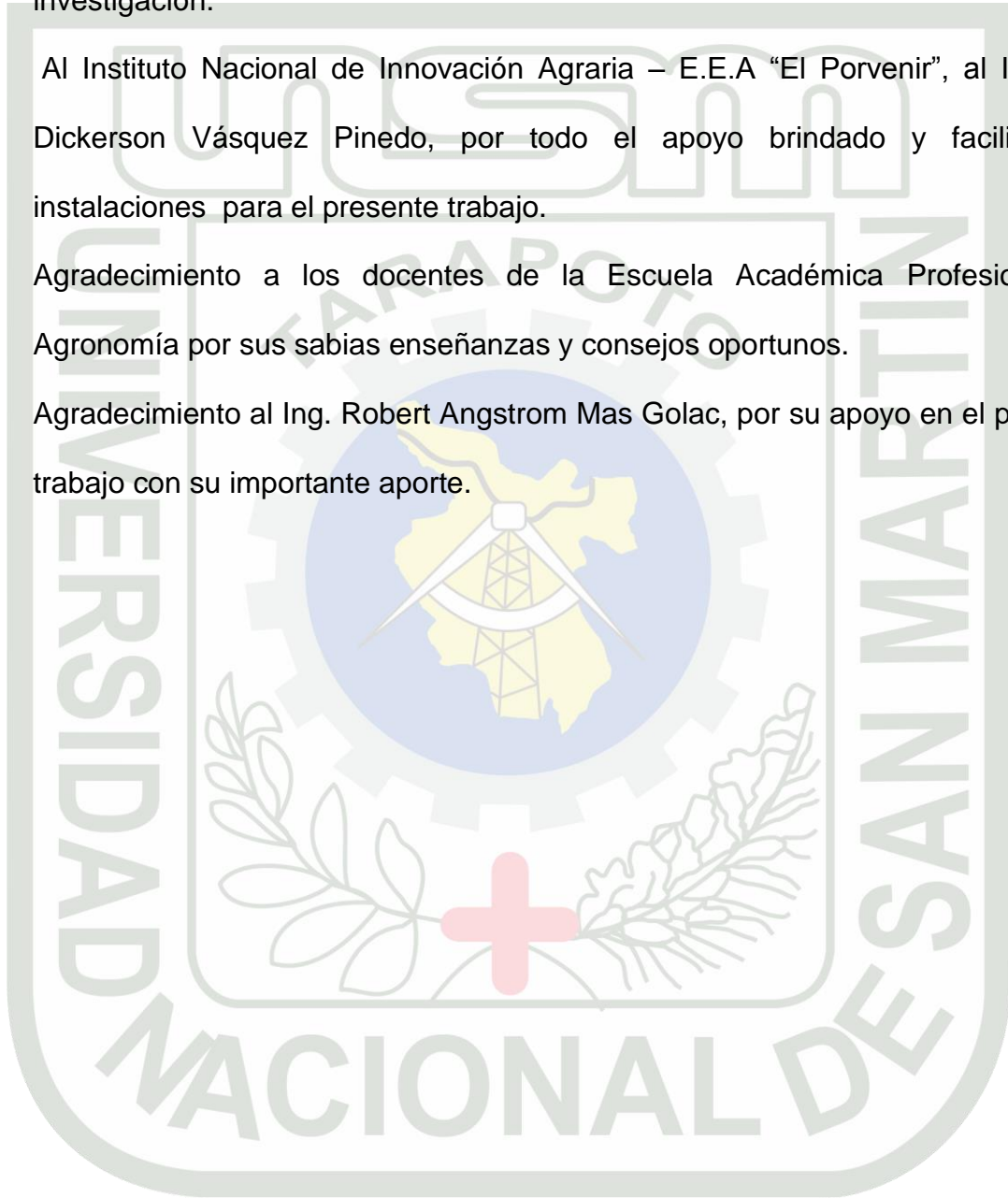
Con mucho cariño
a mis padres Bernardo Acuña
y María Faustina Nuñez por su
apoyo material y moral

A mí enamorada Shirley
Amaringo por su amor y por
el apoyo moral constante

A mis Hermanos, Edilbrando, Jhanet,
Marino, Isaito, Maricruz y Adrian
por su apoyo permanente.

AGRADECIMIENTO

- Al Ing. Segundo Darío Maldonado Vásquez, asesor del presente trabajo de investigación.
- Al Instituto Nacional de Innovación Agraria – E.E.A “El Porvenir”, al Ing. Jim Dickerson Vásquez Pinedo, por todo el apoyo brindado y facilitar las instalaciones para el presente trabajo.
- Agradecimiento a los docentes de la Escuela Académica Profesional de Agronomía por sus sabias enseñanzas y consejos oportunos.
- Agradecimiento al Ing. Robert Angstrom Mas Golac, por su apoyo en el presente trabajo con su importante aporte.



ÍNDICE

	Página
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. OBJETIVOS.....	2
III. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
3.1. Origen del piñón blanco.....	3
3.2. Clasificación taxonómica de la especie en estudio.....	3
3.3. Características morfológicas de las especies en estudio.....	3
3.4. Características edafoclimáticas para el cultivo	4
3.5. Exigencia de nutrientes.....	6
3.6. Propagación asexual o vegetativa.....	6
3.7. Propagación vegetativa a través de estacas.....	6
3.8. Ventajas de la propagación vegetativa mediante enraizamiento de estacas....	7
3.9. Origen anatómico de las raíces.....	8
3.10. Fisiología del enraizamiento.....	10
3.11. Desinfección del sustrato.....	12
3.12. Inductores de crecimiento.....	12
3.13. Tratamiento de las estacas con reguladores de crecimiento.....	13
3.14. Factores ambientales que condicionan el enraizamiento de estacas.....	14
3.15. El propagador de sub irrigación.....	18

3.16. Experiencias en investigaciones de propagación asexual en cámaras de sub irrigación.....	20
IV. MATERIALES Y MÉTODOS.....	21
4.1. Ubicación del experimento.....	21
4.1.1. Ubicación política.....	21
4.1.2. Ubicación geográfica.....	21
4.1.3. Condiciones climáticas.....	22
4.2. Metodología del experimento.....	22
4.2.1. Diseño experimental.....	22
4.2.2. Metodología.....	23
4.3. Parámetros evaluados.....	28
4.3.1. Porcentaje de supervivencia (%).....	28
4.3.2. Número de raíces.....	28
4.3.3. Diámetro de raíces.....	28
4.3.4. Longitud de raíces.....	28
4.3.5. Tiempo en enraizar según la concentración de la solución enraizadora (días).....	28
V. RESULTADOS	29
5.1. Porcentaje de supervivencia.....	29
5.2. Número de raíces.....	30

5.3. Diámetro de raíces (cm).....	31
5.4. Longitud de raíces (cm).....	32
5.5. Tiempo en enraizar según la concentración de la solución enraizadora (días)..	33
VI. DISCUSIONES.....	34
VII. CONCLUSIONES.....	39
VIII. RECOMENDACIONES.....	40
IX. BIBLIOGRAFÍA.....	41
RESUMEN.....	45
SUMMARY.....	46



ÍNDICE DE CUADROS

	Página
1. Condiciones microclimaticas dentro de la cámara de sub irrigación, INIA – Juan Guerra.....	22
2. Tratamientos en estudio.....	22
3. Análisis de varianza para el porcentaje de supervivencia de las estaquillas de <i>Jatropha curcas</i> L., sembradas en la cámara de sub irrigación	29
4. Análisis de varianza para el número de raíces de las estaquillas de <i>Jatropha curcas</i> L., sembradas en la cámara de sub irrigación	30
5. Análisis de varianza para el diámetro de raíces de las estaquillas de <i>Jatropha curcas</i> L., sembradas en la cámara de sub irrigación	31
6. Análisis de varianza para longitud de raíces de las estaquillas de <i>Jatropha curcas</i> L., sembradas en la cámara de sub irrigación.....	32
7. Análisis de varianza para el tiempo de enraizamiento según la concentración de la solución enraizadora de las estaquillas de <i>Jatropha curcas</i> L., sembradas en la cámara de sub irrigación.....	33

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Página

1.	Prueba de Duncan para el porcentaje de supervivencia de las estaquillas de <i>Jatropha curcas</i> L., sembradas en la cámara de sub irrigación	29
2.	Prueba de Duncan para el número de raíces de las estaquillas de <i>Jatropha curcas</i> L., sembradas en la cámara de sub irrigación	30
3.	Prueba de Duncan para el diámetro de raíces de las estaquillas de <i>Jatropha curcas</i> L., sembradas en la cámara de sub irrigación	31
4.	Prueba de Duncan para longitud de raíces de las estaquillas de <i>Jatropha curcas</i> L., sembradas en la cámara de sub irrigación.....	32
5.	Prueba de Duncan para el tiempo de enraizamiento según la concentración de la solución enraizadora de las estaquillas de <i>Jatropha curcas</i> L., sembradas en la cámara de sub irrigación.....	33

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
1. Propagador de sub irrigación.....	19
2. Lavado de sustrato	23
3. Desinfección al sustrato con agua hervida	23
4. A: colocando las piedras de río, B: colocando la grava, C: colocando la arena, D: cámara de sub irrigación acondicionada para la siembra de las estaquillas.....	24
5. Control fitosanitario de las estaquillas	27
6. Aplicación de abono foliar a las estaquillas.....	27

I. INTRODUCCIÓN

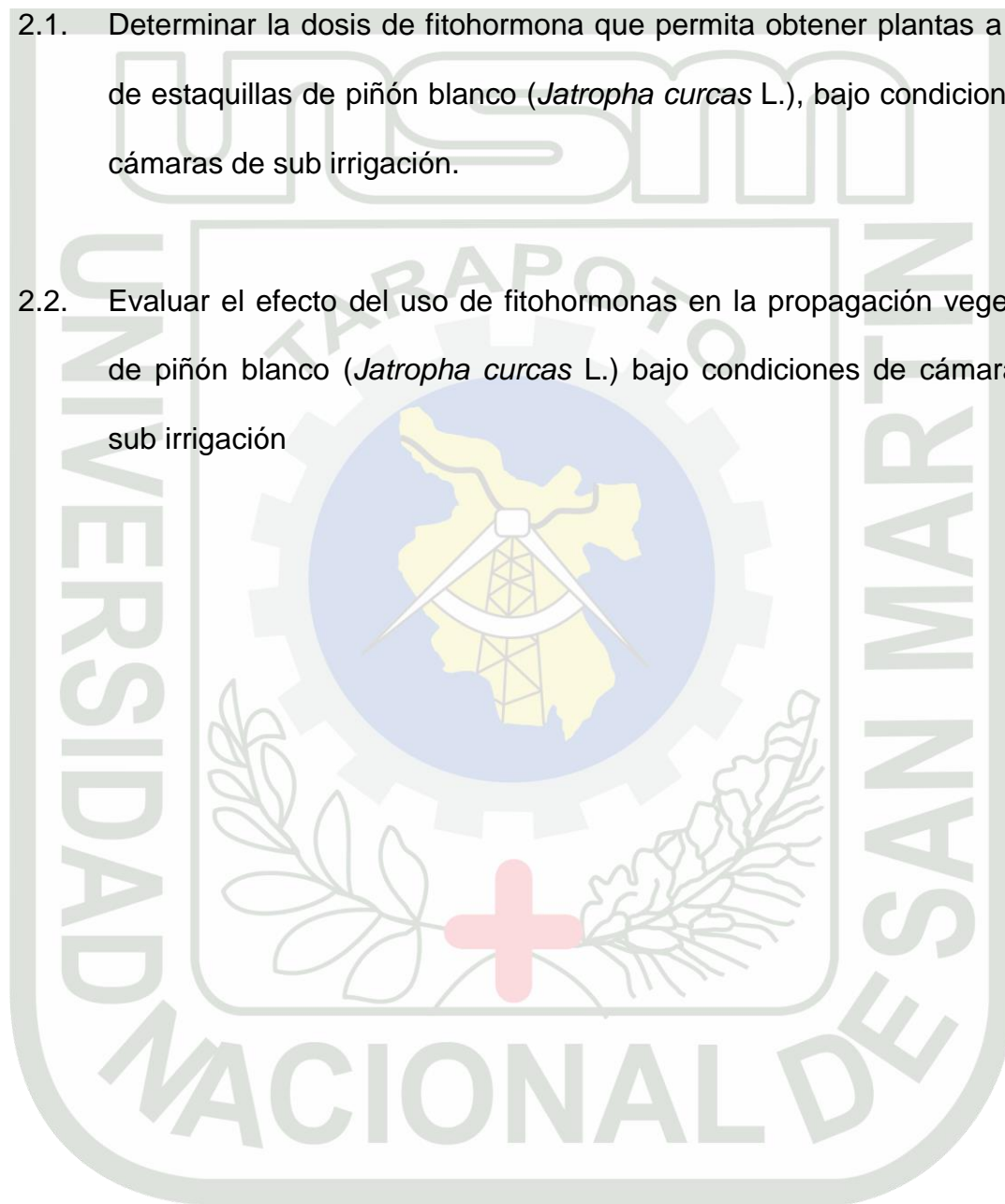
La difusión del cultivo de Piñón Blanco (*Jatropha curcas* L.), se debe a la importancia económica que presenta, debido al contenido de aceite para el uso en biodiesel. En virtud del agotamiento de las reservas de petróleo, el constante incremento en la demanda mundial de energía y el calentamiento global, el Perú requiere impulsar la investigación y el desarrollo de formas nuevas y renovables de energía como los biocombustibles.

La propagación vegetativa es una alternativa prometedora para conservar la diversidad genética de algunos cultivos y aumentar la ganancia genética en períodos muy cortos. Generar tecnologías para la propagación vegetativa de cultivos alternativos evitaría la fuerte dependencia por semillas botánicas de procedencia desconocida y daría mayor certeza sobre el futuro productivo de las plantaciones de piñón blanco e incrementa las posibilidades de una oferta importante y sostenible de semilla vegetativa durante todo el año. La técnica es económica y fácil de adoptar, porque involucra el uso de materiales disponibles localmente y en un futuro podría obtenerse grandes escalas de producción.

Por tal razón en el Instituto Nacional de Innovación Agraria - E.E.A "El Porvenir" se viene trabajando en la propagación asexual de plantas de piñón blanco (*Jatropha curcas* L.), por lo que el presente trabajo de investigación tiene como objetivo determinar el efecto de fitohormonas en el enraizamiento de estaquillas en cámara de sub irrigación.

II. OBJETIVOS

- 2.1. Determinar la dosis de fitohormona que permita obtener plantas a partir de estaquillas de piñón blanco (*Jatropha curcas* L.), bajo condiciones de cámaras de sub irrigación.
- 2.2. Evaluar el efecto del uso de fitohormonas en la propagación vegetativa de piñón blanco (*Jatropha curcas* L.) bajo condiciones de cámaras de sub irrigación



III. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3.1. Origen del Piñón

Torres (2007), menciona que es una oleaginosa de porte arbustivo con más de 3500 especies agrupadas en 210 géneros. Es originaria de México y Centroamérica, pero crece en la mayoría de los países tropicales. Se la cultiva en América Central, Sudamérica, sureste de Asia, India y África. Es un arbusto que crece más de 2 m de altura, con corteza blanco grisácea y exuda un látex translúcido.

3.2. Clasificación taxonómica de la especie en estudio

Torres (2007), clasifica al piñón blanco de la siguiente manera:

Reino	: Plantae
División	: Magnoliophyta
Clase	: Magnoliopsida
Orden	: Euphorbiales
Familia	: Euphorbiaceae
Género	: Jatropha
Especie	: Curcas

3.3. Características Morfológicas de la especie en estudio

Torres (2007), menciona que la planta de piñón es un arbusto que crece más de 2 m de altura, con corteza blanco grisácea y exuda un látex translúcido y tienen las siguientes características:

- **Tallo.-** Los tallos crecen con discontinuidad morfológica en cada incremento.
- **Raíz.-** Normalmente se forman cinco raíces, una central y cuatro periféricas.
- **Hojas.-** Las hojas normalmente se forman con 5 a 7 lóbulos acuminados, pocos profundos y grandes con pecíolos largos de 10 a 15 cm y de igual ancho. Árbol con hojas caducas.
- **Flores.-** Las inflorescencias se forman terminalmente en el axial de las hojas en las ramas. Ambas flores, masculinas y femeninas, son pequeñas (6-8 mm), verdoso amarillo en el diámetro y pubescente.
Cada inflorescencia rinde un manojo de aproximadamente 10 frutos ovoides o más. El desarrollo del fruto necesita 90 días desde la floración hasta que madura la semilla.
- **Frutos.-** Son cápsulas drupáceas y ovoides. Al inicio son carnosas pero dehiscentes cuando son secas. Las frutas son cápsulas inicialmente verde pero volviéndose a café oscuro o negro. Las semillas están maduras cuando el fruto cambia de color del verde al amarillo.
- **Semillas.-** La fruta produce tres almendras negras, cada una aproximadamente de 2 centímetro de largo y 1 centímetro en el diámetro.

3.4. Características edafoclimáticas para el cultivo

Torres (2007), define que el cultivo de piñon debe tener las siguientes condiciones:

- **Altitud**

La planta crece en elevaciones de 0 a 1500 m.s.n.m., la mejor elevación para la producción intensiva es de 0 a 500 m.s.n.m.

- **Temperatura**

Es resistente al calor (temperaturas promedio anuales de más de 20° C.).

Tolera periodos cortos de temperaturas bajas hasta leves heladas.

- **Agua**

El requerimiento de agua está en un rango de 250 a 2000 mm de precipitación anual y puede resistir largos tiempos de sequía.

Para una producción intensiva requiere 800 a 1200 mm de agua distribuida durante todo el año.

- **Suelos**

En cuanto al requerimiento de suelo, este cultivo crece en todo tipo de suelo hasta levemente salino y con rocas. En suelos compactos el crecimiento de las raíces es reducido.

La planta prefiere suelos arenosos y bien drenados. No tolera el agua estancada. Para la producción intensiva necesita suelos medianamente fértiles.

- **pH**

El piñón se desarrolla sin limitaciones severas en suelos alcalinos y ácidos, de pH de 5,0 a 7,5 dependiendo del contenido de carbonatos y

aluminio para realizar prácticas correctivas y ofrecer condiciones óptimas de desarrollo.

3.5. Exigencia de nutrientes

Torres (2007), nos menciona que el cultivo de piñón no es muy exigente en cuanto a nutrientes ya que crece en suelos de baja fertilidad, que son inutilizables para los cultivos de subsistencia, este recomienda elaborar un sustrato con humus de lombriz y perlita expandida, para colocar en el hoyo 100 cm³ de lombricompost, este nutriente orgánico favorece el enraizamiento, crecimiento y fructificación.

3.6. Propagación asexual o vegetativa

La propagación asexual o vegetativa se efectúa con partes de una planta, provistas de yemas y con capacidad de enraizamiento para originar nuevos individuos. La técnica asegura rápidas ganancias genéticas, ya que se pueden seleccionar y reproducir genotipos individuales. Además, la propagación vegetativa captura ambos componentes genéticos: aditivos y no aditivos, para producir masas de población altamente uniformes y productivas, lo cual es más difícil de lograr por vía sexual (**Easley, 1989**).

3.7. Propagación vegetativa a través de estacas.

La propagación vegetativa a través de estacas de tallo es el medio más importante y más utilizado en el mundo, en la propagación de árboles de interés forestal y arbustos ornamentales, tanto de especies caducas como de hoja ancha y siempre verdes de hoja angosta (como las coníferas, por

ejemplo). Las estacas se usan, también, extensamente en la propagación comercial en invernadero de muchos cultivos florales y su empleo es común en la propagación de diversas especies frutales (**Hartmann y Kester, 1980**).

Según **Wells (1979)**, este método de propagación es uno de los más utilizados a nivel práctico y posee una gran importancia económica.

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

3.8. Ventajas de la propagación vegetativa mediante enraizamiento de estacas.

Leakey (1985) y Mesén (1998), mencionan las siguientes ventajas:

- a. Mayor ganancia genética al capturar tanto los componentes aditivos como no aditivos de la varianza genética total.
- b. Mayor productividad y mejor calidad del producto.
- c. Mayor homogeneidad en plantaciones.
- d. Mayor facilidad de manejo.
- e. Posibilidad de iniciar la propagación mucho antes de que el árbol alcance su edad reproductiva.

- f. Se evita la dependencia hacia el uso de semillas y los problemas asociados con algunas especies.
- g. Es una herramienta valiosa para la conservación de genotipos en peligro de extinción.
- h. La habilidad para usar clones que están bien adaptados para un sitio en particular.
- i. Es posible lograr un control preciso del parentesco contrario a cuando se usa semilla de polinización abierta.

Para **Zobel y Talbert (1992)**, la propagación vegetativa tiene ventajas desde el punto de vista investigativo, como lo son:

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

3.9. Origen anatómico de las raíces

Botti (1999), menciona que la formación y el desarrollo de raíces a partir de estacas puede dividirse en cuatro etapas: inducción y diferenciación de un grupo de células meristemáticas (inicio de división celular); aumento de las divisiones celulares para formar los primordios iniciales (aún no

determinados); organización de estos grupos en primordios radiculares (cuando hay aproximadamente 1500 células en cada primordio inicial) y crecimiento, diferenciación y emergencia de las nuevas raíces, incluyendo la ruptura de tejidos superficiales para permitir su salida y la conexión vascular con los tejidos vasculares de la estaca.

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

Gutiérrez (1997), señala que la formación de raíces depende de una serie de factores internos o endógenos, los que interactúan, en forma compleja, generando cambios en el metabolismo, la dediferenciación y el crecimiento. El tiempo para la formación de las raíces adventicias dentro de la cámara de propagación, varía enormemente, desde pocos días a muchas semanas dependiendo de la especie, de las condiciones del ambiente así como del estado fisiológico de las estacas (**Mesén, 1993**).

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

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

Santelices (2007), en algunas estacas de *N. glauca* logró inducir la formación de raíces sin que en forma previa hubieran desarrollado callo. Con ello queda de manifiesto que en el proceso de rizogénesis no necesariamente debe ocurrir una secuencia en la formación de callo y raíces. El desarrollo vegetal está influenciado, entre otros factores, por diversas sustancias de síntesis natural, conocidas como hormonas, y otras sintéticas denominadas reguladores de crecimiento. Para distinguir entre hormonas vegetales y reguladoras del crecimiento, se puede decir que, todas las hormonas regulan el crecimiento, pero que no todos los reguladores del crecimiento son hormonas. De las fitohormonas (etileno, giberelinas, citoquininas, auxinas e inhibidores del crecimiento, como el ácido abscísico), las auxinas son los que tienen el mayor efecto sobre la formación de raíces **(Hartmann y Kester, 1996)**.

3.10. Fisiología del enraizamiento.

Para explicar el proceso de inducción de raíces, normalmente se recurre a la teoría desarrollada por Bouillene, la cual establece que un compuesto fenólico (posiblemente dehidroxifenol) actúa como cofactor del enraizamiento. Dicho cofactor es producido en las hojas y las yemas de la estaca, siendo translocado posteriormente a la región de enraizamiento, donde en presencia

de un cofactor no específico (auxinas), y de una enzima específica localizada en las células de ciertos tejidos (polifenol oxidasas), completan un complejo (la rizocalina) que actúa como estimulante de la rizogénesis. Los factores que componen este complejo, junto con otros determinantes de naturaleza endógena y ambiental, harían posible el enraizamiento, mientras que la ausencia de algunos de ellos la impediría **(Gutiérrez, 1997)**.

Un cofactor se puede definir como una sustancia natural con acción catalítica y reguladora del metabolismo, pero cuya acción no es suficiente por sí misma para determinar fenómenos de desarrollo, sino que actúan a manera de coenzimas **Rojas (1972) citado por Mansilla (2004)**.

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

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

de energía para la iniciación y desarrollo del primordio radical (**Gutierrez, 1997**).

3.11. Desinfección del sustrato

Hurtado y Merino (1994); mencionan que antes de efectuar el trasplante es recomendable que el sustrato sea esterilizado en una autoclave a una temperatura de 100° C, por 30 a 60 minutos (dependiendo de la cantidad de sustrato), lo cual reducirá la incidencia de patógenos, particularmente aquellos que causan la pudrición de la raíz.

3.12. Inductores de crecimiento

Beale y Sponsel (1993); **Davies (1995)** citado por **Delgado y Rojas (1999)**; mencionan que:

El efecto de la aplicación exógena de los reguladores de crecimiento sobre el crecimiento y desarrollo de las células, tejidos y órganos en cultivos, está fuertemente influenciado por otros factores como las condiciones ambientales del cultivo, el tipo de explante y el genotipo. Con frecuencia la combinación de dos o más reguladores de crecimiento de diferente clase resulta necesaria ya sea de manera simultánea o secuencial. Ellos pueden modificar la síntesis, destrucción, activación, sequestración, transporte o sensibilidad de las sustancias de crecimiento endógeno del mismo o diferente tipo.

a. Las auxinas

Delgado y Rojas (1999); indica que en cultivos de tejidos las auxinas estimulan el alargamiento celular y el crecimiento del tallo en combinación

con las citocininas estimulan la división celular y diversos procesos morfogénéticos; también estimulan la diferenciación de raíces y el desarrollo de raíces secundarias. Los mismos autores indican que similar a las auxinas han sido producidos sintéticamente recibiendo en conjunto las denominaciones “Auxinas Sintéticas”. Tenemos entre ellas el ácido naftalenacético (ANA), el ácido 2,4 – diclorofenoxiacético (2,4 d) y el ácido indol butírico (AIB), como los más comúnmente utilizados. El ácido naftalenacético (ANA) es una auxina que tiene la capacidad de producir un agrandamiento y alargamiento celular.

3.13. Tratamiento de las estacas con reguladores de crecimiento

El ácido indol-3-butírico (AIB), se utiliza para causar la formación de raíces aun más a menudo que el ácido naftalenacético (ANA) o cualquier otra auxina (Salisbury y Ross, 2000).

La concentración óptima de auxina varía con la especie y el método de aplicación. Por ejemplo, la concentración de 0,2% de AIB ha dado los mejores resultados en *Alnus acuminata*, *Bombacopsis quinata*, *Cedrela odorata*, *Eucalyptus deglupta*, *Gmelina arborea* y *Swietenia macrophylla* (Díaz et al 1991; Leakey et al; 1990; Mesén, 1993).

Las auxinas pueden ser aplicadas de varias formas, pero en general, el método más utilizado es la aplicación en polvo en mezcla con talco neutro; también se ha utilizado la inmersión rápida en soluciones concentradas,

remojo en soluciones acuosas diluidas y, exclusivamente para fines experimentales, la aplicación con microjeringas, (**Mesén, 1998**).

En *Cordia alliodora*, un aumento en la concentración de AIB desde 0.1% hasta 1.6%, aumentó el porcentaje de enraizamiento de estacas de 10% a 70% y redujo el tiempo de formación de las primeras raíces, de ocho a tres semanas. En estos casos, se utilizó una jeringa micrométrica para aplicar la cantidad exacta de auxina a cada estaca y se usó alcohol como solvente, con evaporación del alcohol antes de insertar las estacas al medio de propagación (**Mesen, 1993**).

3.14. Factores ambientales que condicionan el enraizamiento de estacas.

a. Efecto de la luz.

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

concentración de sustancias promotoras o inhibidoras del crecimiento (Hartmann y Kester, 1996).

b. Efecto de la temperatura ambiental.

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie. Las temperaturas excesivas del aire tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y a aumentar la pérdida de agua por las hojas (Hartmann y Kester, 1996), hecho indeseable para la propagación.

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

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

Debido a que las temperaturas dependen del nivel de irradiación, el uso de sombra es una medida efectiva para prevenir un aumento en la

temperatura del sustrato de enraizamiento y del aire que rodea las estacas (Leakey y Mesén, 1991 citado por **Nuñez, 1997**).

c. Efecto de la humedad relativa.

La humedad alrededor de las estacas tiene influencia en el estatus hídrico; la mayoría de los sistemas de propagación tienden a mantener un alto grado de saturación en la atmósfera a través del uso de coberturas de polietileno o a través del suministro de agua en minúsculas gotas, o aun, a través de la combinación de ambos métodos (Malavasi, 1994 citado por **(Torres, 2003)**).

En la atmósfera seca, hay un aumento en la evapotranspiración y las estacas pueden desecarse. Se precisa entonces una humedad relativa del aire alta en los comienzos del enraizado para reducir la evapotranspiración y evitar el marchitamiento de los propágulos (**Díaz et al., 1991**)

La humedad debe mantenerse alta; entre 70 y 80% aproximadamente para evitar la deshidratación del material vegetal, especialmente en el caso de estacas verdes o herbáceas. Para ello es indispensable el empleo de boquillas con riego fino intermitente (mist) o incluso un equipo que entregue niebla fina (nebulizado) cada vez que la humedad ambiental disminuya en el invernadero, de esta forma se mantiene la humedad adecuada del sustrato y se humedecen las hojas de las estacas,

reduciendo a la vez la temperatura del medio y la transpiración de las estacas (**Hartmann y Kester, 1996; Botti, 1999**).

d. Efecto del sustrato de enraizamiento.

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

El sustrato de propagación debe cumplir tres funciones muy importante para el éxito del proceso: sujetar las estacas, mantener la humedad y permitir el intercambio de gases (**Hartmann y Kester, 1996**). Por lo tanto, cualquier material o mezcla de materiales que se utilice debe permitir una buena retención de agua (sin acumularla excesivamente) y una aireación que permita un contenido de oxígeno adecuado para la respiración de los tejidos sometidos a la producción de nuevas raíces (**Botti, 1999**).

e. Efecto de la luna en la propagación.

En el segundo período: de cuarto creciente a Luna llena. En este período sigue aumentando la luz lunar y hay poco crecimiento de raíces, pero mucho crecimiento del follaje. Las plantas cuentan con una mayor cantidad y movimiento interno de agua.

Propagación vegetativa: En el caso particular de las estacas que se utilizan para la propagación vegetativa, no es conveniente cortarlas en esta fase, pues al haber mucha agua dentro de ellas las hormonas que promueven el enraizamiento (auxinas) estarán diluidas y no ayudarán a estimular la emisión de raíces. Además, el agua que está dentro de las estacas tenderá a salir, provocando con ello su deshidratación. **Silvana (1996)**

3.15. El propagador de sub irrigación.

Consiste en un invernadero en miniatura, los cuales tienen la función de proveer agua por capilaridad al sustrato y evitar su evaporación, **Mesén, (1998)**. Este es un sistema muy simple y de baja tecnología que no requiere un suministro de agua de cañería ni electricidad, según **Leakey et al, (1990)**, consiste en un marco de madera o de metal rodeado por plástico transparente para hacerlo impermeable. Los primeros 25 cm se cubren con capas sucesivas de piedras grandes (6,0 a 10,0 cm de diámetro), piedras pequeñas (3,0 a 6,0 cm) y grava, y los últimos cinco cm se cubren con un sustrato de enraizamiento (arena fina, aserrín, etc.). Los 20,0 cm basales se llenan con agua, de manera que el sustrato de enraizamiento siempre se mantendrá

húmedo por capilaridad. Para introducir el agua u observar su nivel, se utiliza una sección de bambú o cualquier otro material insertado verticalmente a través de las diferentes capas de material. Internamente se utilizan marcos de reglas que le dan apoyo a la estructura y a la vez proporcionan subdivisiones que permiten el uso de sustratos diferentes dentro del mismo propagador. La caja se cubre con una tapa que ajuste bien, también forrada de plástico, para mantener alta la humedad interna. El agua del propagador debe cambiarse al menos cada seis meses. Se debe tener cuidado de mantener el plástico limpio y libre de agujeros, la suciedad reduce la cantidad de luz que llega a las estacas y puede limitar el enraizamiento (Figura N° 1).

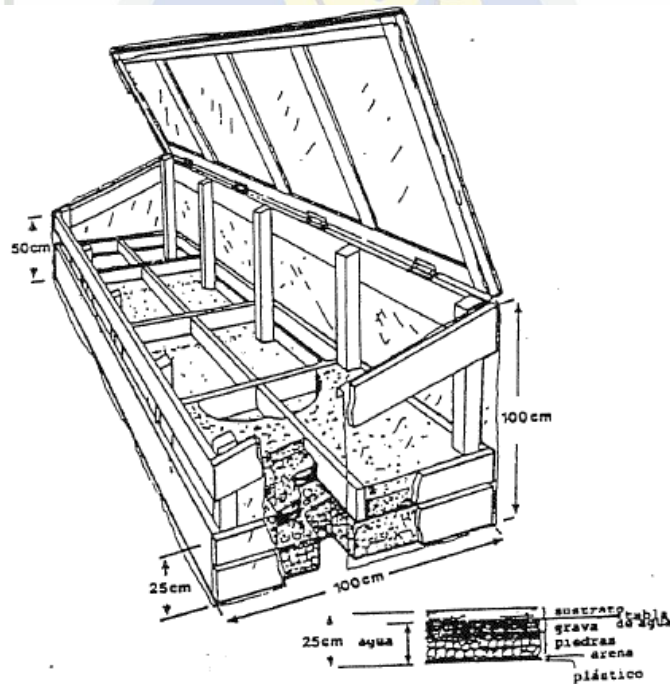


Figura N° 1. Propagador de subirrigación
 Fuente: Leakey et al (1990).

3.16. Experiencias en investigaciones de propagación asexual en cámaras de sub irrigación.

Ruiz (2009), en su trabajo de investigación “Efecto de cuatro dosis de ácido indolbutírico y tres tipos de estacas en el enraizamiento de Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.), en San Martín”, menciona que al término de 30 días las estacas intermedias y basales mostraron mayor enraizamiento (78.70 y 77.78%), número de raíces (19.21 y 15.75) y longitud de raíz mayor (4.07 y 4.24 cm). Fue imprescindible la aplicación de AIB para estimular el enraizamiento de estacas para esta especie. Al aplicar dosis de AIB a 0.15 y 0.20% se obtuvo el mayor porcentaje de enraizamiento (92,59 y 87,65 %), número de raíces (25,94 y 20,05) y longitud de raíz mayor (4,25 y 4,57 cm). Se concluye que es posible propagar Sacha Inchi por estacas (más de 80% de enraizamiento) si se aplica la dosis adecuada de AIB a estacas intermedias y basales.

Gronerth (2009), en su trabajo de investigación “Efecto de niveles de área foliar y dosis de Ácido Indolbutírico en el enraizamiento de Caoba (*Swietenia macrophylla* G. King.), en cámaras de subirrigación”, concluye que las estacas con un foliolo (18 cm²) y con la aplicación de ácido Indolbutírico (AIB) a 0,4% lograron obtener el mayor porcentaje de enraizamiento, número de raíces, longitud de raíz mayor y brotación. Con la aplicación de ácido indolbutírico (AIB) a 0,2% se obtuvo el mayor porcentaje de brotación. Las estacas que no fueron tratadas con ácido indolbutírico (AIB) se formaron raíces adventicias, aunque en menor proporción y cantidad.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. UBICACIÓN DEL EXPERIMENTO.

El presente trabajo de investigación se realizó en el vivero de la Estación Experimental "El Porvenir", Instituto Nacional de Investigación e Innovación Agraria – INIA, la cual presenta la siguiente ubicación política y geográfica:

4.1.1. Ubicación política

Lugar	:	E.E.A "El Porvenir"
Distrito	:	Juan Guerra
Provincia	:	San Martín
Departamento	:	San Martín.

4.1.2. Ubicación geográfica

Latitud sur	:	5°50' – 5°57'
Latitud oeste	:	77°05' – 77°12'
Altitud	:	230 - 330 m.s.n.m.
Clima	:	(bst), Holdrige (1975) .

4.1.3. Condiciones climáticas

Cuadro 1. Condiciones microclimáticas dentro de la cámara de subirrigación, INIA, Juan Guerra.

Variabes	Promedio
Humedad relativa (%)	78.97
Temperatura del aire (°C)	27.18
Temperatura del sustrato (°C)	28.23
Radiación solar (lx)	75.11

Fuente: Elaboración propia, (2011)

4.2. METODOLOGÍA DEL EXPERIMENTO.

4.2.1. Diseño Experimental

Para obtener los resultados estadísticos del experimento se utilizó un diseño de bloques completamente al azar (DBCA), con siete (7) tratamientos, es decir, 3 concentraciones diferentes de AIB, 3 concentraciones diferentes de ANA, un testigo y tres (3) bloques, cada repetición con una muestra de cien (100) estaquillas, lo que suman trescientas (300) estaquillas por tratamiento, los tratamientos usados se muestran en el siguiente cuadro 1:

Cuadro 2: Tratamientos en estudio.

Tratamiento	Hormona	Concentración
T ₀	Ninguna	Ninguna
T ₁	AIB (Ácido Indol Butírico)	1000 ppm
T ₂	AIB (Ácido Indol Butírico)	2000 ppm
T ₃	AIB (Ácido Indol Butírico)	3000 ppm
T ₄	ANA (Ácido naftaleneacético)	1000 ppm
T ₅	ANA (Ácido naftaleneacético)	2000 ppm
T ₆	ANA (Ácido naftaleneacético)	3000 ppm

Fuente: Elaboración propia, (2011)

- **Características del diseño experimental:**

Número de Tratamientos : 7

Número de bloques : 3

Unidad experimental : 21

4.2.2. Metodología

El experimento se ejecutó utilizando el siguiente protocolo que a continuación se describe:

a. Preparación del Sustrato.

El sustrato utilizado para el experimento consistió en arena blanca de río, piedras de río, grava o piedra chancada los cuales fueron lavadas y sometidas a un tratamiento de desinfección con agua hervida antes de ser utilizado en la cámara de sub irrigación.



Figura 2: Lavado de sustrato

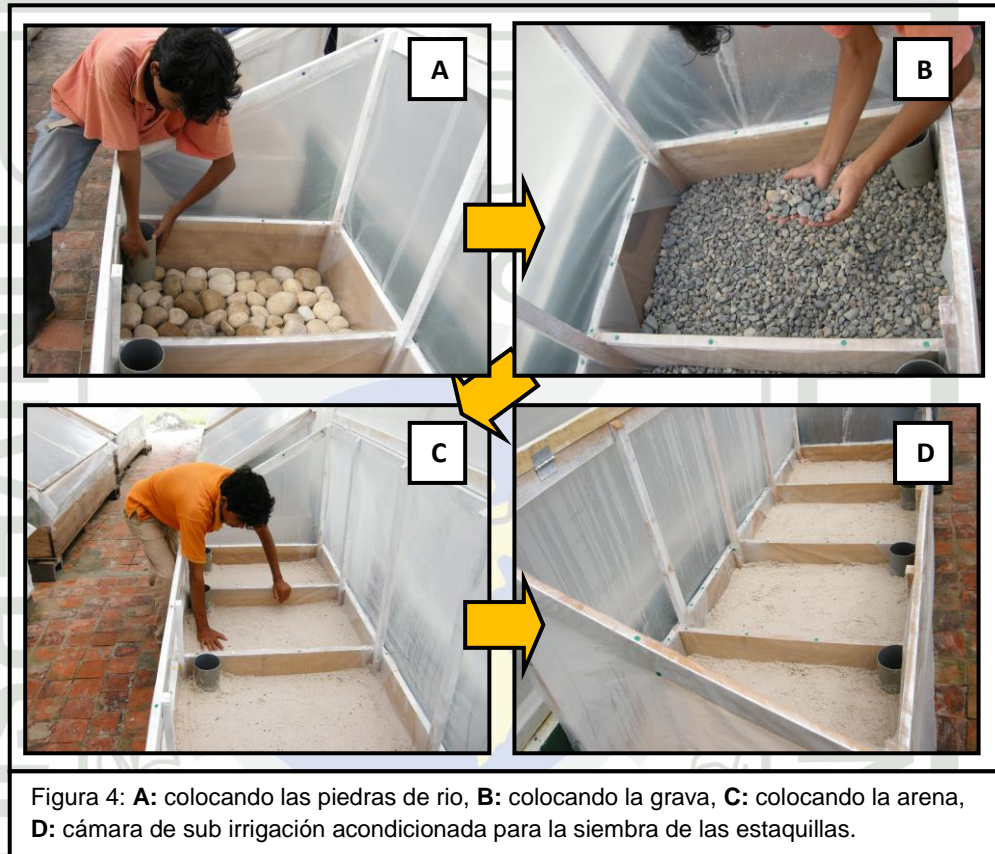


Figura 3: Desinfección al sustrato con agua: +/- 100 °C

b. Acondicionamiento de la cámara de sub irrigación.

Consiste en un invernadero en miniatura que está elaborado con un marco de madera rodeado por plástico transparente para hacerlo impermeable. Los primeros 25 cm se cubren con capas sucesivas de

piedras grandes (6,0 a 10,0 cm de diámetro), piedras pequeñas (3,0 a 6,0 cm) y grava, y los últimos cinco (5) cm se cubren con un sustrato de enraizamiento que para fines del experimento se utilizó arena fina.



c. Preparación de los inductores de crecimiento.

Para esto se preparó 2 stocks uno a base de ANA y otro con AIB a una concentración de 10000 ppm. Luego esta concentración se bajó a 1000, 2000 y 3000 ppm tanto en ANA como para AIB de acuerdo al volumen que se requiere preparar utilizando la siguiente fórmula:

$$C1V1 = C2V2$$

Donde:

C1 y C2: concentración 1 y 2.

V1 y V2: Volumen 1 y 2.

d. Preparación del material vegetal.

El material vegetal utilizado fueron segmentos de tallos semileñosos (no muy suculentos), de plantas cultivadas en el invernadero de la Estación Experimental Agraria “El Porvenir”. Las estaquillas fueron trasladadas, debidamente etiquetadas al área de lavado y preparación de material vegetal del laboratorio de biotecnología para su tratamiento hormonal, antes de ser sembradas en el sustrato.

e. Tipo de estacas

Se utilizó un solo tipo de estaquilla (Tercio basal de la rama), con 2 a 3 yemas estacas semileñoso y no muy suculentas para los diferentes ensayos, tratando de homogenizar según el espesor y el tamaño (10 cm.) de los mismos.

f. Tamaño de corte de las estaquillas.

El material vegetal recolectado se cortó de 5 a 6 cm de longitud con 1, 2 o 3 yemas (hojas). El corte se realizó a nivel de la base del pedúnculo de la hoja.

g. Corte de la hoja.

El corte se realizó dejando una cuarta parte de la hoja esto ayudara a la síntesis de las hormonas para activar los meristemas de crecimiento.

h. Cicatrización del material vegetal.

Se dejó el corte de las estacas por un tiempo de 24 horas a temperatura ambiente para iniciar de esta manera la cicatrización del corte a través de su propio látex.

i. Lavado del material vegetal.

Se lavó con agua destilada con detergente y posteriormente se enjuagó eliminando el exceso del mismo.

j. Desinfección del material vegetal.

Se desinfectó el material vegetal con hipoclorito de sodio por un tiempo de 10 min a una concentración de 0,25%.

k. Tratamiento con fungicida.

Se dió un tratamiento con fungicidas sintético a base de carbendazin a una dosis de un mililitro por litro por un tiempo de 15 min, luego se deja secar el material vegetal hasta que escurra el fungicida.

l. Tratamiento con hormonas.

Se sumergió la parte basal del material vegetal con el inductor de crecimiento por un tiempo aproximadamente de 30 segundos en agitación, luego se dejó orear, esto permite al inductor adherirse al material vegetal, aproximadamente unos 10 minutos.

m. Siembra del material vegetal en cámara de sub irrigación.

Una vez desinfectado y tratado con hormonas el material vegetal se procedió a su siembra en la cámara de sub irrigación, colocándolas a una distancia de 5 cm y a una profundidad de 1 a 1.5 cm.

n. Control fitosanitario.

Después de la instalación a los 3 días se aplicó fungicida para prevención del ataque de hongos, utilizando una dosis de 0,5 g / lt (antracol 70% PM) y 1 ml/lt (botrizim 50 FW) a una Frecuencia de 3 a 4 días.



Figura 5: Control fitosanitario de las estaquillas.

o. Aplicación de fertilización foliar y antiestrezantes.

Se aplicó fertilizante foliar 20 – 20 – 20 cuando se tuvieron las primeras hojas, a dosis de 0.5 g/lt y el antiestrezante se aplica después de 4 días de instalada con una dosis de 2,5 m/lt.



Figura 6: Aplicación de abono foliar a las estaquillas.

4.3. PARÁMETROS EVALUADOS

4.3.1. Porcentaje de supervivencia (%). Se evaluó al final del experimento para ello se conto el número de estaquillas que lograron establecerse como plantas en las cámaras de sub irrigación y posteriormente este valor se convirtió en porcentaje.

4.3.2. Número de raíces. En este parámetro se contó el número de raíces por estaquilla según cada tratamiento, realizándose esta evaluación después de determinar el porcentaje de supervivencia.

4.3.3. Diámetro de raíces (cm). Se determinó el diámetro con la ayuda del “pie de rey”, midiendo la distancia en mm. El dato se registró de 10 estaquillas por tratamiento.

4.3.4. Longitud de raíces (cm). Para la recolección de datos en este parámetro se utilizó el “pie de rey”, midiendo desde el ápice hasta la base del inicio de las raíces, los datos fueron tomados al final de la evaluación, para lo cual se registró el dato de 10 estaquillas por tratamiento.

4.3.5. Tiempo en enraizar según la concentración de la solución enraizadora (días). Se registró el tiempo transcurrido (días), desde la siembra de las estaquillas en la cámara de sub irrigación hasta la aparición del ápice de la raíz, para lo cual se llevó un control diario, seleccionado 10 estaquillas por tratamiento.

V. RESULTADOS

Para realizar el análisis estadístico de los datos obtenidos del presente experimento de investigación para cada parámetro descrito en el capítulo IV de Materiales y Métodos, se utilizó el programa estadístico SAS v 9.0 cuyos cuadros y gráficos se muestran a continuación:

5.1. Porcentaje de supervivencia (%).

Cuadro N° 3: Análisis de varianza para el porcentaje de supervivencia de las estaquillas de *Jatropha curcas* L., sembradas en la cámara de sub irrigación

F de V	GI	S.C.	C.M.	F.C.	Pr > F	Significancia
Bloque	2	2.67	1.33	0.20	0.8214	Ns
Tratamientos	6	7426.57	1237.76	185.66	<.0001	**
Error	12	80.00	6.67			
Total	20	7509.24				

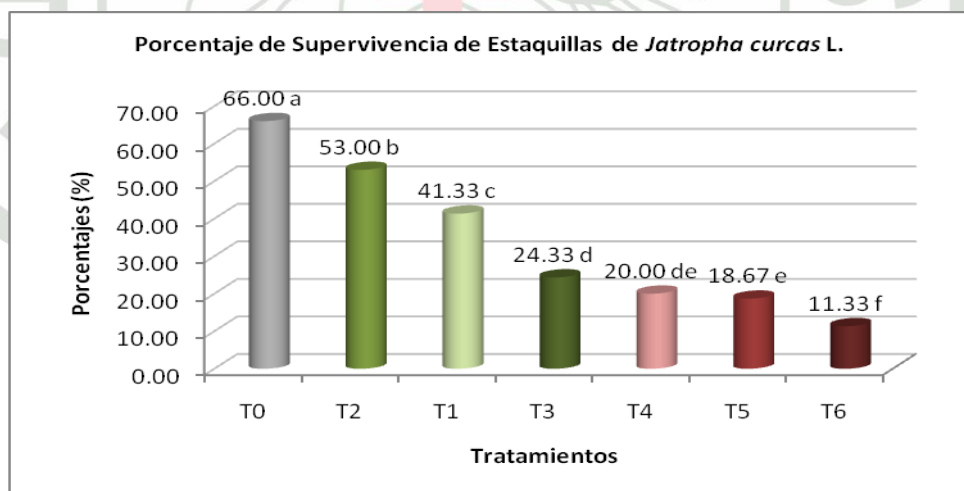
R2: 98.93%

C.V. : 7.70%

X: 33.52% de supervivencia

Fuente: Elaboración propia

Gráfico 1: Prueba de Duncan para el porcentaje de supervivencia de las estaquillas de *Jatropha curcas* L., sembradas en la cámara de sub irrigación



Fuente: Elaboración propia

5.2. Número de raíces.

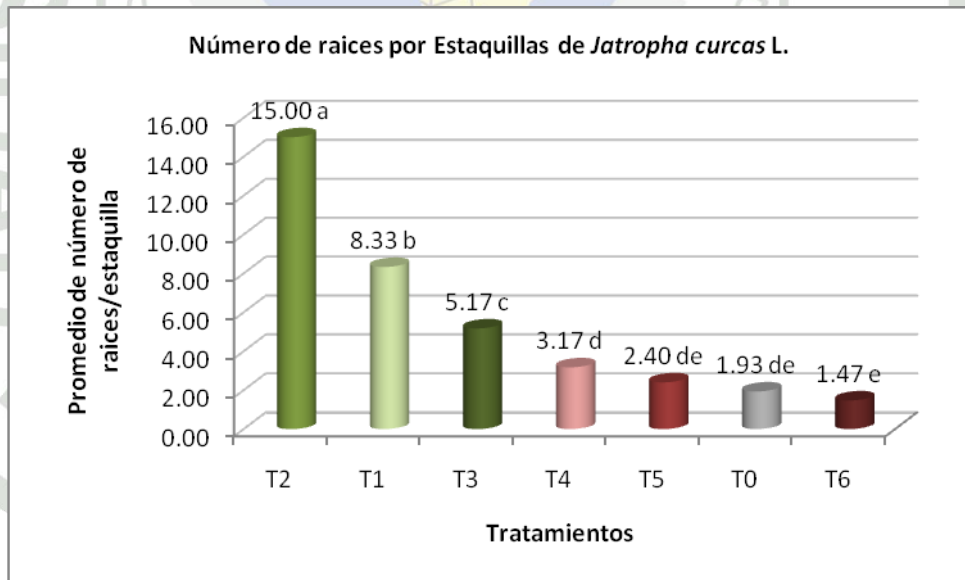
Cuadro Nº 4: Análisis de varianza para el número de raíces de las estaquillas de *Jatropha curcas* L., sembradas en la cámara de sub irrigación

F de V	GI	S.C.	C.M.	F.C.	Pr > F	Significancia
Bloque	2	0.90	0.45	0.77	0.484	Ns
Tratamientos	6	426.84	71.14	121.44	<.0001	**
Error	12	7.03	0.59			
Total	20	434.77				

R²: 98.38% C.V. : 14.30% X: 5.35 raíces/Estaquilla

Fuente: Elaboración propia

Gráfico 2: Prueba de Duncan para el número de raíces de las estaquillas de *Jatropha curcas* L., sembradas en la cámara de sub irrigación



Fuente: Elaboración propia

5.3. Diámetro de raíces (cm).

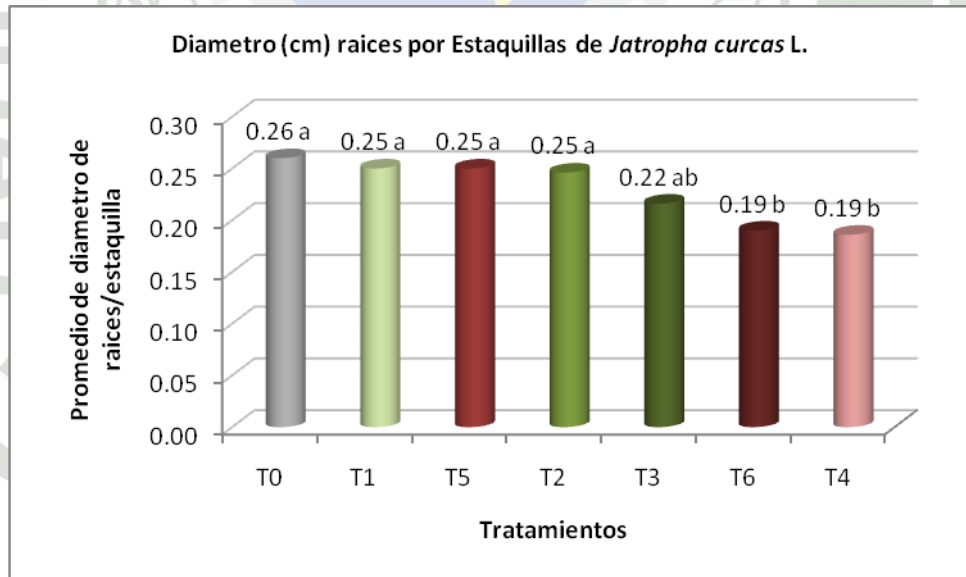
Cuadro N° 5: Análisis de varianza para el diámetro de raíces de las estaquillas de *Jatropha curcas* L., sembradas en la cámara de sub irrigación.

F de V	Gl	S.C.	C.M.	F.C.	Pr > F	Significancia
Bloque	2	0.00	0.001	2.14	0.1599	Ns
Tratamientos	6	0.02	0.002	3.27	0.0383	*
Error	12	0.01	0.001			
Total	20	0.03				

R2: 66.57% C.V. : 12.83% X: 0.22 cm

Fuente: Elaboración propia

Gráfico 3: Prueba de Duncan para el diámetro de raíces de las estaquillas de *Jatropha curcas* L., sembradas en la cámara de sub irrigación



Fuente: Elaboración propia

5.4. Longitud de raíces (cm).

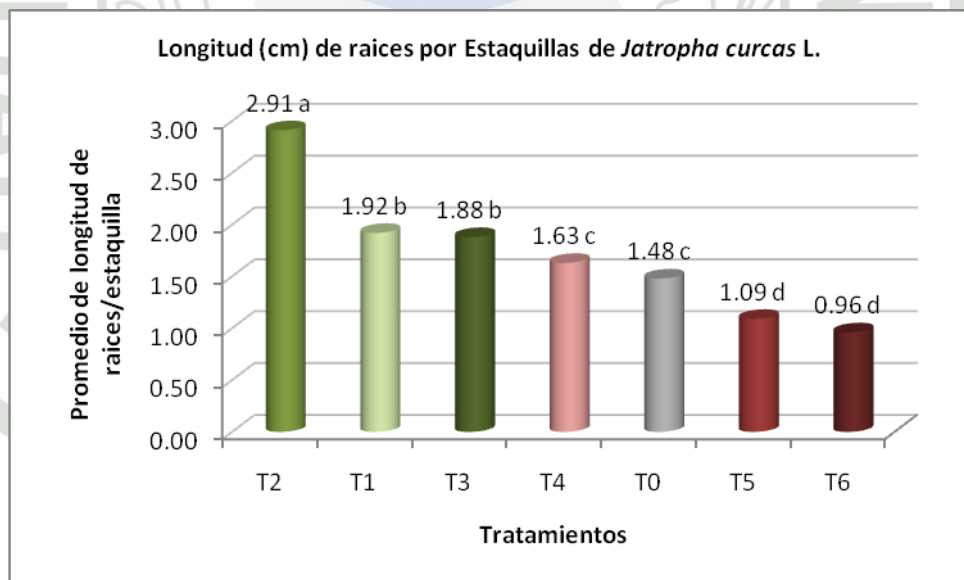
Cuadro Nº 6: Análisis de varianza para longitud de raíces de las estaquillas de *Jatropha curcas* L., sembradas en la cámara de sub irrigación.

F de V	GI	S.C.	C.M.	F.C.	Pr > F	Significancia
Bloque	2	0.06	0.03	2.45	0.484	Ns
Tratamientos	6	7.50	1.25	108.09	<.0001	**
Error	12	0.14	0.01			
Total	20	7.69				

R²: 98.20% C.V. : 6.34% X: 1.70 cm

Fuente: Elaboración propia

Gráfico 4: Prueba de Duncan para Longitud de raíces de las estaquillas de *Jatropha curcas* L., sembradas en la cámara de sub irrigación.



Fuente: Elaboración propia

5.5. Tiempo en enraizar según la concentración de la solución enraizadora.

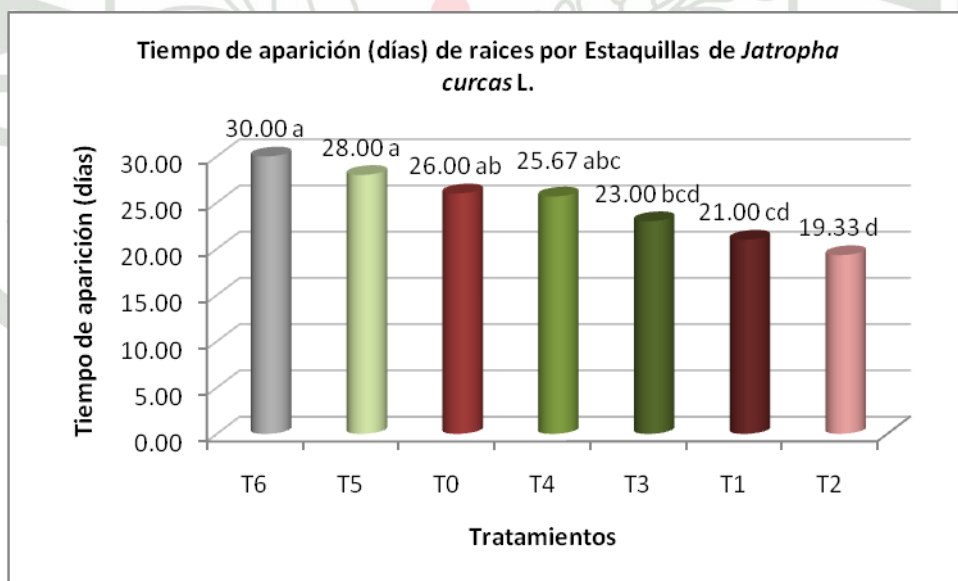
Cuadro N° 7: Análisis de varianza para el tiempo de enraizamiento según la concentración de la solución enraizadora de las estaquillas de *Jatropha curcas* L., sembradas en la cámara de sub irrigación.

F de V	Gl	S.C.	C.M.	F.C.	Pr > F	Significancia
Bloque	2	8.86	4.43	0.69	0.5181	Ns
Tratamientos	6	260.95	43.49	6.82	0.0025	**
Error	12	76.48	6.37			
Total	20	346.29				

R2: 77.91% C.V. : 10.21% X: 24.71 Días

Fuente: Elaboración propia

Gráfico 5: Prueba de Duncan para el tiempo de enraizamiento según la concentración de la solución enraizadora de las estaquillas de *Jatropha curcas* L., sembradas en la cámara de sub irrigación.



Fuente: Elaboración propia

VI. DISCUSIONES.

6.1. Porcentaje de supervivencia (%).

Según el análisis de varianza del Cuadro N°3, para el porcentaje (%) de supervivencia de las estaquillas de *Jatropha curcas* L., nos arroja que no existe significancia entre los bloques, considerando que los factores externos no influyeron en el experimento, a diferencia de la significancia entre tratamientos que nos indica que las diferentes concentraciones de las hormonas ANA y AIB, han tenido diferentes efectos en comparación con el testigo, esta influencia se comprueba con el grado de confianza (R²), el cual es de 98.3%, si lo analizamos a través de la prueba de rango múltiple de DUNCAN, nos damos cuenta que efectivamente en este parámetro los resultados del efecto de las hormonas aplicadas a las estaquillas de *Jatropha curcas* L, con respecto al testigo es que las estaquillas con hormonas tuvieron menos porcentaje de supervivencia más aún aquellas con diferentes concentraciones de ANA.

Se observa también que las dosis de 2000 ppm de AIB, obtuvo mayor promedio de estaquillas vivas al final del experimento pero es superado por el testigo el cual tiene un promedio de 66% de plantas logradas. Estos resultados se podrían determinar que el tiempo de sumersión de las estaquillas de *Jatropha curcas* en las diferentes concentraciones de hormonas ANA y AIB, pudo haber afectado al porcentaje de supervivencia, es decir obedecen a un efecto a nivel fisiológico, como lo menciona Gutiérrez (1997), que la ausencia de factores endógenas y/o ambientales en el desarrollo fisiológico del enraizamiento impediría este proceso, así mismo Díaz *et al*

(1991), Leakey *et al* (1990), Mesen (1993), mencionan que la concentración de auxinas varía según la especie y el método de aplicación, puntos a tomar en cuenta en el desarrollo de estos experimentos, como se pudo apreciar en los gráficos 2,4 y 5 donde la concentración de 2000 ppm de AIB, tuvo mayor resultado que los demás tratamientos.

6.2. Número de raíces.

En este parámetro observamos que en el Cuadro N°4 del análisis de varianza, como en el parámetro anterior se reafirma que los tratamientos aplicados, es decir las diferentes concentraciones de hormonas ANA y AIB, tuvieron efectos diferentes, ya que el R2 registro un 98,38% de confiabilidad. Analizando a través de la prueba de Duncan nos muestra según el gráfico N°2, que el promedio más alto en número de raíces se alcanza con el tratamiento 2 (AIB a concentración de 2000 ppm), siendo de 15 raíces, este resultado nos demuestra que la hormona que tuvo mayor efecto a nivel de la fisiología del enraizamiento fue el AIB, lo que nos lleva a determinar que estaríamos ante un proceso que la planta solo capta lo que necesita, como lo menciona Salisbury y Ross (2000), que solo se requiere de bajas concentraciones auxinicas para la iniciación de las raíces de las estacas. El exceso o la carencia perjudican en los procesos fisiológicos mencionados por Botti (1999).

6.3. Diámetro de raíces (cm).

En el Cuadro N° 5 del análisis de varianza para el diámetro de raíces (cm), nos muestra que la aplicación de los tratamientos, es decir, de las diferentes concentraciones de las hormonas ANA y AIB, influyeron significativamente

sobre las estaquillas de *Jatropha curcas* L, ésta poca influencia se refleja en el grado de confiabilidad para este parámetro el cual es de 66.57%, esto nos indica que las hormonas tiene más influencia de elongación que de ensanchamiento.

Al observar los promedios de los diferentes tratamientos según la prueba de Duncan nos damos cuenta que existe igualdad estadística de los tratamientos 1, 5 y 2 con respecto al testigo, siendo a la vez los de mayor promedios con respecto a los demás tratamientos, diferenciándose ligeramente según la estadística.

Esto concuerda con lo mencionado por Delgado y Rojas (1999), que las auxinas estimulan el alargamiento celular y el crecimiento del tallo, esto nos da entender que tiene poco efecto en cuanto al diámetro de las raíces.

6.4. Longitud de raíces (cm).

En este parámetro el análisis de varianza expresado en el Cuadro N° 6, nos muestra que las diferentes concentraciones de las hormonas ANA y AIB, manifestaron diferentes efectos con respecto al testigo, siendo estos altamente significativos según la estadística aplicada en el experimento que da una confiabilidad de 98.2%. Tal respuesta se refleja en el grafico 4 en el cual se observa los resultados del la prueba de rangos múltiples de Duncan, donde al tratar a las estaquillas de *Jatropha curcas* L con la hormona AIB, a una concentración del 2000 ppm se obtiene mayor longitud de raíces con un

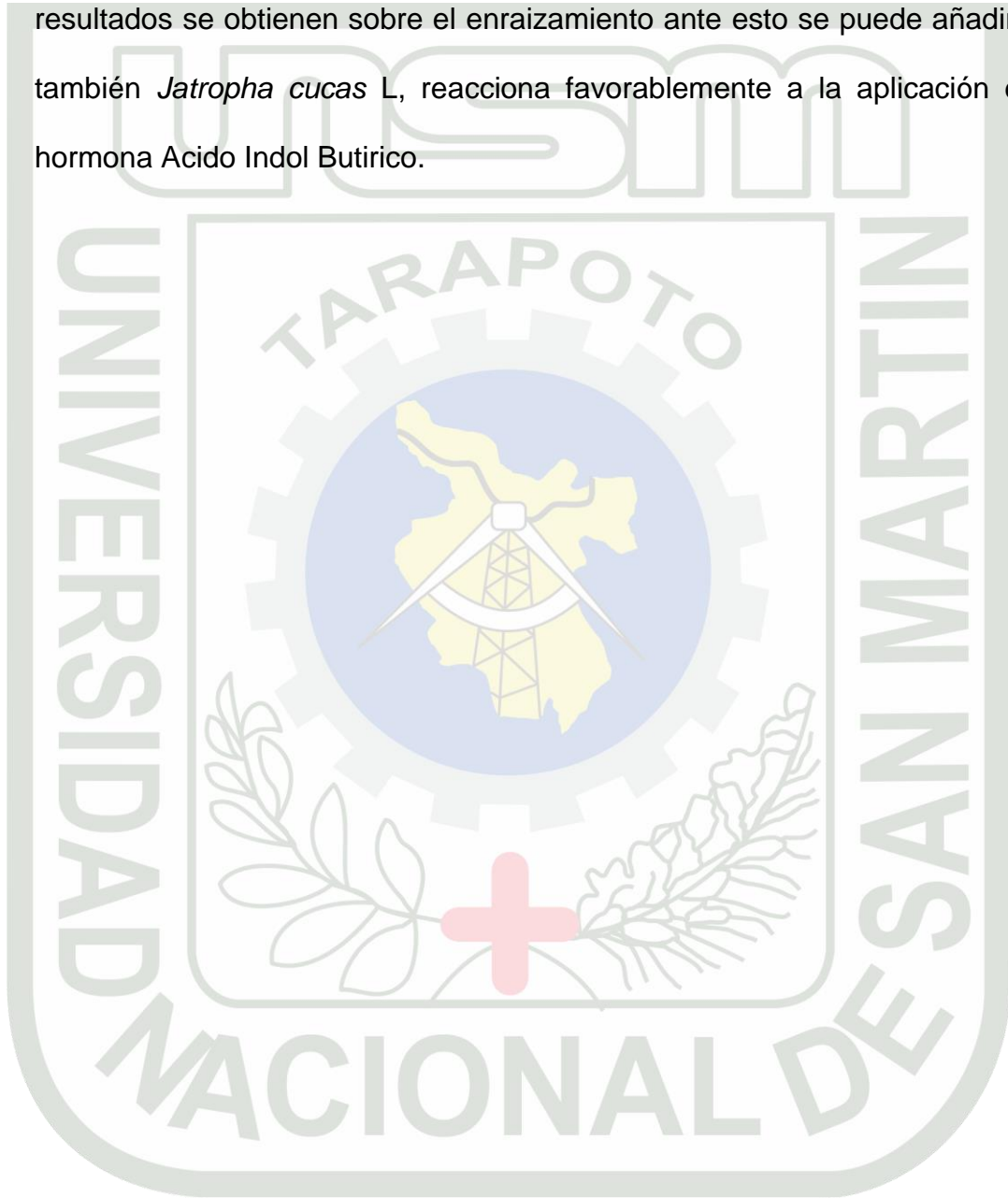
promedio de 2.9 cm superando a los demás concentraciones de la misma, al testigo y las concentraciones con la hormona ANA.

Estos resultados no demuestran lo mencionado por Delgado y Rojas (1999), que las auxinas, estimulan el alargamiento celular y el crecimiento del tallo, así es como se da cumplimiento a las cuatro etapas del origen anatómico de las raíces, mencionado por Botti (1999)

6.5. Tiempo en enraizar según la concentración de la solución enraizadora (días).

En este último parámetro evaluado en el experimento, se observa que según el Cuadro N° 7 del análisis de varianza se pone de manifiesto la existencia de una alta significancia entre los tratamientos, es decir que cada estaquilla según tratamiento aplicado tuvieron diferente promedio en cuanto al tiempo de enraizamiento, teniendo una confiabilidad del 77.91%, esto es analizado mediante la prueba de rango múltiple de Duncan visto en el grafico 5, que las concentraciones de hormona AIB, especialmente la de 2000 ppm obtuvo un tiempo de enraizamiento promedio de 19.3 días, superando a los demás tratamientos. Esta variación en los resultados lo describe Mesén (1993), quien menciona que el tiempo de enraizamiento varía dentro de las cámaras de propagación, debido a la especie, las condiciones del ambiente así como del estado fisiológico de las estacas a esto también se puede sumar lo mencionado por Gutiérrez (1997) como los endógenos y ambientales.

Durante este experimento se corrobora como lo mencionan Salisbury y Ross (2000) y Díaz *et al* (1991), Leakey *et al.* (1990), Mesén (1993), que la hormona AIB, es el más usado para este tipo de trabajos y los que mejores resultados se obtienen sobre el enraizamiento ante esto se puede añadir que también *Jatropha curcas* L, reacciona favorablemente a la aplicación de la hormona Acido Indol Butirico.

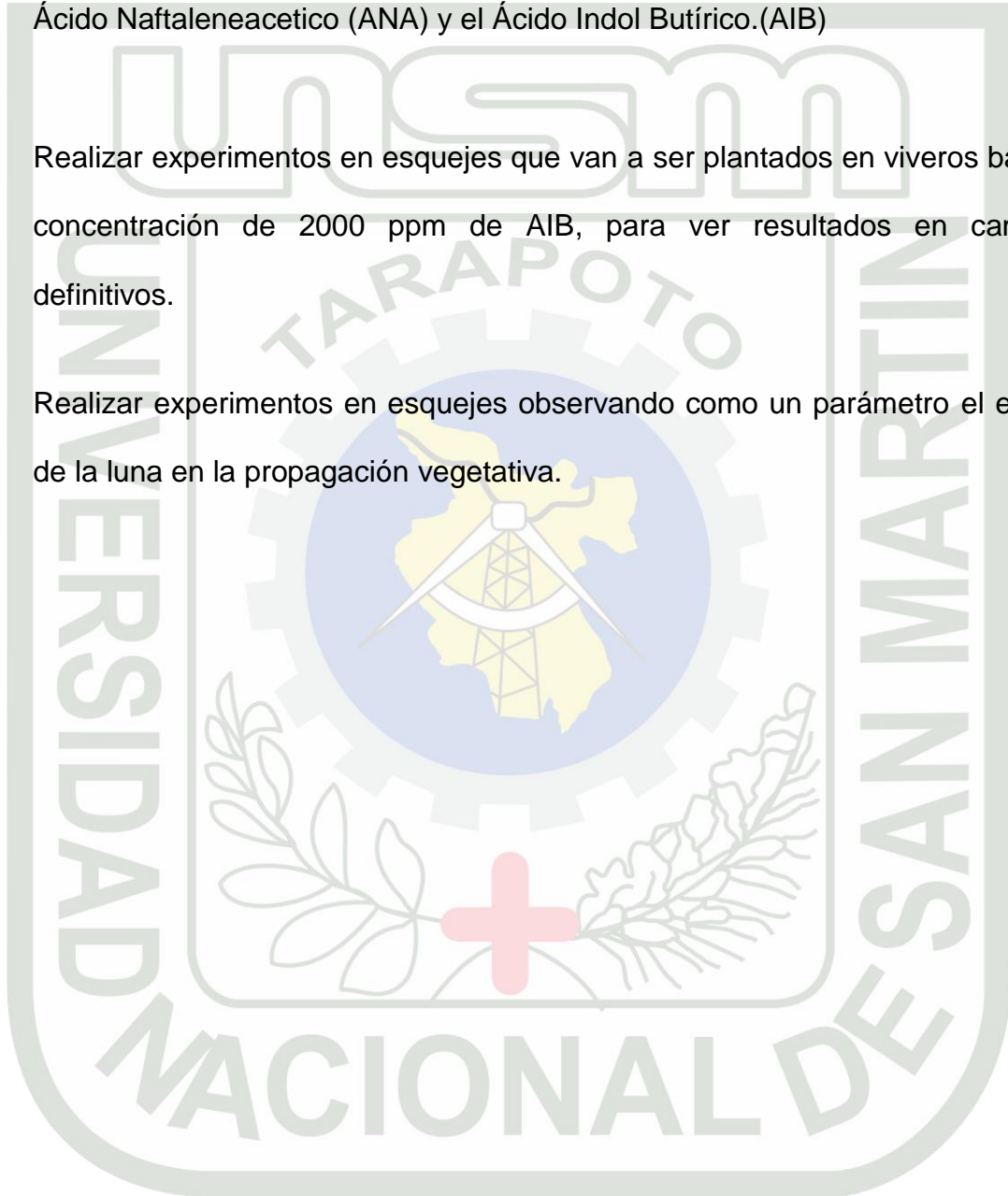


VII. CONCLUSIONES.

- 7.1. La hormona que demostró mayor influencia sobre el enraizamiento de las estaquillas de *Jatropha curcas* L, y por ende a la obtención de plantas bajo condiciones de cámara de sub irrigación, fue el Acido indol butírico (AIB), a una concentración de 2000 ppm superando a los demás tratamientos.
- 7.2. De los dos fitohormonas en estudios las que obtuvieron mejores resultados fueron las concentraciones de 2000 ppm de AIB y 1000 ppm de ANA, utilizadas en el presente experimento tuvieron efectos positivos en la estimulación del enraizamiento de las estaquillas de *Jatropha curcas* L. sembradas en la cámara de sub irrigación en comparación con el testigo.
- 7.3. Al evaluar el efecto del uso ANA y AIB en la propagación vegetativa de piñón blanco, en cámaras de sub irrigación, a diferentes concentraciones, se concluye que estas no influyen en el parámetro de diámetro de raíces.

VIII. RECOMENDACIONES.

- 8.1 Realizar otros experimentos con otras concentraciones de las hormonas Ácido Naftaleneacético (ANA) y el Ácido Indol Butírico.(AIB)
- 8.2 Realizar experimentos en esquejes que van a ser plantados en viveros bajo la concentración de 2000 ppm de AIB, para ver resultados en campos definitivos.
- 8.3 Realizar experimentos en esquejes observando como un parámetro el efecto de la luna en la propagación vegetativa.



IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. **AWAD, G.1993.** Propagación vegetativa de seis especies vegetales con posibilidades ornamentales .Tesis Licenciado en Agronomía universidad austral de chile. Facultad de ciencias agrarias.valdivia chile.66 p.
2. **BEALE, M.H Y ESPONSEL, V.M, 1993.** Future Directions in Plant Hormone Reasearch. J Plant Growth Regul. Pag.12, 227, 235.
3. **BOTTI, C. 1999.** Principios de la Propagación y Técnicas de Propagación por Estacas. En: Manejo Tecnificado de Invernaderos y Propagación de Plantas. Departamento de Producción Agrícola. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. Santiago, Chile. pp 72-82.
4. **DELGADO, G Y ROJAS, C. 1999.** Cultivo De Tejidos Vegetales I, Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo Lambayeque – Perú Pág. 32, 84.
5. **DÍAZ ERA, SALAZAR R, MESÉN F. 1991.** Técnicas de Enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. y *Gmelina arborea* Linn. Tesis Mag. Sci. Turrialba, Costa Rica CATIE. 93 p.
6. **EASLEY, D. F. 1989.** Tendencia en el potencial de enraizamiento de *Eucalyptus grandis*. Cartón de Colombia. Informe de Investigación nº 126. 5p.
7. **GRONERTH, C. 2009.** “Efecto de niveles de área foliar y dosis de ácido indolbutírico en el enraizamiento de Caoba (*Swietenia macrophylla* G. King.) en cámaras de subirrigación”. IIAP – UNSM. 105 p.

8. **GUTIÉRREZ, B. 1997.** Consideraciones sobre la Fisiología y el Estado de Madurez en el Enraizamiento de Estacas de Especies Forestales. Santiago, Chile. Ciencia e Investigación Forestal. 9 (2): 261 – 277.
9. **HARTMANN, H. KESTER. 1980.** Propagación de Plantas. Principios y Prácticas. CECSA. p.525.
10. **HARTMANN, T. y KESTER, E. 1996.** Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial continental S.A. México. 814 p.
11. **HOLDRIGE, R. 1975.** “Ecología Basada en las Zonas de Vida”. San José – costa rica. IICA. 250 p.
12. **HURTADO, M.; y MERINO, A. 1994.** “Plants Tissue Culture”. México. 67 p.
13. **LEAKEY, R. 1985.** The capacity for vegetative propagation in trees. In: Canell, MGR; Jackson, JE (eds). Trees as corp plants. Midlothian, UK, Institute of Terrestrial Ecology. p 110-133.
14. **LEAKEY RRB, MESÉN F, TCHOUNDJEU Z, LONGMAN KA, DICK JMCP, NEWTON A, MATIN A, GRACE J, MUNRO RC, MUTOKA PN. 1990.** Clonal Forestry in the tropics-A review of developments, strategies and opportunities. Commonwealth Forestry Review (Inglaterra). 66: 61-75.
15. **MANSILLA, D. 2004.** Propagación Vegetativa Mediante Estacado en Especies Nativas de los Géneros *Mutisia*, *Escallonia* y *Gaultheria*, como Potenciales Cultivos Ornamentales. Tesis Ing. Agr. Valdivia, Chile. Universidad Austral de Chile. 68 p. [En línea]. Cybertesis. (<http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2004/fam288p/html/index-frames.html>)

16. **MESÉN, J. F. 1993.** Vegetative propagation of Central American hardwoods
Thesis Ph.D Scotland, University of Edinburgh. P. 231.
17. **MESÉN, F. 1998.** Enraizamiento de Estacas Juveniles de Especies Forestales: uso de Propagadores de Subirrigación. Turrialba, Costa Rica. 35 p.
18. **NUÑEZ, Y. 1997.** Propagación vegetativa del cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); pilón (*Hyeronima alchorneoides*, Allemo) y surá (*Terminalia oblonga*, Ruiz & Pavon) mediante el enraizamiento de estacas juveniles. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. 172 p. [En línea]. CATIE. (<http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0488e/A0488e.pdf#pagemode=bookma,documentos>, 20 Julio 2008).
19. **PEREIRA, M. 2003.** Propagação via estacas apicais, caracterização morfológica e molecular de jabuticabeiras (*Myrciaria spp*). Tese de Doutorado. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo. 86 p. [En línea]. USP. <http://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/11/11150/tde-24032004-151150/>. Documentos, 04 Agosto 2008).
20. **ROJAS, G. M. 1972.** Fisiología Vegetal. México.
21. **RUIZ, H. 2009.** “Efecto de cuatro dosis de ácido indolbutírico y tres tipos de estacas en el enraizamiento de Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en San Martín”. IIAP – UNAS, 123 p

22. **SALISBURY, F. y ROSS, W. 2000.** Fisiología de las Plantas. Ed. Paraninfo. Madrid, España. 988 p.
23. **SANTELICES, R. 2007.** Efecto del ácido indolbutírico (AIB) y de la presencia de hojas en el arraigamiento de estacas de *Nothofagus glauca* (Phil.) Kraser cosechadas en dos épocas diferentes. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad Católica de Chile. Ecología Austral 17: 151-158.
24. **SILVANA ALVARENGA.** Que influencia tiene la luna sobre las plantas. Departamento de biología ITCR.1996
25. **STRASBURGUER, E. 1994.** Tratado de botánica. Omega, Barcelona. 1068 p.
26. **TORRES, C. 2007.** Jatropha curcas. Plantines. Empresa de Cultivos Energéticos SRL & Cooperativa El Rosario Ltda.
<http://jatrophaargentina.blogspot.com>
27. **TORRES, 2008,** "Jatropha y Curcas-desarrollo fisiológico y técnico", disponible en http://www.engormix.com/jatropha_curcas_desarrollo_fisiologico_s_articulos_1546_AGR.htm
28. **WELLS, J. 1979.** Plant propagation practices. 14^a printing. New York. USA. Macmillan Publishing co., INC. 344 p.
29. **ZOBEL, B. y TALBERT, J. 1988.** Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. México. Ed. Limusa. 554 p.

RESUMEN

El presente trabajo de investigación denominado DOSIS DE FITOHORMONAS EN LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS DE PIÑÓN BLANCO (*Jatropha curcas* L.) EN CÁMARAS DE SUB IRRIGACIÓN EN LA ESTACIÓN EXPERIMENTAL EL PORVENIR - JUAN GUERRA el cual tuvo como objetivo general determinar la dosis de fitohormona que permita obtener plantas a partir de estaquillas de piñón blanco (*Jatropha curcas* L.), bajo condiciones de cámaras de sub irrigación, se realizó en el vivero de la Estación Experimental "El Porvenir", Instituto Nacional de Investigación e Innovación Agraria – INIA, la cual presenta la siguiente ubicado en el distrito de Juan Guerra, Provincia y regional de San Martín, con coordenadas 5°50' de latitud sur, 77°05' de longitud oeste y a 230 msnm, en una zona de vida de bosque seco tropical. Para obtener los resultados estadísticos del experimento se utilizó un diseño de bloques completamente al azar (DBCA), con siete (7) tratamientos, es decir, 3 concentraciones diferentes de AIB, 3 concentraciones diferentes de ANA, un testigo y tres (3) bloques, cada repetición con una muestra de cien (100) estaquillas, lo que suman trescientas (300) estaquillas por tratamiento. Del presente experimento se concluye que Las diferentes concentraciones de Ácido Naftalacetico (ANA) y el Ácido Indol Butírico (AIB), utilizadas en el experimento tuvieron diferentes comportamientos que afectaron significativamente en la desarrollo fisiológico de las estaquillas de *Jatropha curcas* L. sembradas en la cámara de sub irrigación en comparación con el testigo. La hormona que demostró mayor influencia en el desarrollo de las estaquillas de *Jatropha curcas* L, fue el Acido Indol Butirico (AIB), a una concentración de 2000 ppm. El mayor número de plantas obtenidas para su trasplante a campo definitivo se logro con la Hormona AIB a una concentración de 2000 ppm.

SUMMARY

The present work of investigation denominated DOSE DE FITOHORMONAS IN THE PRODUCTION OF PLANTS OF WHITE PINENUT (*Jatropha curcas* L.) IN CAMERAS OF SUB IRRIGATION IN THE EXPERIMENTAL STATION THE FUTURE - JUAN WAR which had as general objective phytohormone determine the dose to obtain plants from cuttings of white pinenut (*Jatropha curcas* L.) I lower conditions of cameras of sub irrigation, he was carried out in the nursery of the Experimental Station "The Future", National Institute of Investigation and Agrarian Innovation - INIA, which presents the following one located in Juan's district Guerra, County and regional of San Martín, with coordinated 5°50' of south latitude, 77°05' of longitude west and to 230 msnm, in an area of life of tropical dry forest. To obtain the statistical results of the experiment a design of blocks it was used totally at random (DBCA), with seven (7) treatments, that is to say, 3 concentrations different from AIB, 3 concentrations different from ELL, a witness and three (3) blocks, each repetition with a sample of a hundred (100) pegs, what you add three hundred (300) pegs for treatment. Of the present experiment you concludes that the different concentrations of Acid Naftalacetico (ANA) and the Acid Indol Butírico (AIB), used in the experiment they had different behaviors that affected significantly in the physiologic development of the pegs of *Jatropha curcas* L. sowed in the camera of sub irrigation in comparison with the witness. The hormone that demonstrated bigger influence in the development of the pegs of *Jatropha curcas* L, was the Acid Indol Butirico (AIB), to a concentration of 2000 ppm. The biggest number of plants obtained for their transplant to definitive field you achievement with the Hormone AIB to a concentration of 2000 ppm.