

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE CIENCIAS DE LOS RECURSOS
NATURALES RENOVABLES



**EFFECTO DEL ÁCIDO INDOL-3-BUTÍRICO Y NIVELES DE ÁREA FOLIAR EN
EL ENRAIZAMIENTO DE ESTAQUILLAS DE *Calycophyllum spruceanum*
(Benth) H. Schum “CAPIRONA” EN CÁMARAS DE SUB IRRIGACIÓN**

Tesis

Para optar el título de:

INGENIERO EN RECURSOS NATURALES RENOVABLES

MENCIÓN FORESTAL

MONCADA RAMIREZ CYNTHIA MAYRA

Tingo María – Perú

2012



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
Tingo María – Perú



FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Los que suscriben, Miembros del Jurado de Tesis, reunidos con fecha 04 de diciembre del 2012, a horas 04:45 p.m. en la Sala de Grados de la Facultad de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, para calificar la Tesis titulada:

“EFECTO DEL ÁCIDO INDOL BUTÍRICO Y NIVELES DE ÁREA FOLIAR EN EL ENRAIZAMIENTO DE ESTAQUILLAS DE CAPIRONA (*Calycophyllum spruceanum* H. Schum.) EN CÁMARAS DE SUB IRRIGACIÓN”

Presentado por la Bachiller: **CYNTIA MAYRA MONCADA RAMIREZ**, después de haber escuchado la sustentación y las respuestas a las interrogantes formuladas por el Jurado, se declara aprobado con el calificativo de **“BUENO”**.

En consecuencia, la sustentante queda apta para optar el Título de **INGENIERO EN RECURSOS NATURALES RENOVABLES**, mención **FORESTALES**, que será aprobado por el Consejo de Facultad, tramitándolo al Consejo Universitario para la otorgación del Título correspondiente.

Tingo María, 31 de mayo del 2013

Blgo.M.Sc. JOSÉ KALIÓN GUERRA LU
PRESIDENTE



Ing. WARREN RÍOS GARCÍA
VOCAL

Ing.M.Sc. TANÍA GUERRERO VEJARANO
VOCAL

Ing.M.Sc. LUIS ALBERTO VALDIVIA ESPINOZA
ASESOR

DEDICATORIA

A **DIOS**, por darme la fortaleza para enfrentar obstáculos, guiarme en mi camino y seguir siempre adelante en cada momento.

A mi amada abuelita **SALOMÉ**, quien durante mi infancia me inculcó los valores, porque siempre la llevaré en mi corazón y sé que desde el cielo vigila por mí y comparte mis logros.

A mis queridos padres: **GERARDO y LAURA**, ejemplo e inspiración en mi vida, quienes me enseñaron a tener fuerza de voluntad, paciencia, dedicación y a aprender que todo se puede cuando se lucha con el corazón, por el apoyo incondicional en todos mis proyectos.

A mis hermanos: **MAGALY y JHOSTYN**, por su cariño, preocupación y apoyo que siempre me brindaron para lograr la superación personal.

AGRADECIMIENTO

- A la Universidad Nacional Agraria de la Selva, en especial a los docentes de la Facultad de Recursos Naturales Renovables – Forestales, quienes contribuyeron a mi formación académica.
- Al Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) –San Martín, con la Gerencia del Ing. M.Sc. Luis Arévalo López y la asistencia técnica de gerencia de la Ing. Katty Ramirez, por todo el apoyo brindado y facilitar las instalaciones para el desarrollo del presente trabajo.
- Al Ing. Mg. Sc. Luis Alberto Valdivia Espinoza, asesor de la tesis, por su valioso apoyo y experiencias impartidas.
- A los ingenieros Henry Ruiz Solsol, Danter Cachique Huansi y Guillermo Vásquez Ramirez por su amistad, gran apoyo y supervisión para el desarrollo y culminación del presente trabajo de investigación.
- A mis amigos y compañeros, Marco Antonio García, Geomar Vallejos, Juan Carlos Guerrero, Vanesa Sánchez y Elizka Sánchez; quienes me brindaron su apoyo y contribuyeron en la realización de la tesis.

ÍNDICE

	Pá
I.INTRODUCCIÓN.....	g. 12
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	
2.1. La propagación vegetativa.....	
2.1.1. Propagación.....	
2.1.2. Propagación por estacas.....	
2.1.3. Formación de raíces adventicias.....	
2.1.4. Bases fisiológicas de la iniciación de la raíz en las estacas.....	
2.1.5. Efecto de los carbohidratos en el enraizamiento.....	
2.1.6. Cofactores de enraizamiento y su comportamiento sinérgico con la auxina.....	
2.2. Ventajas del uso de la propagación vegetativa.....	
2.3. Superficie foliar de la estaca.....	
2.4. Formación de callo y raíces.....	
2.5. Tratamiento de las estacas con reguladores de crecimiento.....	
2.5.1. Medio de enraizamiento.....	
2.6. Sustancias promotoras del enraizamiento.....	
2.6.1. Ácido Indol - acético (AIA).....	
2.6.2. Ácido Indol – 3 - butírico (AIB).....	

2.6.3.	Ácido Naftalenacético (ANA).....
2.7.	Formas de aplicación de las auxinas.....
2.7.1.	Concentraciones.....
2.8.	Condiciones ambientales durante el enraizamiento.....
2.8.1.	Efecto de la humedad.....
2.8.2.	Efecto de la temperatura.....
2.8.3.	Efecto de la luz.....
2.9.	El propagador de sub irrigación.....
2.9.1.	El micro ambiente de la cámara de sub irrigación.....
2.10.	Generalidades del cultivo de capirona.....
2.10.1.	Taxonomía.....
2.10.2.	Distribución y hábitat.....
2.10.3.	Descripción botánica.....
2.10.4.	Usos.....
2.10.5.	Propagación.....
III.	MATERIALES Y MÉTODOS.....
3.1.	Materiales.....
3.1.1.	Materiales y equipos de campo.....
3.1.2.	Materiales y equipos de oficina.....
3.1.3.	Materiales y reactivos de laboratorio.....
3.2.	Metodología.....
3.2.1.	Campo experimental.....
a.	Ubicación geográfica.....

b. Ubicación polftica.....	
3.2.2. Condiciones Ambientales.....	
3.2.3. Factores y niveles en estudio	
A. Material vegetativo.....	
B. Dosis de Ácido Indolbutírico (A).....	
C. Área foliar (B)	
3.2.4. Tratamientos en estudio	
3.2.5. Diseño experimental.....	
3.2.6. Modelo aditivo lineal.....	
3.2.7. Análisis de varianza.....	
3.2.8. Características de la cámara de sub irrigación.....	
3.2.9. Ejecución del experimento.....	
3.2.9.1. Implementación del área de propagación.....	
3.2.9.2. Identificación y selección de plantones.....	
3.2.9.3. Preparación de estaquillas y sustrato.....	
3.2.9.4. Tratamiento de las estacas.....	
3.2.9.5. Establecimiento y colocación de las estaquillas....	
3.2.9.6. Evaluación final y repique del material enraizado...	
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	
4.1. Porcentaje de enraizamiento.....	
Número de raíces.....	
Longitud de raíz mayor.....	
Porcentaje de brotación.....	
Porcentaje de mortalidad.....	
V. CONCLUSIONES.....	

VI. RECOMENDACIONES.....	
VI. RESUMEN.....	
VIII. ABSTRACT.....	
IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	
X. ANEXOS.....	

ÍNDICE DE CUADROS

		Pá
Cuadro		g.
1	Condiciones microclimáticas dentro de la cámara de subirrigación (IIAP- Tarapoto).....	
2	Distribución de los tratamientos en estudio.....	
3	Esquema del análisis de varianza.....	
4	Análisis de variancia del porcentaje de enraizamiento evaluado a los 30 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$	70
5	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal dosis de ácido indol-3-butírico (A) y área foliar (B) correspondiente al porcentaje de enraizamiento evaluados a los 20 días.....	72
6	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de enraizamiento evaluado a los 20 días.....	75
8	Análisis de variancia del número de raíces por estacas evaluado a los 30 días. Datos transformados $\sqrt{x+1}$	79
9	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal dosis de ácido indolbutírico (A) y tipo de estaca (B) correspondiente al número de raíces por estaca evaluado a los 30 días.....	81

10	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) en el número de raíces por estaca evaluado a los 30 días.....	85
11	Análisis de variancia de longitud de raíces por estacas evaluado a los 30 días.....	86
12	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal dosis de ácido indolbutírico (A) y tipo de estaca (B) correspondiente a longitud de raíces por estaca evaluados a los 30 días.....	88
13	Análisis de variancia del porcentaje de brotación evaluado a los 30 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$	89
14	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal dosis de ácido indolbutírico (A) y tipo de estaca (B) correspondiente al porcentaje de brotación evaluados a los 30 días.....	90
15	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de brotación evaluado a los 30 días.....	91
16	Análisis de variancia del porcentaje de defoliación a los 30 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$	92
17	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal dosis de ácido	

	indolbutírico (A) y tipo de estaca (B) correspondiente al porcentaje de defoliación evaluados a los 30 días.....	94
18	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de defoliación evaluado a los 30 días.....	95
19	Análisis de variancia del porcentaje de mortalidad a los 30 días. Datos transformados arcsen $\sqrt{\%}$	96
20	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal dosis de ácido indolbutírico (A) y tipo de estaca (B) correspondiente al porcentaje de mortalidad evaluados a los 30 días.....	97
21	Datos originales del porcentaje de enraizamiento.....	12
22	Porcentaje de enraizamiento, datos transformados arcsen $\sqrt{\%}$	0
23	Datos originales de número de raíces.....	12
24	Número de raíces, datos transformados $\sqrt{x+1}$	12
25	Datos originales de longitud de raíces (cm).....	12
26	Datos originales de porcentaje de	12

	brotación.....	1
	Porcentaje de brotación, datos transformados arcsen	12
27	$\sqrt{\%}$	1
	Datos originales de porcentaje de	12
28	defoliación.....	1
	Porcentaje de defoliación, datos transformados arcsen	12
29	$\sqrt{\%}$	2

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página.
1	Diagrama de dispersión entre dosis de ácido indol butírico (AIB) y tipos de estacas con una curva de ajuste que aproxima la relación entre estas variables.....	73
2	Efecto de dosis de AIB y tipo de estaca sobre el porcentaje de enraizamiento de estacas de <i>Plukenetia volubilis</i> L. evaluados a treinta días en propagadores de subirrigación.....	76
3	Efecto de dosis de AIB y tipo de estaca sobre el número de raíces de estacas de <i>Plukenetia volubilis</i> L. evaluados a treinta días en propagadores de subirrigación.....	85
4	Variaciones en la humedad relativa dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días.....	124
5	Variaciones en la irradiación (intensidad lumínica) bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días...	124
6	Variaciones en la temperatura del aire y del sustrato bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días...	125

I. INTRODUCCIÓN

La especie forestal *Calycophyllum spruceanum* (Benth) H. Schum “CAPIRONA” es una especie nativa que se encuentra en zonas de altura e inundables que se adapta en terrenos degradados. La importancia de dicha especie radica en el aprovechamiento de la corteza, savia y la madera siendo ésta última la de mayor interés, debido a sus innumerables usos con fines de comercialización.

La mayoría de los pobladores de las zonas rurales de la Amazonía peruana vive en pobreza o pobreza extrema, dependiendo principalmente de la agricultura migratoria y la extracción selectiva de productos maderables y no maderables del bosque; actividades que eventualmente, conducen a la degradación ambiental y a la disminución de los niveles de vida de los mismos pobladores, especialmente en territorios de comunidades indígenas, ribereñas y colonos más pobres.

La producción sostenible basada en el cultivo de especies nativas perennes representa una opción importante para romper el ciclo vicioso de pobreza y degradación ambiental. Sin embargo, en la actualidad la factibilidad de estos sistemas de producción es limitada debido a que no se cuenta comúnmente en el mercado con semillas mejoradas de capirona *Calycophyllum spruceanum* (Benth) H. Schum por tal motivo se proyecta a garantizar la disponibilidad de plantones con la propagación vegetativa mediante el

enraizamiento de estaquillas y mantener el caudal genético, ésta es la razón principal para propagar árboles por métodos asexuales, y no necesariamente por la existencia de problemas de producción de semillas o de otra índole

Por lo tanto la propagación vegetativa de genotipos seleccionados permite mantener las características deseables como son la resistencia a enfermedades y alta productividad entre las más importantes, además de su precocidad para producir. Sin embargo si se quiere transferir los beneficios de la propagación por estacas al pequeño productor de la región, se hace necesario adaptar o desarrollar nuevas tecnologías de propagación, eficientes pero económicas y simples. Las auxinas son los reguladores de crecimiento mas utilizados para favorecer el proceso de formación de raíces, siendo el Ácido Indolbutírico (AIB) la principal auxina sintética utilizada para este fin, pero presenta resultados bastantes variables conforme a la especie utilizada, tipo de estaca, concentración, modo de aplicación y condiciones ambientales.

Con la realización de la presente investigación se pretende definir la metodología adecuada de propagación vegetativa por método asexual que permita el mejor enraizamiento de estaquillas en cámaras de subirrigación.

1.1. Objetivos

- Determinar el efecto del ácido indol-3-butírico a diferentes concentraciones sobre el enraizamiento de estaquillas de *Calycophyllum spruceanum* (Benth) H. Schum “capirona” en cámaras de sub irrigación.

- Evaluar el efecto de distintos niveles de área foliar sobre el enraizamiento de estaquillas de *Calycophyllum spruceanum* (Benth) H. Schum “capirona”.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. La propagación vegetativa

La reproducción asexual es la reproducción empleando partes vegetativas de la planta original, siendo esto posible porque cada célula de la planta contiene la información genética necesaria para generar la planta entera. Dicha capacidad depende de dos características fundamentales de las células vegetales. Una es la totipotencia, que significa que cada célula vegetal viviente contiene la información genética necesaria para reconstruir todas las partes de la planta y sus funciones. La segunda es la desdiferenciación, o sea la capacidad de células maduras de volver a una condición meristemática y desarrollar un punto de crecimiento nuevo (HARTMANN y KESTER, 1987).

Es probable que en algunos casos no se aprecien las características fenotípicas, debido a que el nuevo individuo puede ser influenciado por la variación ambiental (ZOBEL y TALBERT, 1984).

2.1.1. Propagación

La propagación se realiza por semillas sexuales, en forma natural las semillas se dispersan profundamente en los suelos inundables. La especie es muy sensible al transplante mostrando aspectos de marchites, tan pronto se le extrae del suelo, por lo que debe eliminarse parcialmente las hojas y evitar el rompimiento de las raíces al momento de la colección de plántulas. Por este

motivo se recomienda transplantar a viveros de adaptación con plántulas de 5 a 15 cm de altura. Las plántulas deben establecerse en viveros, protegiéndolas de la luz directa, para luego ir adaptándolas gradualmente hasta el endurecimiento completo de los plantones. En estas condiciones, los plantones podrán transplantarse con pan de tierra a campo definitivo cuando presentan una altura mínima de 40 cm .Kember (2001), citado por FLORES (2002).

2.1. Propagación por estacas

HARTMANN y KESTER (1987) mencionan que, la propagación por estacas y por estacas con yema foliar, solo es necesario para que se forme un nuevo sistema de raíces adventicias, ya que existe un sistema caulinar en potencia (una yema). Muchas especies pueden ser propagadas por una o mas tipos de estacas, seleccionándose el tipo de acuerdo con la disponibilidad de material vegetativo y facilidad de su obtención. La estaca proveniente de tallos tiene la ventaja de su fácil obtención y mayor disponibilidad de material, presentando resultados satisfactorios (PEREIRA, 2003).

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

Una alternativa común de propagación es la vegetativa, por medio de estacas. Este método consiste en separar un fragmento vegetal, mantenerlo vivo y conseguir que se regenere (HEEDE y LECOURT, 1981). Las estacas pueden provenir de un tallo, una raíz o una hoja y se denomina estaca de tallo, raíz u hoja (HARTMANN y KESTER, 1988). Este sistema permite que las variedades e híbridos existentes, o futuras plantas mejoradas, sean inmediatamente incorporados a los sistemas de producción.

No es necesario preparar el terreno ni corregir la acidez del suelo. Las estacas pueden guardarse por más de una semana a la sombra y por más de 100 días en cámara fría sin afectar la capacidad de enraizamiento (BENAVIDES, 1999).

Otra de las ventajas de esta forma de propagación es que a partir de plantas madres es posible reproducir una gran cantidad de plantas en un espacio limitado. Además, se obtiene una mayor uniformidad en las plantas establecidas, debido a la ausencia de variaciones genéticas que, en general, aparecen en las plantas provenientes de semilla (HARTMANN y KESTER, 1988). Sin embargo, la propagación por estacas presenta algunos inconvenientes: las plantas obtenidas por esta vía son menos vigorosas, debido a su sistema radicular superficial y relativamente pobre; además estas plantas son relativamente menos resistentes a enfermedades, que en muchos casos son producto de lo anterior. No todas las especies toleran este tipo de propagación, por lo que es imprescindible el uso de fitohormonas y reguladores de crecimiento (CUCULIZA, 1956).

2.3. Formación de raíces adventicias

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

Los tejidos de los tallos más susceptibles a formar primordios radiculares son: epidermis, parénquima cortical, parénquima radial, cambium vascular y parénquima floemático (BOTTI, 1999). Las raíces adventicias suelen originarse a partir de células que se dividen en la proximidad del floema de los vasos conductores, los cuales forman un callo del que se diferencian luego las raíces. Si se produce una herida en una planta herbácea, las células parenquimáticas próximas a la herida se desdiferencian y vuelven a dividirse para formar un callo cicatricial, el cual corresponde a un conjunto de células parenquimáticas en varios estados de lignificación. En los vegetales leñosos, el callo suele proceder del cambium, aunque también de la corteza y médula. Más tarde empiezan a aparecer en algunas células del callo diferenciaciones que conducen a un nuevo tejido: se forman, por ejemplo, puntos vegetativos caulinares o radiculares y se establece la unión con los elementos conductores (STRASBURGER, 1994).

En la mayoría de las plantas, la formación de callo y de las raíces son independientes entre si y cuando ocurren en forma simultánea es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares (HARTMANN y KESTER, 1988).

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

2.3.1. Bases fisiológicas de la iniciación de la raíz en las estacas

El desarrollo vegetal está influenciado, entre otros factores, por diversas sustancias de síntesis natural, conocidas como hormonas, y otras sintéticas denominadas reguladores de crecimiento. Para distinguir entre hormonas vegetales y 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, 1988).

Para explicar el proceso de inducción de raíces, existe la teoría de la rizocalina de Bouillene, la cual establece que un compuesto fenólico no específico (posiblemente dihidroxifenol) actúa como cofactor del enraizamiento. Este cofactor es producido en las hojas y yemas de la estaca y posteriormente translocado a la región del enraizamiento, donde en presencia de un factor no

específico; que es translocado y que se encuentra en concentraciones bajas en los tejidos y de una enzima específica, localizada en las células de ciertos tejidos (polifenol-oxidasa), completan el complejo rizocalina, el cual actúa como estimulante de la rizogénesis (HARTMANN y KESTER, 1990).

Es sabido que la presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte acción estimulante sobre la iniciación de raíces. Es probable que el fuerte efecto promotor de inducción de raíces que ejercen las hojas y yemas, se deba a otros factores más directos, dado que las yemas y hojas son poderosos productores de auxinas y los efectos se observan directamente debajo de ellas, ya que existe un transporte polar, del ápice a la base (HARTMANN y KESTER, 1997).

Estas auxinas se sintetizan en las hojas y meristemas apicales, a partir del aminoácido triptofano. La auxina ácido indol-3-acético (IAA) es un hormona natural que promueve la formación de raíces adventicias. También se ha demostrado que las formas sintéticas, como los ácidos indol-butírico (IBA) y naftalenacético (NAA), son más efectivos que el IAA para estimular la formación de raíces en estacas, debido a que no son tóxicos para las plantas en una amplia gama de concentraciones y estimulan el enraizamiento en un gran número de especies, además presentan una mayor fotoestabilidad (HARTMANN y KESTER, 1988).

Las auxinas se mueven a través de células parenquimáticas, desde su lugar de formación hacia los haces vasculares del tallo y; a diferencia de lo que ocurre con los azúcares, iones y otros solutos, que se transportan a través de los tubos cribosos del floema; este transporte, célula a célula, se caracteriza

por ser más lento; además, es un transporte polar, es decir, siempre basipétalo; en las raíces también es un transporte polar, pero en sentido acropétalo, hacia los ápices (STRASBURGER, 1994).

Para el crecimiento de raíces, en general se requieren bajas concentraciones auxínicas (dependiendo de la especie y la edad de la planta), debido a que las células de los meristemos radicales contienen un nivel de auxinas, provenientes de la parte aérea, suficientes para una elongación normal; no así para la formación de raíces adventicias, en donde se requieren mayores concentraciones. Las auxinas cumplen un rol primordial en la elongación celular y este puede ser descrito en dos procesos: aumentan la plasticidad de la pared celular y participan en reacciones que permiten el depósito de celulosa dentro de las paredes. Estos dos fenómenos se producen debido a que las microfibrillas de celulosa, orientadas inicialmente en ángulo recto al eje longitudinal de crecimiento, van modificando su ángulo de posición durante el crecimiento, para finalmente orientarlas casi paralelas a dicho eje, lo que produce un estiramiento de la pared celular y por consiguiente un alargamiento de la célula. Además, las auxinas intervienen en el crecimiento del tallo, inhibición de yemas laterales, abscisión de hojas y de frutos, activación de las células del cambium y otras (SALISBURY, 1991).

2.3.2. Efecto de los carbohidratos en el enraizamiento

La iniciación de raíces en las estacas requiere de energía. Considerando que las sustancias lipídicas normalmente no son abundantes en

los tallos, la degradación de carbohidratos se constituye probablemente en la única fuente de energía en la estacas para activar el proceso rizógeno, señalándose al almidón, cuando está presente, como la principal y posiblemente única fuente de energía para la iniciación y desarrollo del primordio radical (GUTIÉRREZ, 1995).

2.3.3. Cofactores de enraizamiento y su comportamiento sinérgico con la auxina

El hecho de que se inhiba el crecimiento y elongación de raíces utilizando altas concentraciones de auxinas, se debe a que estas, en altas concentraciones, estimulan la formación de etileno el cual, a su vez en la mayoría de las especies, retarda la elongación, tanto de raíces como de tallos, debido a que provoca la expansión radial de las células, aumentando el grosor de la pared celular, evitando la expansión paralela de las microfibrillas de celulosa (STRASBURGER, 1994).

Las auxinas también promueven el desarrollo de raíces adventicias en estacas de tallo, ya que muchas especies leñosas poseen primordios de raíces adventicias en sus tallos, los cuales permanecen latentes por algún tiempo a menos que se les estimule con auxinas exógenas. Estos primordios, con frecuencia se encuentran en los nudos o en los extremos inferiores de las ramas que se localizan entre los nudos. En tallos que carecen de primordios radicales preformados, se formarán raíces adventicias a partir de divisiones celulares de la capa externa del floema. Por otra parte, la eliminación de yemas y hojas jóvenes, ambas ricas en auxinas, inhibe el número de raíces laterales formadas, pero si se sustituyen auxinas, por estos órganos, con frecuencia se

restituye la capacidad de la estaca de formar raíces. Si se aplica exógenamente auxinas, en altas concentraciones, se observa una inhibición en la elongación de raíces, pero una estimulación en la iniciación y desarrollo temprano de raíces (SALISBURY, 1991).

Existen especies cuyas estacas son difíciles que formen raíces, debido a la presencia de inhibidores naturales asociados a compuestos fenólicos, como lo son la lignina, flavonoles, antocianidinas, etc. Lavando las estacas con agua aumenta la calidad y cantidad de las raíces que se producen, ya que, durante el lavado se liberan dichas sustancias (HARTMANN y KESTER, 1988).

2.4. Ventajas del uso de la propagación vegetativa

Algunas de las ventajas de la propagación vegetativa son:
(LEAKEY, 1987)

- a) La habilidad de capturar rápidamente una gran proporción de la variación genética, es decir la capacidad de explotar tanto los componentes aditivos como los no aditivos de la varianza genética total, permitiendo ganancia genética en el menor tiempo posible
- b) La eliminación de individuos endógamos en las poblaciones de producción.
- c) La producción masiva de genotipos valioso producto de la ingeniería genética.

- d) La producción masiva de aquellos individuos poco comunes los cuales tiene dos o más características favorables que normalmente se encuentran correlacionadas negativamente.
- e) La habilidad para seleccionar y utilizar mayor diversidad genética de la que se encuentra normalmente en una única progenie.
- f) La habilidad para usar clones que están bien adaptados para un sitio en particular.
- g) La mayor simplicidad y flexibilidad de manejar jardines clonales en comparación con los huertos semilleros.
- h) Menor periodo entre la selección y producción en comparación con los huertos semilleros.
- i) El incremento en la superioridad de clones que pasan a través de múltiples programas de selección.
- j) La habilidad de utilizar estadíos maduros distintos a los juveniles.
- k) La habilidad de seleccionar clones con una mínima capacidad de floración y fructificación, de modo que los productos de la fotosíntesis sean utilizados mayormente en la producción de madera, evitando su uso parcial en la producción de órganos reproductores.

2.5. Superficie foliar de la estaca

El efecto que tiene el área foliar sobre la capacidad de enraizamiento, se encuentra relacionado con la producción de carbohidratos derivados de la fotosíntesis, producción de promotores auxínicos, auxinas

sinergistas (co-factores) o de nutrientes. Los promotores pueden, ser transportados a la zona de enraizamiento en la base de la estaca, puesto que las hojas maduras exporta principalmente en una dirección basipétala. Es importante mantener un potencial hídrico relativamente alto en las hojas y así, disminuir la actividad oxidasa en la fotosíntesis (producción de peróxido de hidrógeno, que es toxico para las plantas) e incrementar la actividad de las auxinas producidas naturalmente (Loach y Gay, 1979, citado por GUTIERREZ, 2003). Si se retiene la hoja en una estaca, la fotosíntesis puede continuar, pero el costo de fotosintetizar es transpirar. La respuesta de la planta es el cierre de estomas, limitando la adquisición de CO₂, para realizar la fotosíntesis Leakey (1985), citado por GUTIERREZ (2003).

Una estaca que pierde sus hojas en el transcurso del periodo de enraizamiento esta igualmente condenada pues, aunque este empezando a echar raíces, no podrá desarrollarse. Es necesaria una superficie foliar mínima para asegurar la fotosíntesis precisada para satisfacer las necesidades correspondientes al desarrollo del sistema radical y a la vida de la estaca (BRAUDEAU, 1981).

2.6. Formación de callo y raíces

La estimulación hormonal mediante la aplicación de auxinas, se basa en el alargamiento celular, y ejerciendo también cierta actividad sobre la división celular. Se produce una hinchazón en la zona de aplicación debido al desarrollo de un tejido llamado callo, que se produce por la rápida división de las células parenquimáticas, la cantidad de este tejido está relacionado con la concentración de ácido auxinas (DEVLIN, 1982).

La aparición de las primeras raíces a través de callo, llevan a suponer que la formación de callo es esencial para el enraizado (KRAMM, 1987). La formación de callo y posterior aparición de raíces esta condicionada con la modificación del cuadro hormonal, conjuntamente con otros factores de crecimiento. Para que esto ocurra es necesario el cumplimiento de una serie de importantes modificaciones en los procesos del cuadro hormonal. La ausencia de estas modificaciones o la inhibición por factores endógenos, puede determinar que no haya formación de raíces. En dicho cuadro desarrollan un papel fundamental los fitoreguladores endógenos, principalmente las auxinas.

Estas auxinas se forman en las yemas presentes en la parte distal de la estaca, éstas migran, en sentido basípeto a través del floema, para concentrarse en la base de la estaca determinando en esta zona la formación de los iniciadores radicular sino estuvieran ya preformados (PINO, 2002).

2.7. Tratamiento de las estacas con reguladores de crecimiento

La aplicación de reguladores de crecimiento para el enraizamiento se torna necesaria cuando el balance citocinina/auxina se encuentra muy alto. Por lo tanto es necesario que haya un balance adecuado, especialmente auxinas, giberelinas y citocininas, o sea, un equilibrio entre promotores e inhibidores del proceso de iniciación radicular. La manera mas común de promover ese equilibrio es a través de la aplicación exógeno de reguladores de crecimiento sintéticos, como AIA (ácido indolacético), AIB (ácido indolbutírico), o ANA (ácido naftalenacético), que pueden elevar el contenido de auxina en el tejido y proporcionar mayor porcentaje, velocidad, calidad y uniformidad de enraizamiento. Con respecto a las auxinas, ha sido bien documentado el efecto

que tienen las mismas en promover el desarrollo de raíces adventicias en la base de la estaca, por medio de la capacidad de promover la iniciación de primordios radicales y de transportar carbohidratos y co-factores a la base de la estaca (NUÑEZ, 1997).

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

Las auxinas se mueven a través de células parenquimáticas desde su lugar de formación hacia los haces vasculares del tallo y; a diferencia de lo que ocurre con los azúcares, iones y otros solutos, que se transportan a través de los tubos cribosos del floema; este transporte, célula a célula, se caracteriza por ser más lento; además, es un transporte polar, es decir, siempre basipétalo. Strasburger (1994), citado por HENRIQUEZ (2004).

El ácido indolbutírico (AIB) se utiliza para causar la formación de raíces aun mas a menudo que el ácido naftalenacético (ANA) o cualquier otra auxina (SALISBURY y ROSS, 2000). Tiene una actividad auxínica débil y los sistemas de enzimas destructores de auxinas, la destruyen en forma relativamente lenta (WEAVER, 1976); tiene la ventaja de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradado fácilmente por la luz o microorganismos y al ser insoluble en agua, permanece por mas tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto (MESÉN, 1998).

Las auxinas pueden ser aplicadas de varias formas, pero en general, los métodos más utilizados son la aplicación en mezclas con talco neutro, la inmersión rápida en soluciones concentradas, remojo en soluciones acuosas diluidas y, exclusivamente para fines experimentales, la aplicación con micropipeta (MESÉN, 1998). La técnica de inmersión rápida consiste en introducir la base de la estaca en una solución concentrada de la auxina por pocos segundos e insertar inmediatamente la estaca en el medio de propagación (MESÉN, 1998). El método de tratamiento con solución concentrada tiene varias ventajas respecto a otros; elimina la necesidad de disponer de equipos para remojar las estacas y después volverlas a manejar para insertarlas en el medio de enraizamiento (HARTMANN y KESTER, 1987).

2.7.1. Medio de enraizamiento

El factor más importante asociado con el medio de enraizamiento es la aireación (GUTIERREZ, 2003). Según Haissig (1986), citado por NUÑEZ (1997), la relación entre aire y agua en el medio de enraizamiento juega un papel importante en el éxito de la macropropagación, al influir en la disponibilidad de oxígeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas. Una atmósfera de suelo saturada, particularmente cuando carece de oxígeno, permite mucha pudriciones; un riego deficiente, y una concentración de oxígeno en el suelo muy alta conduce a la formación de callo en la base de la estaca y, en general, el crecimiento radical lento. Por todo esto, es importante la selección de los medios de enraizamiento para las estaquillas a propagar (Evans, 1951, citado por LEAL *et al.*, 1994).

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

El medio de enraizamiento puede afectar el tipo de sistema radical que se originan de las estacas. Las estacas de algunas especies si se hacen enraizar en arena, producen raíces largas, no ramificadas, gruesas y quebradizas, pero cuando enraízan en una mezcla como arena y musgo turboso, o de perlita y musgo turboso, desarrollan raíces bien ramificadas, delgadas y flexibles, de un tipo más apropiado para extraer y volver a plantar (HARTMANN y KESTER, 1987).

(SALISBURY y ROSS, 2000), señalan que el crecimiento y morfología de las raíces sigue un control genético, pero también influye su entorno edáfico; en este mismo sentido Fitter (1996), citado por HENRIQUEZ (2004), señala que existen varios factores asociados al suelo como la humedad, que modifican el área de la superficie de la raíz, su sobrevivencia y desarrollo; ya que al parecer tiene un efecto en el alargamiento de las raíces, pero no en su diferenciación; además, afirma que varios factores como el nivel

de oxígeno y textura del suelo, concentración de dióxido de carbono, luz y reguladores de crecimiento, también parecen ser importantes.

2.8. Sustancias promotoras del enraizamiento

El propósito de tratar las estacas con reguladores del crecimiento es aumentar el porcentaje de enraizamiento, reducir el tiempo de iniciación de raíces y mejorar la calidad del sistema radical formado (HARTMANN y KESTER, 1983). Existe gran cantidad de sustancias naturales sintéticas que han mostrado su capacidad como promotores del enraizamiento, pero los siguientes son los más comunes:

2.8.1. Ácido Indol - acético (AIA)

El AIA es la auxina natural que se encuentra en las plantas. Su efectividad como promotor del enraizamiento es generalmente menor que la de otros compuestos sintéticos. Esto se debe a que las plantas poseen mecanismos que remueven el AIA de sus sistemas, conjugándolo con otros compuestos o destruyéndolo, lo cual reduce su efectividad; también, al ser soluble en agua es fácilmente lavado del sitio de aplicación, con lo cual obviamente deja de ejercer su efecto (BLAZICH, 1988). Además, las soluciones no estériles de AIA son rápidamente destruidas por microorganismos y por la luz fuerte del sol (HARTMANN y KESTER, 1983).

2.8.2. Ácido Indol-3-butírico (AIB)

El AIB es una auxina sintética químicamente similar al AIA que en la mayoría de las especies ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso como sustancia promotora del enraizamiento.

Tiene las ventajas de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradada fácilmente por la luz o microorganismos y al ser insoluble en agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto (BLAZICH, 1988).

2.8.3. Ácido Naftalenacético (ANA)

El mismo autor sostiene que el ANA es también una sustancia sintética con poder auxínico y es, junto al AIB, una de las promotoras del enraizamiento más utilizadas en la actualidad. Posee las mismas ventajas de estabilidad del AIB y también ha probado ser más efectiva que el AIA. Su desventaja principal es que generalmente ha mostrado ser más tóxica que el AIB bajo concentraciones similares (BLAZICH, 1988).

2.9. Formas de aplicación de las auxinas

Las auxinas pueden ser aplicadas de varias formas, pero en general, los métodos más utilizados son la aplicación en polvo en mezcla con talco neutro, la inmersión rápida en soluciones concentradas, remojo en soluciones acuosas diluidas y, exclusivamente para fines experimentales, la aplicación con micropipeta.

Las mezclas en polvo se preparan mezclando la auxina pura con talco neutro en la concentración deseada o se pueden obtener comercialmente ya preparadas. Tienen las ventajas de que son fáciles y rápidas de utilizar; basta con introducir la base humedecida de la estaca en el polvo, sacudir el exceso e introducir la estaca inmediatamente en el medio de propagación. Al utilizar este método, se deben tomar pequeñas cantidades del producto y

colocarse en un recipiente aparte que se utilizará para aplicar el tratamiento a las estacas. Cualquier sobrante debe ser desechado, pues si se introduce de nuevo al recipiente original, puede contaminar el producto y acelerar su deterioro. Las desventajas de este método de aplicación son que es difícil lograr una aplicación uniforme, requerida por ejemplo para comparaciones de dosis a nivel experimental y es difícil tratar más de una estaca a la vez, además del alto costo de los preparados comerciales (BLAZICH, 1988).

La técnica de inmersión rápida consiste en introducir la base de la estaca en una solución concentrada de la auxina por pocos segundos e insertar inmediatamente la estaca en el medio de propagación. Cuando se utiliza AIB o ANA, la auxina debe diluirse en alcohol puro, lo cual requiere la evaporación del alcohol mediante la aplicación de una corriente de aire (por ejemplo, mediante un ventilador común) antes de introducir la estaca en el medio de enraizamiento. Esta técnica es rápida, permite tratar varias estacas a la vez y es más económica en comparación con el uso de preparados comerciales en polvo. Cuando se utiliza alcohol como solvente tiene la desventaja de que es necesaria la acción adicional de evaporar el alcohol y es difícil controlar la cantidad absorbida por las diferentes estacas (BLAZICH, 1988).

2.10. Concentraciones

La concentración óptima de auxina varía con la especie a propagar, el tipo de material vegetativo, el método de aplicación, el sistema de propagación, etc. esto se determinará para cada caso en particular mediante una simple prueba preliminar donde se evalúe un rango amplio de concentraciones bajo un diseño experimental apropiado (MESÉN, 1998), en

este caso se utilizará una concentración de 2000 ppm, 4000 ppm y 8000 ppm de ácido indol-3-butírico (AIB) químicamente pura de la marca MERCK disuelto en alcohol puro (96%). La aplicación será aplicada a la base de la estacilla con una micropipeta de 10 µl para asegurar que todas reciban igual cantidad de ésta solución ya que permite el control de la cantidad y la concentración aplicada a todas las estaquillas, independientemente de las variaciones en el diámetro de las mismas y se procederá a evaporar el alcohol sometiendo la base de las estaquillas a una corriente de aire frío durante 30 segundos, Para preparar la solución se disuelve la auxina AIB y se agrega a una probeta hasta completar 100 ml de alcohol puro.

2.11. Condiciones ambientales durante el enraizamiento

2.11.1. Efecto de la humedad

En la atmósfera seca, hay un aumento en la evapotranspiración y las estacas pueden desecarse. Se precisa entonces una humedad relativa del aire alta en los comienzos del enraizado para reducir la evapotranspiración y evitar el marchitamiento de los propágulos (Díaz, 1991, citado por NUÑEZ, 1997); ya que las hojas son en extremo sensible a cualquier pérdida de agua por evaporación, dicha pérdida no puede ser compensada con una absorción de agua por la parte baja de la estaca aunque esta este sumergida en el agua: los vasos conductores están, en efecto, parcialmente bloqueados por los mucílagos y los productos de oxidación que se forman en la superficie de corte (BRAUDEAU, 1981). La pérdida de agua es una de las principales causas de muerte de estacas antes de la formación de raíces, pues para que haya división celular, es necesario que las células del tejido de la estaca deban estar

turgentes. Por tanto, el potencial de pérdida de agua en una estaca es muy grande, sea a través de las hojas o de las brotaciones en desarrollo, considerando que las raíces aun no están formadas. Eso se ve agravado cuando se trabajaron especies que exigen largo tiempo para formar raíces y que son utilizadas estacas con hojas y/o consistencia herbácea (Norberto, 1999, citado por TORRES, 2003).

La humedad del alrededor de las estacas tienen 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 aún a través de la combinación de ambos métodos (Malavasi, 1994, citado por TORRES 2003).

2.11.2. Efecto de la temperatura

Las temperaturas de aire en exceso 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, 1987), hecho indeseable para la propagación, ocurre también el aumento de la transpiración, provocando necrosamiento (Fachinelo, 1986, citado por TORRES, 2003), aumentan la respiración de los tejidos, provocando un agotamiento de las reservas nutricionales mientras que bajas temperaturas reducen el proceso fotosintético (Carrera, 1977, citado por TORRES, 2003), y disminuyen el metabolismo de las estacas, llevando a un mayor tiempo para el enraizamiento o incluso aún, no proporcionando condiciones adecuadas para que ocurra, desarrollo y crecimiento radicular (Xavier, 2002, citado por

TORRES, 2003). Debido a que las temperaturas dependen del nivel de irradiación, el uso de sombra es una medida efectiva para prevenir un aumento en la temperatura del sustrato de enraizamiento y del aire que rodea las estaquillas (Leahey y Mesen, 1991, citado por NUÑEZ 1997).

Las temperaturas bajas son importantes por dos razones: i) las tasas de evaporación son menores, y ii) la capacidad de retención de agua del aire es dependiente de la temperatura, por lo que temperaturas bajas ayudan a evitar el estrés hídrico al mantener la humedad relativa alta (Leahey, 1990, citado por NUÑEZ, 1997). La temperatura del aire en torno a las estacas de cacao debe estar comprendida entre 27 y 29°C y no debe rebasar jamás los 30°C. La reducción de la iluminación permite limitar el calentamiento, pero en días muy soleados es necesario hacer riegos regulares para refrescar la atmósfera de las camas de enraizamiento (BRAUDEAU, 1981).

2.11.3. Efecto de la luz

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

Un incremento en la irradiación ha sido asociado con una reducción en el potencial osmótica producto de una alta acumulación de solutos y la consecuente pérdida de agua, causando la reducción en el enraizamiento de las estacas. A su vez, un aumento en la irradiación eleva la presión de vapor en la hoja, reduce la presión de vapor en el aire y causa un incremento en la pérdida de agua por las estacas (Loach, 1988, citado por NUÑEZ, 1997). Por otra parte es mucho más difícil, en las condiciones de iluminación intensa, controlar las variaciones de temperatura y de humedad atmosférica.

2.12. La cámara de sub irrigación

Según LEAKEY (1990), consiste básicamente en un marco de madera o de metal rodeado por plástico transparente para hacerlo impermeable. Los primeros 25 cm se cubren con capas sucesivas de piedras grandes (6 a 10 cm de diámetro), piedras pequeñas (3 a 6 cm) y grava, y los últimos 5 cm se cubren con un sustrato de enraizamiento (arena fina, aserrín, etc.). Los 20 cm basales se llenan con agua, de manera que el sustrato de enraizamiento siempre se mantendrá húmedo por capilaridad. Para introducir el agua u observar su nivel, se utiliza una sección de bambú o cualquier otro material insertado verticalmente a través de las diferentes capas de material. Internamente se utilizan marcos de reglas que le dan apoyo a la estructura y a la vez proporcionan subdivisiones que permiten el uso de sustratos diferentes dentro del mismo propagador. La caja se cubre con una tapa que ajuste bien, también forrada de plástico, para mantener alta la humedad interna.

2.12.1. El micro ambiente para propagación

El micro ambiente dentro de la cámara de sub irrigación ejerce una influencia crítica en el enraizamiento de estacas, éste debe mantener niveles óptimos de irradiación, temperaturas adecuadas en el aire, el sustrato y las hojas y buen balance de agua en las estacas (LOACH, 1988). El microclima de las cámaras de sub irrigación es comparable al de otros sistemas más sofisticados. En una comparación del sistema de sub irrigación con el de nebulización, NEWTON y JONES (1993), encontraron valores menores de humedad relativa, temperatura foliar y temperatura del aire en el sistema de sub irrigación. Además, en este último, el aire se satura en horas de la noche, lo cual resulta en condensación de agua en las hojas y humedecimiento del follaje. Gran cantidad de agua se condensa también en el plástico de la tapa, y su caída contribuye además al humedecimiento de las hojas (MESÉN, 1993).

Las evaluaciones del sistema de sub irrigación han demostrado que es al menos tan efectivo como otros sistemas más sofisticados, e indican su potencial para un rango amplio de especies (NEWTON y JONES, 1993). Para ciertas especies de zonas áridas, susceptibles a pudrición bajo nebulización, el sistema de sub irrigación parece ser más apropiado (LEAKEY *et al.*, 1990).

Durante el proceso de enraizamiento se requiere cierta cantidad de luz para permitir una tasa adecuada de fotosíntesis en las estacas. Sin embargo, la irradiación excesiva provoca el cierre de estomas y la consecuente reducción en el intercambio gaseoso, pérdida de turgencia e incluso la muerte de la estaca (LOACH, 1988).

2.13. Generalidades del cultivo de capirona

2.13.1. Taxonomía

División	: Magnoliophyta
Clase	: Magnoliopsida
Orden	: Rubiales
Familia	: RUBIACEAE
Género	: Calycophyllum
Especie	: <i>Calycophyllum spruceanum</i> (Benth) H. Schum

Nombre común: capirona, palo mulato, palo blanco.

Fuente: SOTELO (1997)

2.13.2. Distribución y hábitat

Según SOTELO (1997), la capirona es una especie nativa que se desarrolla de manera natural en toda la Amazonía, hasta el sur de Brasil y Bolivia, debajo de los 1200 msnm. Es común en zonas de bosques secundarios, aunque se le encuentra también en los bosques primarios.

Se observa en ámbitos con pluviosidad elevada y constante, pero también en zonas con una estación seca marcada. Es una especie heliófita, frecuente en bosques secundarios pioneros y tardíos, en suelos mayormente limosos a arenosos, aluviales, fértiles, a veces temporalmente inundables y en las zonas ribereñas; tolera la pedregosidad elevada. SEARS *et al.* (2002) observan que se trata de un árbol característico en bosques ribereños temporalmente inundables por aguas claras.

2.13.3. Descripción botánica

SOTELO (1997) manifiesta que la especie *Calycophyllum spruceanum* (Bentham) Hooker f. ex Schumann, es un árbol de 50 a 120 cm de diámetro, que alcanza una altura promedio de 20 a 35 m, con el fuste muy recto, cilíndrico, regular, la copa en el último tercio, la base del fuste recta. La Corteza externa es lisa, de color verde y lustrosa, muy característica, homogénea, tersa y lustrosa, dando la impresión de un poste bien pulido, provista de ritidoma papiráceo rojizo que se desprende en placas grandes, irregulares, la corteza interna homogénea, muy delgada, de 1- 2 mm espesor, color crema verdusco. Consta de Hojas simples, más bien pequeñas, de 5-10 cm de longitud, opuestas decusadas, elípticas u oblongas, posee flores hermafroditas, con cáliz y corola presentes, las flores de 1-1.5 cm de longitud, cuando tiernas envueltas totalmente en una bráctea decidua, que es normalmente eliminada primero por la flor central de cada trío de la cima, los pedicelos de 2-3 mm de longitud, pubescentes, el cáliz provisto de 5-6 apéndices de 1 mm de longitud, sus frutos cápsulas pequeñas, elipsoide-alargadas, de 5-8 mm de longitud, pubescentes en su superficie; abren en dos valvas cuando maduran, las semillas diminutas, aladas y alargadas, con el embrión en posición central, poseen un número de 6'050,000 semillas/Kg. La madera es de muy buena calidad, dura, pesada, con grano recto a ondulado y textura fina, de excelente durabilidad, usada extensamente para construcción rural (puntales, travesaños). Es apreciada como leña, ya que el poder calorífico es muy alto y arde aún fresca. Tiene excelentes cualidades para carpintería y moldurado. En años recientes, su demanda para la producción de parquet a nivel nacional es creciente.

2.13.4. Usos

En base a las propiedades descritas, la madera de capirona puede utilizarse en estructuras, vigas, columnas, en pisos machihembrados, postes, mangos de herramienta, ebanistería, artículos de deporte, escultura, arcos, entre otros (Kember, 2001, citado por FLORES, 2002).

2.13.5. Propagación

La propagación se realiza por semillas sexuales, en forma natural las semillas se dispersan profusamente en los suelos inundables. La especie es muy sensible al transplante mostrando aspectos de marchites, tan pronto se le extrae del suelo, por lo que debe eliminarse parcialmente las hojas y evitar el rompimiento de las raíces al momento de la colección de plántulas. Por este motivo se recomienda transplantar a viveros de adaptación plántulas de 5 – 15 cm de altura. Las plántulas se establecerán en vivero a un distanciamiento de 10 x 7 cm protegiéndolas de la luz directa, para luego ir adaptándolas gradualmente hasta el endurecimiento completo de los plantones. En estas condiciones, los plantones podrán transplantarse con cepellón (pan de tierra) a campo definitivo cuando presentan una altura mínima de 40 cm (Kember, 2001, citado por FLORES, 2002).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de ubicación

El presente trabajo de investigación se realizó en las instalaciones del área de propagación del vivero experimental del Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana IIAP – San Martín, cuyas coordenadas UTM son: N 9283654 y E 347742. Ubicándose políticamente en el Distrito de Morales, provincia de San Martín, región San Martín; cuya ubicación geográfica es:

Longitud Oeste	: 06° 31'
Latitud Sur	: 76° 17'
Altitud	: 332 m.s.n.m.

3.1.1. Condiciones Ambientales

Cuadro 1. Condiciones microclimáticas dentro de la cámara de sub irrigación (IIAP- Tarapoto).

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

FUENTE: Ruiz 2009.

Cuadro 2. Datos climáticos de Marzo - Abril del 2009, correspondiente al periodo experimental.

Meses	Temperatura (°C)			Velocidad del viento(Km/h)	Precipitación Total (mm)
	Mínima	Máxima	Media		
Marzo	20.9	34.9	26.2	3.26	90.1
Abril	19.9	34.7	26.1	2.19	302.7

FUENTE: SENAMHI, Tarapoto (2009).

3.2. Materiales

3.2.1. Materiales y equipos de campo

Tijera podadora, esponja, balde, bandejas, guantes, bolsas de plástico grande, etiquetas, mica transparente N° 08, martillo, bisagra, candado, carretilla, tachuela, manguera, pala recta, pala jardinera, wincha 10 m., mochila aspersora 15 L, vernier, micropipeta labopette (10 µm), ventilador pequeño, sustrato (arena blanca, piedra), papel toalla, plancha de tecknopor, cámara digital.

3.2.2. Materiales y equipos de oficina

Papel bond A4 80 g, lápiz, borrador, regla graduada de 30 cm, cartucho de impresora HP Laser 1200, plumones indelebles, cd-rw, engrapador, perforador, calculadora científica, cinta maskingtape, papel milimetrado, lapicero, etiquetas adhesivas, vinifán.

3.2.3. Materiales y reactivos de laboratorio

Mandil blanco para laboratorio, guantes quirúrgicos, algodón, piceta, espátula de acero inoxidable, hexagonales, matríz Erlenmeyer 125 ml,

probeta 100 ml, frasco de ácido indol-3-butírico (25g), alcohol 96°, agua destilada, lejía comercial al 5,25%, pinza de acero, vaso de precipitación, papel aluminio.

3.3. Metodología

3.3.1. Factores y niveles en estudio

A. Material vegetativo

Estaquillas de capirona de una longitud de 8.0 cm.

B. Dosis de Ácido Indol-3-butírico (A)

a1 = 0 ppm

a2 = 2000 ppm

a3 = 4000 ppm

a4 = 8000 ppm

C. Área foliar (B)

b1 = 25 cm²

b2 = 50 cm²

b3 = 100 cm²

3.3.2. Tratamientos en estudio

Cuadro 3. Distribución de los tratamientos en estudio.

Tratamiento	Clave	Dosis de AIB	Área foliar
T ₁	a ₁ b ₁	0 ppm	25 cm ²
T ₂	a ₁ b ₂	0 ppm	50 cm ²
T ₃	a ₁ b ₃	0 ppm	100 cm ²
T ₄	a ₂ b ₁	2000 ppm	25 cm ²
T ₅	a ₂ b ₂	2000 ppm	50 cm ²
T ₆	a ₂ b ₃	2000 ppm	100 cm ²
T ₇	a ₃ b ₁	4000 ppm	25 cm ²
T ₈	a ₃ b ₂	4000 ppm	50 cm ²
T ₉	a ₃ b ₃	4000 ppm	100 cm ²
T ₁₀	a ₄ b ₁	8000 ppm	25 cm ²
T ₁₁	a ₄ b ₂	8000 ppm	50 cm ²
T ₁₂	a ₄ b ₃	8000 ppm	100 cm ²

3.3.3. Diseño experimental

En el presente trabajo de investigación se utilizó el diseño completo al azar (DCA) con arreglo factorial 4A x 3B que contempló el factor regulador de crecimiento (A) y nivel de área foliar (B). Como regulador de crecimiento se empleó el Ácido Indol-3-butírico (AIB) en los niveles a₁= 0 ppm a₂= 2000 ppm a₃= 4000 ppm y a₄= 8000 ppm, mientras que para el factor área foliar los niveles fueron b₁= 25 cm², b₂= 50 cm² y b₃= 100 cm², cuyas interacciones hacen un total de 12 tratamientos que en cuadruplicado hacen un total de 48 unidades experimentales. Cada estaquilla es una unidad experimental. Los resultados de enraizamiento (%), número de raíces, longitud de raíces, mortalidad (%), tiempo de enraizamiento y número de estaquillas enraizadas

fueron evaluados en el programa Microsoft Excel 2003 y sometidos a un análisis de varianza y prueba de rangos múltiples de Tukey. Se generó una base de datos en el software Microsoft Excel. Los datos fueron analizados mediante el análisis de varianza y sometidos a la prueba de Tukey ($p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$) empleando el procedimiento GLM (Modelo General Lineal) en el programa SAS V7.2 (SAS Institute Inc.), los datos de porcentaje fueron transformados convenientemente mediante la fórmula $\sqrt{\%}$ y datos de conteo transformados a $\sqrt{x+1}$ (SNEDECOR y COCHRAN, 1980).

3.3.4. Análisis de varianza

Cuadro 4. Esquema del análisis de varianza.

Fuente de variabilidad	GL
Tratamiento	11
A (Dosis de AIB)	3
B (Área foliar)	2
AxB	6
Error experimental	54
Total	53

3.3.5. Características de la cámara de sub irrigación

Largo total de cámara	: 2.40 m
Largo neto de cámara	: 2.35 m
Ancho total de cámara	: 0.80 m
Ancho neto de cámara	: 0.75 m
Área total de cámara	: 1.91 m ²
Área neta de cámara	: 1.76 m ²

3.3.6. Ejecución del experimento

3.3.6.1. Implementación de la cámara de sub irrigación

La cámara de sub irrigación está basada en el diseño de Howland (1975), modificado por Leakey (1990) y Longman (1993), su estructura consta de listones de madera los cuales anteriormente fueron pintados con esmalte blanco para protegerlo de la humedad e insectos, cuyas dimensiones son de 2,40 m de largo por 0,80 m de ancho. Fué necesario cambiarle un forro nuevo de polietileno transparente # 8 a la cámara, con lo cual crea su propio microclima. Para ambientar la cámara en cuanto al sustrato se procedió a rellenar los primeros 25 cm cubriéndose con capas sucesivas de piedras grandes (6 a 10 cm de diámetro), piedras pequeñas (3 a 6 cm) y los últimos 5 cm se cubrieron con arena blanca que cumple la función de sustrato de enraizamiento, dicho sustrato fué previamente lavado con agua corriente, luego desinfectado con lejía (Hipoclorito de Sodio al 5,25%) para finalmente ser secado al ambiente. Los 20 cm basales del sustrato se llenaron con agua, de manera que el sustrato de enraizamiento siempre se mantuvo húmedo por capilaridad. Para introducir el agua u observar su nivel, se utilizó una sección tubo de plástico insertado verticalmente en una esquina de la cámara a través de las diferentes capas de material. La caja o cámara se cubre con una tapa que ajuste bien, también forrada de plástico, para mantener alta humedad interna.

3.3.6.2. Identificación y selección de plantones

Se identificaron plantones sobresalientes en el vivero agroforestal del Centro de Investigación "Pucayacu" del IIAP-San Martín, ubicado en el caserío de Bello Horizonte, dichos plantones contaban con un tiempo de germinación de 45 días después de la siembra y se seleccionaron de acuerdo a sus características fenotípicas, libre de patógenos, tallos rectos, etc.

3.3.6.3. Preparación de estaquillas y sustrato

Antes de la instalación se preparó los plantones mediante un riego 24 horas antes. Cada plantón generó entre 1 a 2 estaquillas de 8 cm. de longitud, que se produjeron haciendo un corte oblicuo en el tallo justo arriba de un nudo con una longitud de 8 cm, utilizando tijeras podadoras filosas, conteniendo una hoja y un nudo por cada estaquilla, el cual dará origen al nuevo tallo. Para nivelar el sustrato fué necesario utilizar una pequeña plancha de tecknopor de manera que el sustrato superficial (arena blanca) quede parejo, seguidamente se hicieron pequeños hoyos, 120 en total, con una profundidad de 2 cm en el sustrato, a un espaciamiento de 6 cm por 6 cm de ancho y 15 cm por 15 cm de largo. Las etiquetas para identificar los tratamientos por estaquilla se colocaron una vez terminado de hacer los hoyos.

3.3.6.4. Tratamiento de las estacas

Teniendo en cuenta el tipo de tratamiento al que fué destinado la estaquilla, según esto se realizó el tratamiento correspondiente, teniendo en cuenta que la hoja entera viene a ser 100 cm², es decir en el caso de utilizar una estaquilla con 50cm² de área foliar se tuvo que hacer el corte a la mitad

de la hoja de la estaquilla y siendo el caso 25 cm² de área foliar se le hizo el corte en la cuarta parte de la hoja de la estaquilla. Para el caso del tratamiento hormonal de las estaquillas se preparó una solución de AIB a 2000 ppm, disolviendo 0.2 g de AIB enraizado a 100 ml de alcohol puro (96 %). El regulador de crecimiento ácido indol-3-butírico fué disuelto en solvente utilizando alcohol puro (96%), la solución auxínica (AIB) fué en concentraciones de 2000 ppm, 4000 ppm y 8000 ppm aplicado en la base de la estaquilla utilizando para ello una micropipeta de 10 µl, con evaporación inmediata del alcohol con una corriente de aire proveniente de un ventilador pequeño, puesto que este permite un control exacto de la cantidad y la concentración aplicada a todas las estaquillas, independientemente de las variaciones en el diámetro de las mismas, su pubescencia o el grado de transpiración.

3.3.6.5. Establecimiento y colocación de las estaquillas

Las estaquillas fueron colocadas dentro de las cámaras de sub irrigación. La temperatura óptima para el enraizamiento está entre los 20 y 25°C. Cuando la temperatura sube a 30°C la humedad relativa de la atmósfera o contenido de vapor de agua presente en el aire tendrá que ser muy alto (más de 90%) para impedir que las plantas pierdan demasiada agua al incrementarse su transpiración y terminen marchitándose. Para este caso se produjo sombra con mallas plásticas especiales diseñadas para ese propósito; dejando al material utilizado transmitir suficiente cantidad de luz para activar la fotosíntesis de las plantas (VÁSQUEZ, *et al.*, 1997).

Después las estaquillas fueron colocadas en los hoyos de acuerdo a la distribución de los tratamientos del diseño experimental, esto se realizó con

cuidado presionando el medio o sustrato alrededor de ésta. No debe insertarse la estaquilla a presión en el sustrato a fin de no dañar los delicados tejidos en el corte.

3.3.6.6. Cuidados durante el período de propagación

Una vez que las estaquillas fueron establecidas dentro de la cámara de sub irrigación éstos se asperjaron con agua mediante un aspersor manual, especialmente después de períodos de alta temperatura, lo cual ayudó a mantenerlas turgentes y favorecer el proceso de enraizamiento. Una vez cerrada la cámara, se creó un ambiente interno de alta humedad que favorece el enraizamiento, de manera que normalmente no se requieren cuidados adicionales hasta que se produzca el enraizamiento; además, fue conveniente mantener cerrada la tapa a fin de evitar disminución en la humedad relativa dentro del propagador. También fué necesario realizar inspecciones interdiarias para detectar y corregir problemas patológicos, eliminar hojas caídas o estacas con síntomas de necrosis que podrían ser foco de infección, para observar y mantener el nivel del agua y para evaluar el avance en el proceso de enraizamiento. Fué también necesario asperjar siempre que se abra la tapa de la cámara para inspecciones, rociando con agua las hojas de las estaquillas ayudándolas así a mantenerlas turgentes y favorecer el proceso de enraizamiento (MESÉN, 1998).

3.3.6.7. Evaluación final y repique del material enraizado

Luego de 30 días de haber sido instalado las estaquillas y cuando las raíces medían entre 3.0 a 4.0 cm. de longitud, se realizó la evaluación final;

la cual consistió en extraer las estaquillas del propagador por orden de tratamiento y mediante la observación directa realizar el conteo de las raíces presentes por cada estaquilla, se prosiguió a realizar la medición de la raíz con mayor longitud por tratamiento y para esto se utilizó el vernier mecánico, también se hizo el conteo de brotes en las estaquillas (porcentaje de brotamiento), verificando la cantidad de estaquillas sin raíces para hallar el porcentaje de mortalidad y porcentaje de enraizamiento.

Luego de la evaluación las estaquillas enraizadas fueron transplantadas con mucho cuidado teniendo en cuenta que las raíces recién formadas son delicadas y quebradizas, siendo repicadas así en bolsas almacigueras, que contenían un sustrato de calidad (tierra negra y gallinaza) permaneciendo en un ambiente protegido de los rayos solares, se aplicaron riegos frecuentes durante los primeros días (plantas bajo una malla de sarán de 80 % de sombra y aplicación de un riego diario) durante 5 semanas bajo estas condiciones con los mismos cuidados que se le brinda a cualquier planta de vivero (MESÉN, 1998).

Se debe tener en cuenta que las estaquillas han estado por varios días o semanas dentro de un ambiente sombreado y de alta humedad, y por lo tanto pueden sufrir de estrés hídrico, quemaduras e incluso morir si se exponen abruptamente a un ambiente soleado y seco.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Porcentaje de enraizamiento

En el Cuadro 5 se observa el análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento, donde no existen diferencias estadísticas significativas, para la fuente de variación área foliar (B) ni para interacción AxB (dosis de ácido indol-3-butírico por área foliar). Sin embargo, en la fuente de variación dosis de ácido indol-3-butírico (B), si se presentaron diferencias altamente significativas.

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

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	Sig.
Tratamiento	11	36.7437	**
A (Dosis de AIB)	3	35.2633	**
B (Area foliar)	2	0.0411	n.s
AxB	6	1.4393	n.s
Error experimental	108	6.7456	
Total	119	66.5993	

C.V. = 24.17%

En el Cuadro 6, según la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el factor principal dosis de AIB, se observa que el mayor porcentaje de enraizamiento se

obtuvo con la dosis 2000 ppm con 93.33%, lo cual se comportó estadísticamente igual a las dosis de 4000 ppm y 8000 ppm (86.67% y 80.00%, respectivamente) diferenciándose estadísticamente a las estacas no tratadas con AIB que obtuvo menor porcentaje de enraizamiento con 6.67%. Estas diferencias podrían deberse a que las plantas poseen varios mecanismos que reducen o anulan la efectividad de la auxina natural ácido indolacético (AIA), conjugándolo con otros compuestos o destruyéndolo, lo cual no sucede con el ácido indol-3-butírico (AIB) (BLAZICH, 1988). Al parecer, la mayor habilidad de enraizamiento en las estacas tratadas con AIB está relacionada con el incremento de la actividad cambial subsecuente aumento del tejido parenquimáticas de mayor actividad metabólica en las estacas, circunstancia que puede incidir favorablemente en la disponibilidad de carbohidratos solubles durante el proceso de enraizamiento, efecto conocido para las auxinas. VIEITEZ *et al.* (1980). Haissig (1974), Leakey *et al.*, (1982), citado por NÚÑEZ (1997) menciona los efectos directos sobre la división celular asociados con un aumento en la tasa de transporte de carbohidratos y cofactores foliares a la base de las estacas donde promueven la iniciación y desarrollo de las raíces. Actualmente está bien establecido que los metabolitos y otros cofactores de crecimiento se translocan hacia las regiones tratadas con auxinas (PHILLIPS, 1975). Otro efecto de las auxinas a la base de la estaca asociado con la formación de raíces, es su capacidad de estimular la síntesis de ADN en ciertas células (GASPAR y HOFINGER, 1988).

Cuadro 6. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal dosis de ácido indol-3-butírico (A) y área foliar (B) correspondiente al porcentaje de enraizamiento evaluados a los 30 días.

Factores Dosis de AIB (A)	Enraizamiento (%)		Sig.
a ₂ 2000 ppm	93.33%	(1.36) ^{1/}	a [‡]
a ₃ 4000 ppm	86.67%	(1.27)	a
a ₄ 8000 ppm	80.00%	(1.11)	a
a ₁ 0000 ppm	6.67%	(0.15)	b
Área Foliar (B)			
b ₂ 50 cm ²	67.50%	(0.98)	a
b ₃ 100 cm ²	67.50%	(0.98)	a
b ₁ 25 cm ²	65.00%	(0.95)	a

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

[‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre ellas.

En cuanto a la prueba de Tukey (Cuadro 7) para el efecto principal área foliar (B), se puede indicar que en promedio no hubo diferencias significativas entre ellos, aunque numéricamente 50 cm² y 100 cm² de área foliar presentaron mayor y mejor respuesta de enraizamiento (67.50%) probablemente porque estas áreas foliares favorecieron una mayor fotosíntesis y con ello un mayor porcentaje de enraizamiento. Esto concuerda con los experimentos de DÍAZ, 1991, con *Gmelina arborea*, donde el mayor porcentaje de enraizamiento se obtuvo con área foliar de 50 cm².

Estos resultados también coinciden con lo obtenido por VARGAS (1982), en estacas de *E. deglupta*, donde hubo una relación positiva entre área

foliar por estaca y enraizamiento final. Probablemente porque se logró llegar al nivel óptimo de fotosíntesis y respiración y con ello lograr un porcentaje de enraizamiento aceptable.

Las hojas tienen efectos contrastantes en el proceso de propagación. Por un lado, el efecto estimulador de las hojas sobre el enraizamiento se ha asociado a la actividad fotosintética de las mismas, lo cual contribuye a proporcionar asimilados a las raíces en desarrollo (LEAKEY y COUTTS, 1989), y a la producción de auxinas y otras sustancias promotoras de enraizamiento (Hartmann y Kester, 1987, Haissig, 1974). Además se encuentra relacionado con la producción de carbohidratos derivados de la fotosíntesis, producción de promotores auxínicos, auxinas sinergistas (cofactores) o de nutrientes. Kamaluddin y Alt (1996), citados por NÚÑEZ (1997). Los promotores pueden, ser transportados a la zona de enraizamiento en la base de la estaca, puesto que las hojas maduras exportan principalmente en una dirección basipétala. Wilson (1994), citado por NÚÑEZ (1997). El mejor enraizamiento de estacas con mayores áreas foliares, como ocurrió en este estudio, puede atribuirse a la mayor producción fotosintética de las hojas, al mayor suministro de sustancias promotoras del enraizamiento o a ambos factores en conjunto. Otras sustancias producidas en las hojas, llamadas cofactores foliares, también experimentan un transporte basípeto en las estacas y permiten o estimulan la iniciación y desarrollo de los primordios radicales, el tipo y cantidad de cofactores, parece determinar parcialmente que las estaquillas inicien la producción de raíces con facilidad, con dificultad o que no las produzcan del todo (HAISSIG, 1974). El tipo y cantidad de cofactores,

tales como catecoles, fluoroglucinoles, así como terpenoides oxigenados, han estado relacionados con la capacidad de enraizamiento. A su vez, el ácido abscísico ha sido considerado como otro cofactor, quizás por antagonizar el ácido giberélico, el cual, bajo ciertas concentraciones, inhibe la formación de raíces (MESÉN, 1993). Es importante mantener un potencial hídrico relativamente alto en las hojas y así, disminuir la actividad oxidasa en la fotosíntesis (producción de peróxido de hidrógeno, que es tóxico para las plantas) e incrementar la actividad de las auxinas producidas naturalmente. Loach (1977), citado por GUTIÉRREZ *et al.*, (2004). Si se retiene la hoja en una estaquilla, la fotosíntesis puede continuar, pero el costo de fotosintetizar es transpirar. La respuesta de la planta es el cierre de estomas, limitando la adquisición de CO₂, para realizar la fotosíntesis. Leakey (1985), citado por GUTIÉRREZ (2003).

Para tratamientos de acuerdo a la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) (Cuadro 7 y Figura 1), sí mostró efecto significativo en el porcentaje de enraizamiento. Es decir, que las dosis de ácido indol-3-butírico respondieron de manera diferente a los niveles de área foliar. El mejor resultado numérico se encontró en el tratamiento T₄ y T₈ reportando un 100% de enraizamiento, es probable que las estacas con 25 y 50 cm² tengan una condición fisiológica y anatómica ideal que se complementó con una dosis óptima de auxina de AIB. Este resultado es similar los obtenidos en el CATIE (DÍAZ *et al.*, 1991 y 1992; LEAKEY *et al.*, 1990; MESÉN *et al.*, 1992 y 1996; MESÉN 1993; MESÉN y TREJOS, 1997; NÚÑEZ 1997), en los cuales la concentración de 2000 ppm de AIB dió los mejores resultados en *A. acuminata*, *B. quinata*, *Cedrela odorata*, *E.*

deglupta, *Gmelina. arborea* y *S. macrophylla*. Con *Platymiscium pinnatum*, se obtuvo resultados igualmente buenos con las dosis de 2000 ppm y 4000 ppm de AIB; estos tratamientos no se diferencian estadísticamente de los tratamientos T₅, T₆, T₇, T₁₀, T₁₁, T₁₂ y T₉.

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

Trat.	Descripción de tratamientos	Enraizamiento (%)		
T4	2000 ppm + 25 cm ²	100.00%	(1.57) ^{1/}	a [‡]
T8	4000 ppm + 50 cm ²	100.00%	(1.57)	a
T5	2000 ppm + 50 cm ²	90.00%	(1.25)	a
T6	2000 ppm + 100 cm ²	90.00%	(1.25)	a
T7	4000 ppm + 25 cm ²	90.00%	(1.25)	a
T10	8000 ppm + 25 cm ²	80.00%	(1.119)	ab
T11	8000 ppm + 50 cm ²	80.00%	(1.11)	ab
T12	8000 ppm + 100 cm ²	80.00%	(1.11)	ab
T9	4000 ppm + 100 cm ²	70.00%	(0.99)	ab
T3	0000 ppm + 100 cm ²	20.00%	(0.46)	bc
T1	0000 ppm + 25 cm ²	0.00%	(0.00)	c
T2	0000 ppm + 50 cm ²	0.00%	(0.00)	c

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

[‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

Las estacas con área foliares de 25 y 50 cm² sin la aplicación de AIB que corresponden a los tratamientos T₁ y T₂ no enraizaron, esto

probablemente al contenido de auxina natural en las estacas de *Calicophyllum spruceanum* es sumamente bajo.

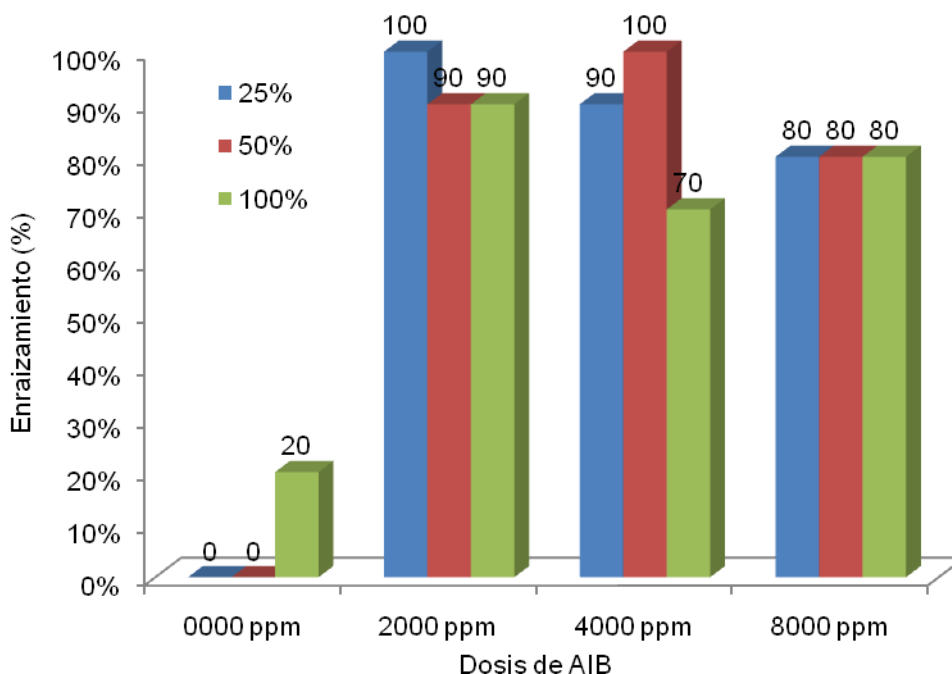


Figura 1. Efecto de dosis de AIB y nivel de área foliar sobre el porcentaje de enraizamiento de estacas de *Calicophyllum spruceanum* (Benth). evaluados a 30 días en propagadores de subirrigación.

4.2. Número de raíces

En el Cuadro 8 se observa el análisis de varianza del número de raíces, donde no existen diferencias estadísticas significativas, para la fuente de variación área foliar (B) ni para interacción AxB (dosis de ácido indol-3-butírico por área foliar). Sin embargo, en la fuente de variación dosis de ácido indol-3-butírico (B), si se presentaron diferencias altamente significativas.

Cuadro 8. Análisis de variancia del número de raíces evaluado a los 30 días.

Datos transformados a $\sqrt{x + 1}$.

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	Sig.
Tratamiento	11	6.9133	**
A (Dosis de AIB)	3	24.0287	**
B (Area foliar)	2	0.8803	n.s
AxB	6	0.3665	n.s
Error experimental	108	0.2571	
Total	119	1.5884	

C.V. = 21.41%

La prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el factor dosis de AIB (Cuadro 9), muestra que no existen diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos 8000, 4000 y 2000 ppm pero sí estas con 0000 ppm. La dosis 8000 ppm de AIB presenta la mayor cantidad de raíces emitidas (10.96 raíces). El número promedio de raíces por estaquilla, mostró la típica tendencia creciente al aumentar la dosis de AIB, como se ha observado en muchas otras especies tropicales. MESÉN (1993); MESÉN *et al.*, (1996), tales como en estaquillas de *Cordia alliodora*. MESÉN *et al.*, (1997); *Vochisia guatemalensis*. MESÉN *et al.*, (1996) y *Khaya ivorensis* (TCHOUNDJEU y LEAKEY, 1996). HAISSIG (1986), reporta que la aplicación de AIB aceleró la formación y el crecimiento inicial de las raíces adventicias en estaquillas de sachá inchi. Este incremento en el número de raíces puede estar relacionado con la función del ácido indol-3-butírico de promover la movilización de carbohidratos de hojas y de tallo a la base de las estacas. VEIERSKOV *et al.*, (1982), indica que una de las funciones de los carbohidratos en algunas especies es la de producir un incremento en el número de raíces por estaca. En todos los casos las raíces

emergieron de la parte lateral de las estacas. Esta tendencia posiblemente se relacione con la hipótesis de que cada una de las fases sucesivas que ocurren durante el proceso de enraizamiento es fisiológicamente diferente, como lo es también la necesidad de auxina en cada fase (GASPAR y HOFINGER, 1988). Se observó además en las estaquillas de capirona no tratadas con AIB, un menor número de raíces emergidas indicando con ello que existió cierta liberación y traslocación de auxinas endógenas.

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

En cuanto a la prueba de Tukey (Cuadro 9) para el efecto principal área foliar (B), existen diferencias estadísticas significativas entre ellas. El área foliar de 100 cm² formó mayor número de raíces adventicias (9.80 raíces) seguida de 50 cm² de área foliar (6.78 raíces) esto probablemente a que favorecieron mayor fotosíntesis y con ello un mayor número de raíces. Esto

concuerta con los experimentos de DÍAZ (1991), con *Gmelina arborea*, donde el mayor número de raíces se obtuvo con áreas foliares de 100 y 50 cm².

Así mismo, se puede notar que existe una relación directa entre área foliar y el número de raíces, ya que a mayor área foliar se presentó mayor número de raíces, tal y como lo han demostrado LEAKEY y COUTTS (1989), en estacas de *Tryplochiton scleroxylon*, donde un menor número de raíces por estacas se produjo con el área de 10 cm² en comparación a lo obtenido con las áreas de 50 cm² y 100 cm², lo cual es atribuido a la mayor producción de carbohidratos solubles encontrado con las dos áreas mayores. Así mismo Costa y Challa (2002), citado por SANTELICES (2007), afirma que la superficie foliar en las estacas puede llegar a ser un indicador de la cantidad de raíces producidas.

Cuadro 9. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal dosis de ácido indol-3-butírico (A) y área foliar (B) correspondiente al número de raíces evaluados a los 30 días.

Factores	Número de Raíces		Sig.
Dosis de AIB (A)			
a4 8000 ppm	10.96	(3.46) ^{1/}	a [‡]
a3 4000 ppm	9.53	(3.22)	a
a2 2000 ppm	8.91	(3.10)	a
a1 0000 ppm	0.33	(1.14)	b
Área Foliar (B)			
b3 100 cm ²	9.80	(3.13)	a
b2 50 cm ²	6.78	(2.62)	ab
b1 25 cm ²	5.73	(2.44)	b

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

[‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

Para el efecto de los tratamientos, la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) (Cuadro 10 y **Figura 1**), mostró diferencia significativa en el número de raíces. El tratamiento T₆ alcanzó el mayor número de raíces con 13.44, seguida del tratamiento T₉ con 13.00 raíces formadas. El número de raíces producidos por las estaquillas es altamente influenciado por la habilidad de la estaquilla a suplir carbohidratos, ya sea de reserva o producido mediante fotosíntesis, al área donde surgen las raíces (LOVELL y WHITE 1986, MOE y ANDERSEN 1988, VEIRSKOV y ANDERSEN 1982). Por lo tanto, una vez que la estaca enraiza, las dosis crecientes de AIB mediante sus reconocidos efectos sobre la división celular y el transporte de sustancias hacia la base de la estaquilla, permiten el desarrollo de un mayor número de raíces, como se presentó en el siguiente estudio. Estaquillas de 25 y 50 cm² de área foliar sin tratamiento de AIB los cuales corresponden a los tratamientos T₂ y T₁ no formaron raíces, probablemente por que no existió una liberación y traslocación de la auxina endógena, lo cual es un requerimiento para la iniciación de las raíces adventicias en tallo y para la división de las primeras células iniciadoras de la raíz (HARTMANN y KESTER, 1996; SHARMA *et al.*, 1991; VARGAS *et al.*, 1999).

Otro factor que afecta el enraizamiento es la irradiación; en el ambiente de la cámara de sub irrigación ha sido identificado como uno de los factores de mayor influencia en el enraizamiento de estaquillas con hoja (LOACH, 1977; LOACH y WHALLEY, 1978; LOACH y GAY, 1979; FRENCH y LINN, 1984; GRANGE y LOACH, 1985). La irradiación en el ambiente afecta

primeramente la turgencia de las hojas y la producción de carbohidratos requeridos para la iniciación y crecimiento de las raíces (GRANGE y LOACH, 1985). La irradiación no debería ser tan alta como para inhibir el enraizamiento a través de sus efectos sobre la acumulación de azúcares y pérdida de turgencia, pero debería ser suficiente para permitir la producción fotosintética de carbohidratos para la iniciación y crecimiento de las raíces (GRANGE y LOACH, 1985; LOACH, 1988).

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

Trat.	Descripción de tratamientos	Número de Raíces		Sig.
T6	2000 ppm + 100 cm ²	13.44	(3.80) ^{1/}	a [‡]
T9	4000 ppm + 100 cm ²	13.00	(3.74)	a
T12	8000 ppm + 100 cm ²	11.75	(3.57)	ab
T10	8000 ppm + 25 cm ²	10.63	(3.41)	abc
T11	8000 ppm + 50 cm ²	10.50	(3.39)	abc
T8	4000 ppm + 50 cm ²	8.60	(3.10)	abc
T5	2000 ppm + 50 cm ²	8.00	(3.00)	abc
T7	4000 ppm + 25 cm ²	7.00	(2.83)	bc
T4	2000 ppm + 25 cm ²	5.30	(2.51)	c
T3	0000 ppm + 100 cm ²	1.00	(1.41)	d
T2	0000 ppm + 50 cm ²	0.00	(1.00)	d
T1	0000 ppm + 25 cm ²	0.00	(1.00)	d

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

[‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

4.3. Longitud de raíz mayor

En el Cuadro 11 se presenta el análisis de varianza para longitud de raíz mayor; en dicho cuadro se puede observar que existe una alta significación estadística en las fuentes de variación: dosis de ácido indol-3-butírico (A), área foliar (B) y en la interacción AxB, (dosis de ácido indol-3-butírico por área foliar).

Cuadro 11. Análisis de variancia de longitud de raíz mayor (cm) evaluado a los 30 días.

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	Sig.
Tratamiento	11	1087.8153	**
A (Dosis de AIB)	3	3651.4949	**
B (Area foliar)	2	201.6228	**
AxB	6	101.3729	**
Error experimental	108	11.3083	
Total	119	298.7113	

C.V. = 21.87%

En el Cuadro 12, la dosis 2000 ppm fue el que mejor efecto causó en la longitud de raíz en promedio con **29.72 mm** en promedio de las dosis de AIB estudiadas, superando estadísticamente al tratamiento sin aplicación de AIB la cual presentó menor longitud de raíz con 5.79 cm tal vez simplemente porque enraizó antes que el testigo.

(Cameron, 1968, citado por HENRIQUEZ, 2004), afirma que la iniciación de raíces y el crecimiento radicular son procesos morfogénicos separados y posiblemente cada uno requiere diferentes condiciones. Los

resultados obtenidos son comparables con los descritos por GARCÍA *et al.*, (2001) en la solanácea *Physalis ixocarpa* Brot., en que tratamientos con concentración de 1500 ppm y 2000 ppm de AIB incrementan la longitud de las raíces.

En cuanto al área foliar en el Cuadro 12, no se encontraron diferencias significativas entre 25 y 50 cm² pero sí estas con 100 cm² de área foliar la que presentó en promedio mayor longitud de raíz (25.32 mm). Esto concuerda en parte con AMINAH *et al.*, (1997) quienes realizaron ensayos en *Shorea leprosul*, en la cual mencionan que parece ser una óptima área foliar en el que el equilibrio entre la fotosíntesis y la transpiración es óptima

Cuadro 12. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal dosis de ácido indol-3-butírico (A) y área foliar (B) correspondiente a la longitud de raíz mayor (cm) evaluado a los 30 días.

Factores	Longitud de raíz mayor (cm)	Sig.
Dosis de AIB (A)		
a2 2000 ppm	29.72	a [‡]
a3 4000 ppm	22.86	Ab
a4 8000 ppm	17.70	B
a1 0000 ppm	5.79	C
Área Foliar (B)		
b3 100 cm ²	25.32	A
b1 25 cm ²	15.33	B
b2 50 cm ²	16.40	B

[‡] Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

Cuadro 13. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) para longitud de raíz mayor evaluado a los 30 días.

Trat.	Descripción de tratamientos	Longitud de raíz mayor (mm)	
T6	2000 ppm + 100 cm ²	36.21	a [‡]
T9	4000 ppm + 100 cm ²	31.65	ab
T4	2000 ppm + 25 cm ²	28.57	ab
T5	2000 ppm + 50 cm ²	24.37	ab
T11	8000 ppm + 50 cm ²	20.61	b
T7	4000 ppm + 25 cm ²	20.57	b
T3	0000 ppm + 100 cm ²	17.38	b
T10	8000 ppm + 25 cm ²	16.47	b
T8	4000 ppm + 50 cm ²	16.35	b
T12	8000 ppm + 100 cm ²	16.04	b
T1	0000 ppm + 25 cm ²	0.00	c
T2	0000 ppm + 50 cm ²	0.00	c

[‡] Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

4.4. Porcentaje de brotación

En el Cuadro 14 se presenta el análisis de varianza para longitud de raíz mayor; en dicho Cuadro se puede observar que no existe una significación estadística en las fuentes de variación: dosis de ácido indol-3-butírico (A), área foliar (B) y en la interacción AxB (dosis de ácido indol-3-butírico por área foliar).

Cuadro 14. Análisis de variancia del porcentaje de brotación evaluado a los 30 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$.

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	
Tratamiento	11	0.7627	n.s
A (Dosis de AIB)	3	1.4256	*
B (Area foliar)	2	0.8019	n.s
AxB	6	0.4181	n.s
Error experimental	108	0.3025	
Total	119	0.5972	

C.V. = 58.36%

La prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) (Cuadro 15) para el efecto principal dosis de ácido indol-3-butírico (A), muestra que hay significancia estadística en las estaquillas que fueron tratadas con 4000 ppm de AIB frente a sin aplicación de AIB. Todas las estaquillas que fueron tratadas en las diferentes dosis en estudio no difieren estadísticamente. Es importante mencionar que mientras la estaquilla no cuente con un adecuado sistema radicular no es deseable que se presente una brotación abundante, ya que esto provoca un desequilibrio entre fotosíntesis y transpiración y/o las sustancias nutricionales de la estaquilla son empleadas para la formación de nuevos brotes y no de raíces, produciendo la muerte eventual de la estaca.

Estudios realizados por DÍAZ (1991) sobre enraizamiento en estaquillas juveniles en *Cedrela odorata* y *Gmelina arborea* alcanzaron un 24% de brotación sin aplicación de AIB. Estudios realizados por RUIZ *et al.*, (2005)

en *Gmelina arborea* alcanzaron un 58.3% de brotación a dosis de 2000 ppm de AIB y 41.8% a dosis de 0 ppm de AIB a los 30 días de iniciado el ensayo.

La prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) (Cuadro 15) para el efecto principal dosis de ácido indol-3-butírico (A), muestra que no hay diferencias estadísticas en los niveles de área foliar en estudio. Las citoquininas probablemente sean los responsables de la brotación de yemas ya que éstas tienen un movimiento no polar (movimiento acropétalo) hacia el ápice.

Cuadro 15. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal dosis de ácido indol-3-butírico (A) y área foliar (B) correspondiente al porcentaje de brotación evaluado a los 30 días.

Factores	Brotación (%)		
Dosis de AIB (A)			
a3 4000 ppm	80.00%	(1.19) ^{1/}	a [‡]
a4 8000 ppm	63.33%	(0.94)	ab
a2 2000 ppm	56.67%	(0.85)	ab
a1 0000 ppm	43.33%	(0.72)	b
Área Foliar (B)			
b1 25 cm ²	67.50%	(1.01)	a
b2 50 cm ²	65.00%	(0.98)	a
b3 100 cm ²	50.00%	(0.79)	a

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

[‡]Valores promedio en una misma columna seguida por la misma letra indican no diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

Cuadro 16. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) correspondiente al porcentaje de brotación evaluado a los 30 días.

Trat.	Descripción de tratamientos	Brotación (%)		
T8	4000 ppm + 50 cm ²	1.00	(1.57) ^{1/}	a [‡]
T10	8000 ppm + 25 cm ²	0.90	(1.25)	a
T7	4000 ppm + 25 cm ²	0.80	(1.11)	a
T4	2000 ppm + 25 cm ²	0.60	(0.89)	a
T5	2000 ppm + 50 cm ²	0.60	(0.89)	a
T9	4000 ppm + 100 cm ²	0.60	(0.89)	a
T2	0000 ppm + 50 cm ²	0.50	(0.79)	a
T6	2000 ppm + 100 cm ²	0.50	(0.79)	a
T11	8000 ppm + 50 cm ²	0.50	(0.79)	a
T12	8000 ppm + 100 cm ²	0.50	(0.79)	a
T3	0000 ppm + 100 cm ²	0.40	(0.68)	a
T1	0000 ppm + 25 cm ²	0.40	(0.68)	a

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

[‡]Valores promedio en una misma columna seguida por la misma letra indican no diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

4.5. Porcentaje de mortalidad

El análisis de varianza (Cuadro 17) para el porcentaje de mortalidad, no encontró diferencias significativas en la interacción AxB (dosis de ácido indol-3-butírico por área foliar). Para la fuente de variación: dosis de ácido indol-3-butírico (A) se encontraron diferencias altamente significativas,

asimismo para la fuente de variación: área foliar (B) se encontraron diferencias estadísticas significativas.

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

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	
Tratamiento	11	3.9179	**
A (Dosis de AIB)	3	13.7078	**
B (Area foliar)	2	0.5140	*
AxB	6	0.1576	n.s
Error experimental	108	0.1172	
Total	119	0.5778	

C.V. = 59.45%

En la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para dosis de ácido indol-3-butírico (Cuadro 18), se observa que existe diferencias estadísticas sin la aplicación de AIB y las que fueron tratadas con AIB. Estas diferencias podrían deberse a que las estacas que no fueron tratadas con AIB no lograron formar raíces, por lo tanto no existió un balance hídrico en el tejido. Además se observó el aumento en la mortalidad de las estaquillas al aumentar concentraciones de AIB, esta se ha asociado a efectos tóxicos (SHIEMBO *et al.*, 1996) que tienden a producir pérdida por turgencia celular (THIMMAN, s.f). Concentraciones de auxinas más altas de las que pueden encontrarse en los tejidos pueden causar la muerte celular (HARTMANN y KESTER, 1996).

Para área foliar (Cuadro 18), los porcentajes promedios de mortalidad en cada una de las áreas foliares no fueron significativamente

diferentes, con el área foliar 100 cm², se obtuvo el mayor porcentaje (45%) seguido por el área foliar 50 y 25 cm² (32.50%).

Cuadro 18. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal dosis de ácido indol-3-butírico (A) y área foliar (B) correspondiente al porcentaje de mortalidad evaluado a los 30 días.

Factores	Mortalidad (%)		Sig.
Dosis de AIB (A)			
a1 0000 ppm	100.00%	(1.57) ^{1/}	a [‡]
a4 8000 ppm	26.67%	(0.42)	b
a3 4000 ppm	13.33%	(0.21)	b
a2 2000 ppm	6.67%	(0.10)	b
Área Foliar (B)			
b3 100 cm ²	45.00%	(0.71)	a
b2 50 cm ²	32.50%	(0.51)	a
b1 25 cm ²	32.50%	(0.51)	a

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

[‡] Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

Cuadro 19. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) para porcentaje de mortalidad evaluado a los 30 días.

Trat.	Descripción de tratamientos	Mortalidad (%)		Sig.
T1	0000 ppm + 25 cm ²	100.00%	(1.57) ^{1/}	a [‡]
T2	0000 ppm + 50 cm ²	100.00%	(1.57)	a
T3	0000 ppm + 100 cm ²	100.00%	(1.57)	a
T12	8000 ppm + 100 cm ²	40.00%	(0.63)	b
T9	4000 ppm + 100 cm ²	30.00%	(0.47)	bc
T10	8000 ppm + 25 cm ²	20.00%	(0.31)	bc
T11	8000 ppm + 50 cm ²	20.00%	(0.31)	bc
T5	2000 ppm + 50 cm ²	10.00%	(0.16)	bc
T6	2000 ppm + 100 cm ²	10.00%	(0.16)	bc
T7	4000 ppm + 25 cm ²	10.00%	(0.16)	bc
T4	2000 ppm + 25 cm ²	0.00%	(0.00)	c
T8	4000 ppm + 50 cm ²	0.00%	(0.00)	c

[‡] Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

V. CONCLUSIONES

1. El efecto del ácido indol-3-butírico (AIB) a diferentes concentraciones para el enraizamiento se logró a los 30 días, obteniéndose un mayor resultado con la aplicación de 2000 ppm (93.33 % de enraizamiento) y con estaquillas de 100 cm² de área foliar se obtuvo en promedio un mayor porcentaje de enraizamiento (67.50 %).
2. Sin la aplicación de ácido indol-3-butírico (AIB) se obtuvo numéricamente menor porcentaje de enraizamiento (6.67%), número de raíces (0.33) y longitud de raíz mayor (5.79 cm), porcentaje de brotación (43.33%), asimismo mayor porcentaje de mortalidad (100%).
3. Con la aplicación de ácido indol-3-butírico (AIB) a 8000 ppm se obtuvo en promedio el mayor número de raíces (10.96) no diferenciándose de las demás dosis.

VI. RECOMENDACIONES

1. Para asegurar el enraizamiento de estaquillas de capirona en trabajos posteriores se recomienda utilizar el ácido indol-3-butírico en dosis de 2000 ppm.
2. Es necesario trabajar mínimo con una superficie foliar completa para asegurar la actividad fotosintética precisada para satisfacer las necesidades correspondientes al desarrollo del sistema radicular y a la vida de la estaquilla.
3. Es importante la realización de nuevas investigaciones con especies forestales de baja producción de plantones de forma natural y la evaluación de tipos y dosis hormonales, edad y grado de lignificación del rebrote.
4. Se recomienda la utilización de las cámaras de sub irrigación como medios eficaces para propiciar el enraizamiento de estaquillas de capirona.

VII. RESUMEN

En el presente trabajo se evaluó los efectos de tres dosis de ácido indol-3-butírico (2000, 4000 y 8000 ppm) y tres niveles de área foliar (25, 50 y 100 cm²) sobre la capacidad de enraizamiento de estaquillas de capirona (*Calycophyllum spruceanum* (Benth) H.) utilizando propagadores de subirrigación. El ensayo se realizó en el vivero del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana en San Martín (IIAP) entre los meses de Febrero - Abril del 2009; empleando el diseño completo al azar (DCA) con arreglo factorial 4A3B cuyas interacciones hacen un total de 12 tratamientos con 10 repeticiones por tratamiento haciendo un total de 120 unidades experimentales, estando cada unidad experimental representada por 1 estaquilla. Los resultados de enraizamiento (%), número de raíces, longitud de raíz mayor (cm), brotación (%), y mortalidad (%) fueron evaluados en el programa Microsoft Excel 2007 y sometidos a un análisis de variancia y prueba de rangos múltiples de Tukey ($p \leq 0.01$ y $p \leq 0.05$) los datos de porcentaje fueron transformados convenientemente mediante la fórmula $\arcsen \sqrt{\%}$ y datos de conteo a $\sqrt{x + 1}$.

A los 30 días de establecido el ensayo las estaquillas con 2000 y 4000 ppm obtuvieron en promedio el mayor porcentaje de enraizamiento (93.33

y 86.67%) y longitud de raíz mayor (29.72 y 22.86 cm), dosis de 8000 ppm obtuvieron en promedio el mayor número de raíces (10.96). Fué imprescindible la aplicación de AIB para estimular el enraizamiento de estaquillas de capirona. Se concluye que es posible propagar la especie forestal capirona por estaquillas (más de 93% de enraizamiento) si se aplica la dosis adecuada de AIB.

VII. ABSTRACT

The present study was evaluated the effects of three doses of acid indole-3-butyric (2000, 4000 and 8000 ppm) and three levels of leaf area (25, 50 and 100 cm²) on the rooting capacity of cuttings of capirona (*Calycophyllum spruceanum* (Benth) H.) using propagators of subirrigation. The essay was conducted in the nursery of the Research Institute of Saint Martín in the Peruvian Amazon (IIAP) between the months of February to April 2009 using the completely randomized design (DCA) under factorial 4A3B interactions with a total of 12 treatments with 10 replications per treatment for a total of 120 experimental units each experimental, unit was represented by 1 peg. The results of rooting (%), number of roots, increased root length (cm), shoot growth (%) and mortality (%) were assessed in the program Microsoft Excel 2007 and subjected to an analysis of variance and multiple range test Tukey ($p \leq 0.01$ and $p \leq 0.05$) percentage data were transformed using the formula conveniently $\arcsen \sqrt{\%}$ and a data count.

For the 30 days of the test set stem from 2000 and 4000 ppm on average received the highest percentage of rooting (93.33 and 86.67%) and increased root length (29.72 and 22.86 cm), dose of 8000 ppm were higher on average number of roots (10.96). Was essential for the implementation of AIB

stimulate rooting of cuttings of capirona. We conclude that it is possible to propagate the species by cuttings capirona forest (over 93% rooting) applies if the appropriate dose of AIB.

IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BLAZICH, F.A. 1988. Chemicals and formulations used to promote adventitious rooting. In *Adventitious Root Formation in Cuttings*. (Eds. David, T.D., Haissig, B.E. y Sankhla, N.). Portland, Oregon. Dioscorides Press. 132-149 p.
- BRAUDEAU J. 1981. *El Cacao. Técnicas Agrícolas y Producciones Tropicales*. Blume Distribuidora S. A. Casas Grandes N° 69. México – D. F. 296 p.
- CUCULIZA, P. 1956. *Propagación de plantas*. Lima. Perú. Talleres gráficos F. L. Villanueva. 340 p.
- DÍAZ, M.E. 1991. *Técnicas de Enraizamiento de estacas juveniles de Cedrela odorata L. y Gmelina arborea Linn*. Tesis Mag. Sci. Turrialba, Costa Rica CATIE. 93 pp.
- DÍAZ, A; SALAZAR R, MESÉN F. 1991. Enraizamiento de estacas juveniles de Cedrela odorata L. *Silvoenergía*, 51. 4 p.
- DÍAZ, A; SALAZAR R; MESÉN F. 1991. Enraizamiento de estacas juveniles de Gmelina arborea Linn. *Silvoenergía*, 49. 4 p.
- FRENCH, C., LIN, W. 1984. Seasonal variation in the effects of CO₂ mist and supplementary lighting from high-pressure sodium lamps on rooting of English holly cuttings. *Horticultural Science*, 19:519-521.

- GARCÍA, L., JIMÉNEZ, J., PEÑA, L. y Rodríguez, P. 2001. Propagación vegetativa en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) mediante enraizamiento de esquejes. *Agricultura Técnica México* 27(1): 27-33.
- GASPAR, T; HOFINGER, M. 1988. Auxin metabolism during adventitious rooting. In: Davis T.D., Haissig B.E., Sankhla N (eds). *Adventitious Root Formation in Cuttings*. Portland, EE:UU. BE Dioscorides Press, p. 117-131.
- GUTIERREZ, M. 2003. Propagación del burío (*Heliocarpus appendiculatus* Turcz.) por semillas, estacas y acodos. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. 120 p. [En línea]. CATIE. (<http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0315e/A0315e.pdf#pagemode=bookma>. Doc. 05 de Abril 2006).
- GUTIERREZ, M; MESÉN, F; VILLALOBOS, R. 2004. Propagación del burío: Un recurso no maderable del bosque tropical, útil para el procesamiento de dulce y azúcar orgánicos. *Recursos Naturales y Ambiente* 41:80-87.
- GRANGE, R.I., LOACH, K. 1985. The effect of light on the rooting of leafy cuttings. *Scientia Horticulturae*, 27:105-111.
- HAISSIG, E. 1986. Metabolic processes in adventitious rooting. In *New Root Formation in Plants and Cuttings* (Ed. Jackson, M.B.) Martinus Nijhoff Pub., Dordrecht/Boston/Lancaster. pp 141-189.
- HAISSIG, E. B. 1974. Origin of adventitious roots. *New Zealand Journal of Forestry Science* (Nueva Zelanda) Numbers 299-310.

- HARTMANN, T. y KESTER, E. 1996. Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial continental S.A. México. 814 p.
- HARTMAN, H.; KESTER, D.E; DAVIS, F.T. 1987 Plant Propagation. Principles and Practices. Prentice- Hall, Inc. Englewood cliffs. Fifth edition. New Jersey. 647 p.
- HARTMANN, T. y KESTER, E. 1996. Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial continental S.A. México. 814 p.
- HENRIQUEZ, E. 2004. Evaluación de tres factores de enraizamiento en morera (*Morus alba*). Tesis Ing. Agr. Santiago, Chile. Facultad de ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. 77 p. [En línea]. Cybertesis. (<http://www.cybertesis.cl/tesis/uchile/2004/henriqueze/doc/henriqueze.pdf> f henriquez, Documentos, 24 de Julio 2005).
- LEAKEY, B; COUTTS, P. 1989. The dynamics of rooting in *Triplochiton scleroxylon* K. Schum. cuttings: their relation to leaf areas, node position, dry weight accumulation, leaf water potential and carbohydrate composition. *Tree Physiology* (Can.) 135-146 pp.
- LEAKEY, R. 1990. Propagación Vegetativa de Especies Forestales. In Manual sobre Mejoramiento Genético. CATIE, Turrialba. Costa Rica. p 113 -120.
- LEAKEY, R.R.B.; MOHAMMED, H. R. 1985. The effects of stem length on root initiation in sequential single-node cuttings of *Triplochiton scleroxylon* K Schum. *Journal of Horticultural Science* (Inglaterra) Vol, número 431-437.

- LEAKEY, R.R.B. 1987. Clonal forestry in the Tropics- A review of developments, strategies and opportunities Commonwealth Forestry Review (Inglaterra). 61-75 pp.
- LEAKEY, R.R.B.; MESEN, F. 1991. Métodos de Propagación Vegetativa en Árboles Tropicales: Enraizamiento de Estacas Suculentas. CATIE, Turrialba. Costa Rica. p 113 -133.
- LOACH, K. 1977. Leaf water potential and the rooting of cuttings under mist and polythelene. *Physiologia Plantarum* (Dinamarca) 40: p 191 -197.
- LOACH, K., WHALLEY, D.N. 1978. The effects of light intensity and sucrose on root formation, photosynthetic ability and senescence in detached cotyledons of *Sinaspis alba* L. and *Raphanus sativus* L. *Annals of Botany*, pp 123-134.
- LOACH, K., GAY, A. P. 1979. The light requirements for propagation hardy ornamental species from leafy cuttings. *Scientia Horticulturae*. pp 217-230.
- LOACH, K. 1988. Controlling environmental conditions to improve adventitious rooting. In *Adventitious Root Formation in Cuttings*. (Eds. Davis, T.D., Haissig, B.E. y Sankhla, N.). Portland, Oregon. Dioscorides Press. pp. 248-273.
- LONGMAN, K.A. 1993. Rooting Cuttings of Tropical Trees. *Tropical Trees: Propagation and Planting Manuals*. Vol. 1. Commonwealth Science Council, London. 137 pp.

- LOVELL P.H., WHITE, J. 1986. Anatomical changes during adventitious root formation. In New Root Formation in plants and Cuttings. Developments in plant and soil sciences; 20. (Ed. Jackson, M.B.) Martinus Nijhoff Publisher, Dordrecht. pp. 111-140.
- MESÉN, F. 1988. Propagación vegetativa de *Araucaria hunsteinii* mediante enraizamiento de estacas. Tesis Lic. Agr., Facultad de Agronomía, Universidad de Costa Rica. 77 p.
- MESÉN, F. 1993. Vegetative propagation of Central American hardwoods. Thesis Ph.D. Edinburgh, Scotland, University of Edinburgh. Institute of Terrestrial Ecology. 231 p.
- MESÉN, F; LEAKEY, B; NEWTON, A. 1996. Propagadores de subirrigación: un sistema simple y económico para la propagación vegetativa de especies forestales. In Avances en la Producción de Semillas Forestales en América Latina. Memorias, Salazar R (ed.), Managua, Nicaragua, 16-20 de octubre 1995. pp. 101-110.
- MESÉN, F; TREJOS, E. 1997. Propagación vegetativa de San Juan (*Vochysia guatemalensis* Donn. Smith) mediante enraizamiento de estacas juveniles. Revista Forestal Centroamericana, pp 19-24.
- MESÉN, F. 1998. Enraizamiento de Estacas Juveniles de Especies Forestales: uso de Propagadores de Subirrigación. Turrialba, Costa Rica. 35 pp.
- MOE, R., ANDERSEN, A.S. 1988. Stockplant environment and subsequent adventitious rooting. In Adventitious Root Formation in Cuttings. (Eds.

- Davis, T.D., Haissig, B.E. and Sankhla, N.) B.E. Dioscorides Press, Portland, Oregon. pp 214-234.
- NÚÑEZ, 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.
- NEWTON, C. y JONES, C. 1993. Characterisation of microclimate of mist an non-mis propagation systems. M Journal of Horticultural Science. 68(3):421-430.
- 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 pp. [En línea]. USP. <http://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/11/11150/tde-24032004-151150/>. Documentos, 04 Septiembre 2005).
- PHILLIPS, I.D.J. 1975. Apical dominance. *Annual Review of plant Physiology*, 26:341-367.
- RUIZ, S. 2009. Efecto de cuatro dosis de ácidos indol-3-butírico y tres tipos de estacas en el enraizamiento de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en San Martín – Tarapoto (Perú). Tesis de pre grado para optar título de ingeniero agrónomo. 119 pp.

- RUIZ, G., VARGAS, J., CETINA, V., VILLEGAS, A. 2005. Efecto del ácido indolbutírico (AIB) y tipo de estaca en el enraizado de *Gmelina Arborea* Roxb. Revista Fitotecnia Mexicana. 28(4):319-326.
- SALISBURY, F. y ROSS, W. 2000. Fisiología de las plantas. Ed. Paraninfo. Madrid, España. 988 pp.
- SANTELICES, R. 2007. Propagación vegetativa del Hualo, (*Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser), mediante estacas procedentes de rebrotes de tocón. Tesis Magister en Ciencias Forestales, Mención Manejo Forestal. Escuela de Postgrado. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad de Chile. 93 p.
- SHARMA, R.; SHARMA, T. SHARMA, R. 1991. Influence of regulators and de time of operations rootage of air layering in guava (*Psidium guajava* L.) cv. Allahabad Safeda. Rissa Journal of Horticultrual 19:41-45.
- SHIEMBO, P.N.; NEWTON, A.C.; LEAKEY, R.R.B. 1996b. Vegetative propagation of *Ricinodendron heudelotii*, a West African fruit tree. J. Trop. For. Sci., in press.
- SOTELO, C. 1997. Priorización de árboles agroforestales en la cuenca amazônica del Perú. Agroforestería en las Américas 12- 17 pp.
- TCHOUNDJEU, Z ; LEAKEY, B; 1996. Low technology techniques for the vegetative propagation of tropical trees. Commonwealth Forestry Review 69(3):247-257.
- THIMANN, K.V. s.f. The auxins. In: Wilkins, M.B. ed. The physiology of plant growth and development. London, Mcgraw-Hill. P 3-37.

- TORRES, A. 2003. Relação entre Sazonalidade Desrama e Carboidratos no Crescimento do Eucalypto Na propagação Vegetativa por Miniestaquia. Dissertação Mestrado. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo. 65 p. [En línea]. USP. (<http://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/11/11150/tde-09122003-105826/>)
- VARGAS, G, G; ARELLANO, G., SOTO, R. 1999. Propagación por estacas de icaco (*Chrysobalanus icaco* L.) sometidas a aplicaciones de auxinas. Bioagro 11: 103-108.
- VÁZQUEZ, A, *et al* (1997) [En línea] la reproducción de las plantas: semillas meristemos (<http://www.omega.ilce.edu> documento, 5 oct 2006). 201 pp.
- 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.
- ZOBEL, B. TALBERT, J. 1984. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. México D.F. Limusa. 545 pp.

X. ANEXO

Anexo 1.

Figura 2. Preparación de la hormona enraizadora (AIB)



Figura 3. Estaquilla utilizada para el enraizamiento



Figura 4. Preparación de las estaquillas, tratamiento hormonal



Figura 5. Establecimiento de las estaquillas en los propagadores



Figura 6. Mantenimiento del propagador después de la instalación



Figura 7. Primera evaluación a los 15 días de la instalación



Figura 8. Evaluación final a los 30 días de instalación



Figura 9. Plantas repicadas después de la evaluación final



Figura 10. Planta lograda del enraizamiento a 30 días de su repique



Figura 11. Planta llevada a campo definitivo, luego de 2 meses en la bolsa de almácigo