

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA  
FACULTAD DE AGRONOMÍA  
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONÓMICAS**

**“EVALUACIÓN DE LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE TECA (Tectona grandis L.), CHÍCHIQUE (Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg.), PALO BLANCO (Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert), y MATILISGUATE (Tabebuia rosea (Bertol.) DC.)”**

**TESIS  
PRESENTADA A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE  
AGRONOMÍA DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA.**

**POR  
GERÓNIMO ESTUARDO PÉREZ IRUNGARAY**

**En el acto de Investidura como**

**INGENIERO AGRÓNOMO  
EN  
RECURSOS NATURALES RENOVABLES**

**EN EL GRADO ACADÉMICO DE  
LICENCIADO**

**Guatemala, mayo de 1999.**

# UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA



**Ing. Agr. EFRAÍN MEDINA GUERRA  
RECTOR**

## **JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA**

<b>DECANO:</b>	Ing. Agr. José Rolando Lara Alecio
<b>VOCAL PRIMERO:</b>	Ing. Agr. Juan José Castillo Mont
<b>VOCAL SEGUNDO:</b>	Ing. Agr. William Roberto Escobar López
<b>VOCAL TERCERO:</b>	Ing. Agr. Alejandro Arnoldo Hernández Figueroa
<b>VOCAL CUARTO:</b>	Br. Oscar Javier Guevara Pineda
<b>VOCAL QUINTO:</b>	Br. José Domingo Mendoza Cipriano
<b>SECRETARIO:</b>	Ing. Agr. Guillermo Edilberto Méndez Beteta

Guatemala, mayo de 1999.

Honorable Junta Directiva  
Honorable Tribunal Examinador  
Facultad de Agronomía  
Universidad de San Carlos de Guatemala

Distinguidos miembros:

De conformidad con las normas establecidas en la ley orgánica de la Universidad de San Carlos de Guatemala, tengo el honor de someter a su consideración el trabajo de tesis titulado:

**"EVALUACIÓN DE LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE TECA (Tectona grandis L.), CHÍCHIQUE (Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg.), PALO BLANCO (Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert.), y MATILISGUATE (Tabebuia rosea (Bertol.) DC.)"**

Presentado como requisito previo a optar al título de Ingeniero Agrónomo en Recursos Naturales Renovables, en el grado académico de Licenciado.

En espera de su aprobación, me es grato presentarles mi agradecimiento.

Atentamente

  
Gerónimo Estuardo Pérez Irungaray

## **ACTO QUE DEDICO**

**A:**

**DIOS POR SOBRE TODAS LAS COSAS.**

**Mi Mamá:**

**Flora Aldina Irungaray Suárez.**

**Mi Tía:**

**Ilse Amada Irungaray Suárez vda. de Vielman.**

**Mi Familia en general.**

**Mi Novia.**

**Mis amigos.**

**Mis compañeros de estudio.**

**Guatemala.**

## **AGRADECIMIENTOS**

**A:**

**Dios.**

Instituto Nacional de Bosques por apoyar económicamente la realización de este trabajo de investigación.

Banco de Semillas Forestales BANSEFOR. Por todo el apoyo logístico y económico que me brindó, particularmente a su personal técnico, administrativo y de campo y especialmente a su coordinador Ing. Agr. Msc. Julio Gustavo López Payés por la gran colaboración y ayuda que me brindó.

Mis asesores, Ing. Agr. Msc. Edgar Oswaldo Franco e Ing. Agr. Msc. Julio Gustavo López Payés por su esmero en la revisión de este trabajo de investigación.

Universidad de San Carlos de Guatemala, particularmente a la Facultad de Agronomía y sus catedráticos, por todos los conocimientos adquiridos y especialmente por haber inculcado en mi el amor y respeto hacia los Recursos Naturales Renovables.

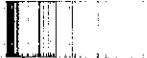
Toda mi familia, por ese apoyo moral que siempre me brindó y que me ayudó a esforzarme para poder terminar esta carrera, pero especialmente a mi Tía Ilse Irungaray vda de Vielman por toda la ayuda que me brindó desde el inicio de la carrera.

## CONTENIDO GENERAL.

	Página.
CONTENIDO GENERAL.....	i
ÍNDICE DE CUADROS.....	iv
ÍNDICE DE FIGURAS.....	v
RESUMEN.....	vi
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. DEFINICIÓN DEL PROBLEMA.....	3
3. MARCO TEÓRICO.....	4
3.1 MARCO CONCEPTUAL.....	4
3.1.1 Propagación vegetativa.....	4
A. Propagación por medio de estacas.....	4
B. Desarrollo de raíces en estacas de tallos.....	5
a. Formación de raíces adventicias.....	5
b. Formación del callo.....	5
C. Proceso del enraizamiento.....	6
D. Factores que influyen en el enraizamiento.....	6
3.1.2 Reguladores de crecimiento.....	9
A. Términos generales.....	9
a. Auxinas.....	9
i. Efectos biológicos de las auxinas.....	10
ii. Mecanismos de acción de las auxinas.....	10
B. Utilización de reguladores de crecimiento para estimular el enraizamiento.....	10
C. Métodos de aplicación de reguladores de crecimiento.....	10
a. Método de inmersión rápida.....	11
b. Método de remojo prolongado.....	11
c. Método del espolvoreado.....	11
3.1.3 Trabajos realizados sobre propagación vegetativa en especies forestales.....	11
3.2 MARCO REFERENCIAL.....	13
3.2.1 Descripción del área experimental.....	13
A. Ubicación.....	13

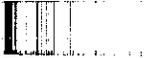
B.	Clima.....	13
C.	Zona de vida.....	13
D.	Suelos.....	15
3.2.2	<b>Descripción del material experimental.....</b>	<b>15</b>
A.	<u>Tectona grandis</u> L. ....	15
a.	Clasificación taxonómica.....	15
b.	Descripción botánica.....	15
c.	Características maderables.....	16
B.	<u>Aspidosperma megalocarpon</u> Muell.-Arg. ....	17
a.	Clasificación taxonómica.....	17
b.	Descripción botánica.....	17
c.	Características maderables.....	17
C.	<u>Cybistax donnell-smithii</u> (Rose) Seibert. ....	19
a.	Clasificación taxonómica.....	19
b.	Descripción botánica.....	19
c.	Características maderables.....	20
D.	<u>Tabebuia rosea</u> (Bertol.) DC. ....	21
a.	Clasificación taxonómica.....	21
b.	Descripción botánica.....	21
c.	Características maderables.....	21
4.	<b>OBJETIVOS.....</b>	<b>23</b>
5.	<b>HIPÓTESIS .....</b>	<b>23</b>
6.	<b>METODOLOGÍA.....</b>	<b>24</b>
6.1	<b>MATERIAL EXPERIMENTAL.....</b>	<b>25</b>
6.2	<b>DISEÑO EXPERIMENTAL.....</b>	<b>27</b>
6.2.1	<b>Tratamientos.....</b>	<b>28</b>
6.3	<b>VARIABLES RESPUESTA.....</b>	<b>29</b>
6.3.1.	<b>Variables cualitativas.....</b>	<b>29</b>
6.3.2.	<b>Variables cuantitativas.....</b>	<b>29</b>
6.4	<b>ANÁLISIS DE LA INFORMACIÓN.....</b>	<b>30</b>
7.	<b>RESULTADOS.....</b>	<b>31</b>
7.1	<b><u>Tectona grandis</u> L. ....</b>	<b>31</b>

7.1.1.	<b>Presencia de callo y brotes</b> .....	34
A.	Presencia de callo.....	34
B.	Presencia de brotes.....	36
C.	Relación entre estacas con callo y brotes.....	37
7.2	<b><u>Aspidosperma megalocarpon</u> Muell.-Arg</b> .....	39
7.3	<b><u>Cyblastax donnell-smithii</u> (Rose) Seibert</b> .....	40
7.3.1.	<b>Presencia de callo y brotes</b> .....	40
A.	Presencia de callo.....	40
B.	Presencia de brotes.....	42
C.	Relación entre estacas con callo y brotes.....	43
7.4	<b><u>Tabebuia rosea</u> (Bertol.) DC.</b> .....	44
8.	<b>CONCLUSIONES</b> .....	47
9.	<b>RECOMENDACIONES</b> .....	48
10.	<b>BIBLIOGRAFÍA</b> .....	49
11.	<b>APÉNDICE</b> .....	52



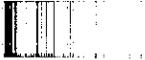
## ÍNDICE DE CUADROS.

	Página.
Cuadro 1. Procedencia del material experimental.....	25
Cuadro 2. Distribución de los diferentes tratamientos evaluados.....	28
Cuadro 3. Tratamientos con sus respectivas repeticiones en las que hubo presencia de raíz en las estacas de Teca.....	31
Cuadro 4A. Presencia (1) o ausencia (0) de callo en las estacas de Teca de acuerdo a los tratamientos aplicados.....	53
Cuadro 5A. Presencia (1) o ausencia (0) de brotes en las estacas de Teca de acuerdo a los tratamientos aplicados.....	53
Cuadro 6A. Presencia (1) o ausencia (0) de callo en las estacas de Palo blanco de acuerdo a los tratamientos aplicados.....	54
Cuadro 7A. Presencia (1) o ausencia (0) de brotes en las estacas de Palo blanco de acuerdo a los tratamientos aplicados.....	54
Cuadro 8A. Presencia (1) o ausencia (0) de callo en las estacas de Matilisguate de acuerdo a los tratamientos aplicados.....	55
Cuadro 9A. Presencia (1) o ausencia (0) de brotes en las estacas de Matilisguate de acuerdo a los tratamientos aplicados.....	55



## ÍNDICE DE FIGURAS.

	Página.
Figura 1. Ubicación geográfica de la finca Sabana Grande.....	14
Figura 2. Sección de una rama de Teca ( <u>Tectona grandis</u> L.), presentando hojas e inflorescencias.....	16
Figura 3. Sección de una rama de Chíchique ( <u>Aspidosperma megalocarpon</u> Muell.-Arg.), presentando hojas e inflorescencias.....	18
Figura 4. Sección de una rama de Palo blanco ( <u>Cybistax donnell-smithii</u> (Rose) Seibert), presentando hojas, inflorescencias y fruto.....	20
Figura 5. Sección de una rama de Matiliguatate ( <u>Tabebuia rosea</u> (Bertol.) DC.), presentando hojas, inflorescencias y fruto.....	22
Figura 6. Mapa de procedencias del material experimental.....	26
Figura 7. Formación de raíces en estacas de Teca en algunos tratamientos.....	32
Figura 8. Comparación de una raíz formada a partir del cámbium con varias raíces formadas a partir del callo en estacas de Teca.....	33
Figura 9. Presentación de una estaca de Teca con presencia de una raíz reducida.....	33
Figura 10. Gráfica del porcentaje de estacas de Teca que formaron callo de acuerdo a los tratamientos aplicados.....	35
Figura 11. Gráfica del porcentaje de estacas Teca con brote de acuerdo a los tratamientos aplicados.....	36
Figura 12. Gráfica de la relación del porcentaje de estacas de Teca con callo y brote en los diferentes tratamientos.....	38
Figura 13. Comparación del callo formado en Palo blanco con el formado en Teca .....	40
Figura 14. Gráfica del porcentaje de estacas de Palo blanco que formaron callo de acuerdo a los tratamientos aplicados.....	41
Figura 15. Gráfica de la relación del porcentaje de estacas de Palo blanco con callo y brote en los diferentes tratamientos.....	43
Figura 16. Callo formado en algunas estacas de Matiliguatate de tres diferentes tratamientos aplicados.....	44
Figura 17. Gráfica de la relación del porcentaje de estacas de Matiliguatate con callo y brote en los diferentes tratamientos.....	45



**“EVALUACIÓN DE LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE TECA (Tectona grandis L.), CHÍCHIQUE (Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg.), PALO BLANCO (Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert.) Y MATILISGUATE (Tabebuia rosea (Bertol.) DC.)”**

**“VEGETATIVE PROPAGATION EVALUATION OF TEAK (Tectona grandis L.), CHÍCHIQUE (Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg.), PALO BLANCO (Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert.) AND MATILISGUATE (Tabebuia rosea (Bertol.) DC.)”**

**RESUMEN.**

El presente trabajo de investigación tuvo como objetivo evaluar la respuesta de las especies forestales: Teca (Tectona grandis L.), Chíchique (Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg.), Palo blanco (Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert) y Matiliguate (Tabebuia rosea (Bertol.) DC.) a la propagación vegetativa, específicamente al enraizamiento de estacas de tallo utilizando dos métodos de aplicación de Ácido Indolbutírico a diferentes concentraciones, tres períodos de enraizamiento y dos diámetros de la estaca.

La investigación se realizó en la finca Sabana Grande, Escuintla, dado que las condiciones ambientales en las que se localiza son adecuadas para el desarrollo de las especies que se evaluaron y por situarse dicha área en la misma zona de vida en la que éstas se encuentran.

Se realizó un experimento para cada especie, utilizando 36 tratamientos distribuidos en 10 repeticiones en un diseño de bloques al azar con arreglo combinatorio, la unidad experimental consistió en una estaca con la aplicación de un tratamiento, la cual fue colocada en una bolsa de polietileno que contenía arena como sustrato. Las variables evaluadas fueron presencia de brotes, presencia de callo, presencia de raíces, número de raíces, longitud de raíces y peso seco de las raíces. El análisis estadístico consistió en una prueba de Q de Cochran para determinar la diferencia entre tratamientos, y luego una prueba de contrastes para determinar los mejores.

Las estacas de Teca, empezaron la formación de raíces hasta el tercer período de enraizamiento, consistente en 120 días, sin embargo éstas no estuvieron presentes en todas las repeticiones de los mismos tratamientos que las habían inducido, por lo que no se consideró conveniente analizar estadísticamente esta variable. Como respuesta a la mayoría de los tratamientos, se observó una abundante formación de callo, aunque las estacas con los diámetros

mayores (1.6 - 2.5 cm) tuvieron mayor porcentaje de presencia de callo. En los tratamientos en los que hubo presencia de raíces se observó que las mismas tuvieron un pobre desarrollo; sin embargo se presentaron a los 120 días. Al igual que con la presencia de callo, en la mayoría de los tratamientos hubo presencia de brotes, los cuales se encontraron incluso a los 120 días y su consistencia era de hojas grandes y vigorosas. Se realizó una prueba de Chi Cuadrado para determinar la relación entre la presencia de callo y brotes en las estacas, encontrándose que estas dos variables estaban relacionadas.

Las estacas de Chíchique no respondieron en ninguno de los tratamientos a la formación de raíces, incluso en ninguna de las estacas hubo presencia de brotes ni callo. Pudo observarse que durante el primer mes las estacas permanecieron con una coloración verde; sin embargo, conforme fue transcurriendo el tiempo y por la alta humedad en la que se desarrollaron, empezaron a pudrirse, hasta que a los 120 días, no se encontró ninguna viva.

Para el caso del Palo blanco, hubo presencia de callo y brotes solamente en los primeros dos periodos (30 y 60 días). A los 120 días se observó la pudrición de todas las estacas inclusive las que habían formado callo.

Las estacas de Matiliguatate presentaron la formación de un callo poco desarrollado, el cual estuvo presente solamente durante el primer mes de enraizamiento y no en todas las estacas. A los 60 días el callo formado empezó a pudrirse aun estando las estacas vivas, incluso algunas presentaban brotes; A los 120 días, todas estaban ya podridas.

Como conclusión principal se determinó que el material vegetal de Teca (Tectona grandis L.), Chíchique (Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg.), Palo blanco (Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert) y Matiliguatate (Tabebuia rosea (Bertol.) DC.) no responde al enraizamiento inducido por la aplicación de Ácido Indolbutírico (AIB) en concentraciones de 3000, y 5000 ppm por el método de inmersión rápida y 1000, 2000 y 3000 ppm por el método del espolvoreado, periodos de enraizamiento de 30, 60 y 120 días y estacas de 1 a 1.5 y 1.6 a 2.5 cm de diámetro.

## 1. INTRODUCCIÓN.

El Banco de Semillas Forestales, BANSEFOR, es un proyecto de inversión del Instituto Nacional de Bosques (INAB), que tiene como propósito fundamental la actividad de fomento a la producción, uso de semillas y material vegetativo genéticamente adaptado y de alta calidad fisiológica, que contribuya a aumentar y mejorar la productividad de las plantaciones forestales del país<sup>1</sup>. En tal sentido, el BANSEFOR ha iniciado una serie de trabajos de investigación que tienen como objetivo la generación de información necesaria para la solución de problemas relacionados con el que hacer del mismo. Uno de los principales problemas en general es la germinación deficiente o nula de la semillas de algunas especies, ya sea ésta por la estructura morfológica que la misma posee o por problemas de pérdida de viabilidad.

La propagación vegetativa se convierte en una herramienta básica para el desarrollo de alternativas que permitan solucionar tales problemas. En el presente trabajo se evaluaron dos métodos de aplicación de Ácido Indolbutírico como regulador de crecimiento con diferentes concentraciones, tres períodos de enraizamiento y dos diámetros de estaca. Las especies que se evaluaron presentan diferentes problemas en su reproducción por medio de semillas (falta de conocimiento sobre la fenología de las especies y su viabilidad es muy baja o se pierde rápidamente), tal es el caso de la Tectona grandis L. y el Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg. Además de las especies que tienen problemas relacionados con la germinación, existe una reducción en la producción de semilla por factores adversos como la edad de los árboles, clima, extracción selectiva, entre otros; por lo que es necesario rescatarlas y una de las alternativas más rápidas para esto, es la propagación vegetativa.

Con la propagación vegetativa se pretende evitar la dependencia de la semilla para reproducir exitosamente a las especies forestales. Por ser un tipo de reproducción asexual, se está garantizando que las nuevas plantas van a tener las mismas características que la planta madre, lo que es de utilidad para el BANSEFOR, para el potencial establecimiento de huertos clonales para la producción de semilla de calidad comprobada.

---

<sup>1</sup> Documento del Proyecto Banco de Semillas Forestales, Instituto Nacional de Bosques. Guatemala.

En general los resultados obtenidos mostraron que las cuatro especies evaluadas no respondieron favorablemente al enraizamiento con los tratamientos evaluados, sino únicamente en algunos casos se observó la presencia de algunas raíces y brotes que no diferenciaron ningún tratamiento de otro.

La formación de callos en las especies Tectona grandis L., Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert. y Tabebuia rosea (Bertol.) DC. puede ser un indicador, de que estas especies respondan al enraizamiento bajo otras condiciones (distintos diámetros de estacas, distintas concentraciones de los reguladores de crecimiento evaluados). Mientras que la especie Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg no mostró formación de callos.

La información obtenida en esta investigación, no permitirá desarrollar programas de producción de plantas a gran escala, sin embargo, presenta resultados que servirán como base para desarrollar investigación más específica en cada una de las especies evaluadas.

## 2. DEFINICIÓN DEL PROBLEMA.

La Tectona grandis L. es una especie forestal que presenta problemas en su propagación debido al bajo porcentaje de germinación que su semilla tiene y a la dificultad que representa la realización de un vivero de la misma especie en cuanto a tiempo y costos. En el Banco de Semillas Forestales (BANSEFOR), con dificultad se ha logrado un porcentaje de germinación del 40%<sup>2</sup>. En las últimas pruebas realizadas en el laboratorio, después de 60 días no se obtuvo respuesta a la germinación aun utilizando tratamientos pregerminativos.

En el caso del Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg. se ha detectado en pruebas de laboratorio del BANSEFOR que su problema es la pérdida rápida de su viabilidad porque en las pruebas de germinación que se le realizan al ingresar al banco se ha obtenido un 70% de germinación<sup>3</sup> pero cuando esas pruebas se repiten al mes de haber almacenado la semilla, el porcentaje baja significativamente, incluso llega a no germinar (no se han realizado estudios para establecer la viabilidad de esa semilla con respecto al tiempo de almacenamiento).

El Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert. y el Tabebuia rosea (Bertol.) DC., tienen porcentajes de germinación altos (83 % y 95 % respectivamente)<sup>4</sup>, el problema detectado en las mismas radica en que ya no se les encuentra en bosques naturales; con el eventual riesgo de que puedan llegar a extinguirse. Se ha reportado por técnicos recolectores de semilla que actualmente a estas especies se les encuentra únicamente en potreros, como cerco, o a la orilla de los caminos y en muy pocos casos se han establecido como plantaciones<sup>5</sup>.

<sup>2</sup> Porcentaje de germinación de la especie Teca reportado en las pruebas rutinarias del Banco de Semillas Forestales.

<sup>3</sup> Porcentaje de germinación de la especie Chichique reportado en las pruebas rutinarias del Banco de Semillas Forestales.

<sup>4</sup> Porcentaje de germinación de las especies Palo blanco y Matiliguatate, reportado en las pruebas rutinarias del Banco de Semillas Forestales.

<sup>5</sup> Registro Nacional Forestal DIGEBOS; Registro Forestal INAB.

### **3. MARCO TEÓRICO**

#### **3.1 MARCO CONCEPTUAL.**

##### **3.1.1 Propagación vegetativa.**

La propagación vegetativa se refiere a la reproducción de una planta por la vía asexual. Por medio de este tipo de propagación se puede generar una planta nueva con solamente usar alguna parte vegetal de la planta original (15,22,29).

Según Hartmann (13), esto se puede lograr debido a que todas las células poseen toda la información genética necesaria para regenerar el organismo completo. Al poseer la misma información genética, la planta originada va a tener las mismas características que la planta de la cual fue tomada, ya que de acuerdo a Mesén (18), se duplica exactamente su genotipo; y según Quijada (22), se mantiene la misma condición fisiológica y genética del árbol padre en la parte propagada. Zobel y Talbert (30), por su parte, afirman que la propagación vegetativa "permite captar y transferir al nuevo árbol todo el potencial genético del árbol donador".

Existen muchas razones por las cuales la propagación vegetativa es muy ventajosa, entre estas están: el mantenimiento de clones, la propagación de plantas con semillas con problemas de germinación y la rapidez, facilidad y economía que representa la multiplicación de las plantas por este método; además, pueden producirse bosques uniformes con respecto a tamaño, calidad y propiedades de la madera (13,30).

##### **A. Propagación por medio de estacas.**

Para propagar una planta por medio de estacas; se corta una porción de tallo, raíz u hoja de la planta madre, se coloca en condiciones favorables y se induce a la formación de raíces y brotes (13).

Las estacas se pueden clasificar de acuerdo a la parte de la planta de donde proceden, así que pueden haber estacas de tallo, de hoja, de hoja y yema, y de raíz (13,22).

Hartmann (13) afirma que las estacas de tallo son el tipo más importante y pueden clasificarse según la naturaleza de la madera que las forman de la siguiente manera: madera dura, madera semidura, madera suave y herbáceas.

## B. Desarrollo de raíces en estacas de tallos.

### a. Formación de raíces adventicias.

Este tipo de raíces se origina en el tejido del xilema secundario joven (13). Pueden ser de dos tipos, raíces preformadas y raíces de lesiones; las primeras están en los tallos o ramas cuando aun están adheridas a la planta madre y se vuelven latentes cuando se cortan las estacas y se ponen en condiciones favorables; las segundas se desarrollan sólo después de haber hecho la estaca (13,29).

Al hacer una estaca, las células quedan expuestas y se da un proceso de cicatrización, formándose una capa de suberina que protege al resto de las células, luego estas células se empiezan a dividir y forman el callo; por último, por procesos de dediferenciación, empiezan a formarse las raíces adventicias (13).

Por lo general, el origen y desarrollo de las raíces adventicias es dentro del tallo, cerca del cilindro vascular, fuera del cámbium; se mantienen en reposo hasta que se hacen las estacas y se colocan en condiciones ambientales favorables. Por ejemplo en Populus sp., se forman en el tallo a mediados del verano y luego emergen de las estacas hechas en la primavera siguiente. En el Sauce (Salix sp.) los primordios radicales pueden permanecer durmientes en la corteza interior durante años, siempre y cuando las ramas permanezcan intactas en el árbol (13).

Hartmann (13) afirma que la formación de raíces adventicias puede depender de ciertos factores inherentes no translocables, determinados por el genotipo de las células individuales del tejido. Aunque es probable que para establecer condiciones que favorezcan la iniciación de raíces existan interacciones entre ciertos factores fijos no móviles situados dentro de las células; podrían ser ciertas enzimas y nutrientes fácilmente conducibles y factores endógenos del enraizamiento.

### b. Formación del callo.

De acuerdo a Hartmann (13), "el callo es una masa irregular de células de parénquima en varios estados de lignificación". Este se origina en las células jóvenes del cámbium vascular y el floema adyacente, pero también pueden contribuir a su formación, células de la corteza y de la médula.

Se cree que a partir del callo se empiezan a formar las raíces, por lo que al haber callo, se está asegurando que la estaca empezará a enraizar (13).

### C. Proceso del enraizamiento.

De acuerdo a Hartmann (13), el enraizamiento es el desarrollo de las raíces cuya formación está influida por factores fisiológicos, bioquímicos y anatómicos y por las relaciones existentes entre ellos. El mismo autor indica que en las estacas de tallo la mayoría de las raíces adventicias se originan en partes y formas diferentes de las normales. Se inician con la división celular, seguida por el desarrollo de grupos de células en división hasta formar un meristemo apical de la raíz. Esta raíz perfora la salida a través de las capas superficiales de células, hasta salir a la superficie (13).

Según Bidwell (2), el crecimiento de la raíz está normalmente bajo el control de ciertos reguladores u hormonas del crecimiento, aunque el tipo y velocidad del crecimiento dependen no solo de la presencia de dichas hormonas sino del balance entre ellas.

Según Leakey y Mesén (15), el proceso del enraizamiento de estacas de especies leñosas es complejo debido a los diversos factores que influyen la capacidad de enraizamiento, sin embargo puede considerarse simple en el momento que se encuentre un método básico que logre facilitar el proceso del enraizamiento. Los mismos autores han trabajado un centenar de especies (no sólo forestales) de las que un 95% de las cuales puede ser propagado con éxito usando procedimientos estandarizados.

### D. Factores que Influyen en el enraizamiento.

#### a. Factores endógenos.

##### i. Edad de la planta madre y de la estaca.

Es un factor muy importante en plantas de difícil enraizamiento. Las estacas tomadas de plantas jóvenes tienen más capacidad de formación de raíces adventicias que las tomadas de plantas viejas, esto se debe a la diferencia fisiológica entre plántula y una planta madura. La condición inmadura llamada juvenilidad es importante en la propagación. Los brotes juveniles enraízan más rápido. Las plantas madres al momento de cortar las estacas deben estar en estado activo de crecimiento y no de floración, para que se encuentre en su máxima capacidad regeneradora (13).

ii. Nutrición de la planta patrón.

El estado nutricional de la planta madre tiene gran influencia en el desarrollo de raíces y ramas en las estacas separadas de ella. Es muy importante la concentración de carbohidratos o almidones seguidos de la presencia de nitrógeno, potasio y zinc. Entre las plantas progenitoras el equilibrio entre el contenido bajo de nitrógeno y alto en carbohidratos, puede favorecer el enraizamiento (13).

iii. Niveles de auxina.

Las auxinas se sintetizan en hojas y yemas, estas sustancias en las células jóvenes no diferenciadas, provocan la síntesis de ácido ribonucleico que interviene en la iniciación de primordios de raíces adventicias del tallo (13).

iv. Posición de la estaca en la planta madre.

Las estacas pueden tomarse de ramas laterales o terminales suculentas, siendo mejores las primeras, debido a que ya ha disminuido el crecimiento rápido y han acumulado carbohidratos. Las estacas pueden separarse de diferentes regiones de las ramas, cuya composición química varía de la base a la punta, incrementándose el contenido de nitrógeno y disminuyendo el contenido de carbohidratos. Generalmente enraízan mejor las estacas tomadas de las partes basales de la rama debido a las altas reservas de carbohidratos, en otros casos son mejores las estacas terminales, pues producen sustancias endógenas promotoras del enraizamiento, o hay menor diferenciación, facilitándole a las células volverse meristemáticas (13).

v. Cofactores de enraizamiento.

Existen sustancias específicas formadoras de raíces como las rizocalinas presentes en hojas, yemas y cotiledones; éstas son requeridas al igual que los terpenoides oxigenados y otras sustancias no identificadas aún, para la iniciación y desarrollo radicular (2).

b. Factores exógenos.

i. Condiciones ambientales.

Los requerimientos de cada especie, el ambiente bajo el cual se desarrollan las estacas va a ser variable en cuanto a los siguientes factores (13):

- **Humedad.** Las estacas necesitan cierto nivel de humedad para vivir. En estacas con hojas, el enraizamiento se ve estimulado pero la pérdida de agua a través de ellas puede disminuir el contenido de agua en las estacas, las cuales llegan a morir por desecación antes de formar raíces.

- **Temperatura.** La temperatura puede regular la producción de raíces, que deben desarrollarse antes del crecimiento del tallo y desarrollo de las yemas, recomendándose temperaturas mayores para la base de la estaca y menores para la parte terminal.

- **Luz.** La luz es un factor importante pues las estacas con hoja elaboran productos fotosintéticos importantes para la iniciación y el crecimiento de raíces, requiriendo intensidad y longitud de luz suficientes para producir carbohidratos, los que serán utilizados después. Las estacas de madera dura sin hojas dependen de los carbohidratos almacenados. Si las necesidades de auxinas son satisfechas externamente, la presencia de luz parece tener un efecto inhibitor sobre la iniciación de las raíces.

## ii. Tratamiento con reguladores de crecimiento.

La aplicación de reguladores de crecimiento influye en la calidad y cantidad de enraizamiento y en el tiempo y la uniformidad del mismo. De los materiales químicos sintéticos, el más recomendable para la producción de raíces es el ácido indolbutírico (13).

## iii. Sustrato.

En las plantas que enraízan con dificultad el medio puede tener una gran influencia tanto en el porcentaje de enraizamiento como en la calidad del sistema radicular que se forme. Existe una serie de factores a considerar entre los que se encuentran:

- **Porosidad.** En el medio debe existir suficiente porosidad que permita una buena aireación y una alta capacidad de retención de agua al igual que un buen drenaje (13).

- **Sanidad.** El medio debe estar libre de enfermedades e insectos, para estacas tiernas de madera suave. Para las estacas de madera semidura debe estar libre de hongos y bacterias (13).

- Oxígeno. Para la producción de raíces es esencial la existencia de oxígeno en el medio, aunque su requerimiento varía en función de la especie (13).

Además de los factores descritos, son necesarias otras prácticas para que el material propagado tenga éxito. Entre esas otras prácticas cabe mencionar la prevención del ataque de hongos por medio de la aplicación de fungicidas logrando con esto la supervivencia de las estacas y un mejoramiento de la calidad de las raíces (29).

Leakey por su parte indica que entre otros factores que influyen en el enraizado de estacas son la capacidad intrínseca de las especies debido a sus propiedades genéticas y fisiológicas (14).

### 3.1.2 Reguladores de crecimiento.

#### A. Términos generales.

Weaver (29) define a los reguladores de crecimiento como "compuestos orgánicos (diferentes de los nutrientes) que, en pequeñas cantidades, fomentan, inhiben o modifican de alguna otra forma cualquier proceso fisiológico vegetal".

Existe también el término "hormonas de crecimiento" que si bien, tiene la misma función que los reguladores, se diferencian en que éstas son producidas por las mismas plantas y los otros son compuestos sintéticos(29).

Dentro de los reguladores de crecimiento se encuentran las auxinas, las giberelinas, las citoquininas y los inhibidores (29).

#### a. Auxinas.

De acuerdo a Weaver (29), se le llama auxinas al grupo de compuestos que se caracterizan por tener la capacidad de inducir la extensión de las células de los brotes. Para Hartmann (13), las auxinas tienen varias ventajas al ser aplicadas a estacas: aceleran su iniciación y aumentan la uniformidad del enraizamiento.

Las auxinas pueden ser naturales, ya que son producidas por la misma planta, tal es el caso del AIA, (Ácido Indolacético), detectado en varios tejidos vegetales, y el IAN (Indolacetonitrilo), extraído de hojas y tallos de plantas superiores de crecimiento rápido; también pueden ser sintéticas, y entre éstas están el AIB (Ácido Indolbutírico) y el ANA (Ácido Naftalenacético) (29).

i. Efectos biológicos de las auxinas.

Los efectos biológicos más importantes que tienen las auxinas son: la estimulación de la división celular, inicio de la formación de raíces de varias especies, inicio de la floración, inducción del amarre de frutos, y desarrollo de frutos jóvenes, entre otros (29).

ii. Mecanismos de acción de las auxinas.

Las auxinas incrementan la flexibilidad de las paredes celulares con lo cual se pierde la presión de turgencia de la célula. Al perderse la presión de turgencia, el agua ingresa al interior de la célula y de esa manera la misma se expande (29).

B. Utilización de reguladores de crecimiento para estimular el enraizamiento.

De acuerdo a Weaver (29), las auxinas son los reguladores de crecimiento más usados para estimular el enraizamiento de las plantas. Dentro de las auxinas sintéticas se conocen dos productos como los que dan los mejores resultados, estos son: el ácido indolbutírico (AIB) y el ácido naftalenacético (ANA).

Según el mismo autor (29), el AIB es un compuesto persistente que se retiene cerca del sitio de aplicación ya que se desplaza muy poco y por lo cual es muy efectivo. Sobre el ANA recomienda usarlo en concentraciones moderadas debido a que es más tóxico que el anterior y puede causar daños a las plantas.

C. Métodos de aplicación de reguladores de crecimiento.

Weaver (29), describe tres métodos para aplicar los reguladores de crecimiento a las estacas y que son los únicos que actualmente se han utilizado en forma amplia y práctica, estos son: la inmersión rápida, el remojo prolongado y el espolvoreado.

a. Método de inmersión rápida.

Consiste en sumergir durante 5 segundos los extremos basales de las estacas en una solución concentrada (500 – 10,000 ppm) del producto químico en alcohol. Una vez absorbido el producto, las estacas se colocan en el medio de enraizamiento. Es un método ventajoso porque se requiere de menos equipo que en los otros dos métodos y que la misma solución puede usarse repetidas veces siempre y cuando se sellen herméticamente para evitar la evaporación del alcohol (29).

b. Método de remojo prolongado.

En este método se prepara la solución requerida y se remoja 2.53 cm del área basal de las estacas por 24 horas, luego se colocan en el medio de enraizamiento. En este método, la cantidad del compuesto absorbido va a depender de las condiciones externas (clima) y las especies usadas (29).

c. Método del espolvoreado.

Este método consiste en mezclar el producto con algún polvo fino inerte (talco o arcilla) según la concentración a aplicar, que varía de 200 a 5,000 ppm (dependiendo el tipo de madera de la estaca). El polvo se aplica en el área basal humedecida en agua, de las estacas y luego se colocan en el medio de enraizamiento. Una de las desventajas de este método es que el polvo se puede desprender de la estaca al insertarla en el sustrato y además que el exceso de polvo en el área basal puede ocasionar toxicidad (29).

### 3.1.3 Trabajos realizados sobre propagación vegetativa en especies forestales.

Chacón (5), trabajó en Guatemala sobre la propagación vegetativa de Quercus tristis aplicando una concentración de 3,000 ppm de AIB por medio del método del espolvoreado a estacas de tres diferentes diámetros (1-8 mm, 9-16 mm, y 17-24 mm.) y tres diferentes épocas de corte (abril, mayo y junio). Evaluó diferentes variables, entre las que están: presencia de yemas en las estacas, presencia de brotes, presencia de cayos, posición del callo, forma del callo y color del callo. Los mejores resultados se obtuvieron en los tratamientos en los cuales se aplicó el AIB.

En El Salvador, Quintanilla (23) realizó una investigación sobre el enraizamiento de estacas de *Eucalypto camaldulensis*. Evaluó el efecto de tres concentraciones de AIB para inducir el enraizamiento en las estacas de esta especie bajo condiciones de invernadero. Las concentraciones evaluadas fueron 0, 4,000, 6,000, y 8,000 ppm del regulador de crecimiento utilizado. El método de aplicación del regulador fue el de inmersión rápida durante 5 segundos. Las variables que evaluó fueron: número de estacas con brotes y número y longitud de raíces. Para la primera variable, el número de estacas con brotes fue mayor en el testigo que en las estacas tratadas con AIB. Para la segunda variable, las estacas del tratamiento testigo no emitieron ninguna raíz, caso contrario, los tres tratamientos de AIB sí emitieron raíces, no habiendo diferencia significativa entre ninguno de los tres. Las conclusiones a las que llegó el autor fueron que las concentraciones evaluadas de AIB estimulan el enraizamiento en las estacas de Eucalipto, aunque las concentraciones fueron muy altas y provocaron fitotoxicidad, razón por la cual recomendó evaluar concentraciones entre 500 y 3,000 ppm de AIB para la misma especie.

En Brasil, Ludewigs y Fernández (16), trabajaron en la producción de plantas de 4 especies del género *Vismia sp.* por medio de estacas. Evaluaron 4 tipos de estaca, dos de tocón y dos de raíz; concluyendo al final que la producción de plántulas de esta especie a través del enraizamiento de estacas es más ventajosa que por medio de semillas. En este experimento, fueron las estacas de raíz las que tuvieron los mayores índices de enraizamiento.

Mesén, Newton y Leakley (19), trabajaron en Costa Rica sobre la propagación vegetativa de *Cordia alliodora* (Ruiz Y Pavones) O. Ken. La investigación consistió en tres experimentos donde evaluaron en cada uno: concentración de IBA (0%, 0.2%, 0.4%, 0.8% y 1.6%) disuelto en una solución de metanol, sustratos (aserrín, arena fina y grava gruesa), y diferentes tipos de corte; para los últimos dos experimentos, la concentración usada de AIB fue de 1.6%. Usaron estacas de hoja, las cuales consistieron en cortes del peciolo de una longitud de 5 cm. Las variables evaluadas fueron porcentaje de enraizamiento y número de raíces. De las concentraciones de AIB evaluadas, la mejor fue la de 1.6%, ya que fue la que mayor número de raíces produjo; aunque con respecto al porcentaje de enraizamiento, no se encontró diferencia significativa entre los tratamientos de 0.8% y 1.6%. Los mejores sustratos fueron los de grava y arena, en ambos no hubo diferencia significativa con respecto al porcentaje de enraizamiento y al número de raíces. En los últimos dos experimentos se pudo observar que sí hubo respuesta de las estacas al enraizamiento al aplicarles la concentración de 1.6% de AIB.

Monteuuis (21), ha trabajado en la propagación de Teca obteniendo excelentes resultados por medio del método de corte de raíces y la micropropagación. El mismo autor indica que debido a la baja germinación que se obtiene con las semillas de esta especie, la mejor alternativa para propagarla es la propagación vegetativa.

Viquez (28), reporta que la propagación de Teca por medio de estacas de brotes apicales se hace empleando Ácido Indolbutírico a 8,000 ppm, obteniéndose porcentajes de sobrevivencia inferiores al 10%, e inclusive 0% para algunos árboles. El principal problema que reporta es la contaminación endógena de las estacas y principalmente la formación de una gran masa de callo en la base de la estaquilla, que impide el desarrollo de raíces; sin embargo estudios realizados para mejorar la técnica de propagación ha permitido subir los porcentajes de sobrevivencia a 60%.

## **3.2 MARCO REFERENCIAL.**

### **3.2.1 Descripción del área experimental.**

#### **A. Ubicación.**

La finca Sabana Grande, se encuentra en la aldea El Rodeo, en el municipio de Escuintla, aproximadamente a 12 kilómetros de la cabecera departamental. Se localiza en las coordenadas: 90°49'51.67" Longitud Oeste y 14°22'54.8" Latitud Norte, a una altitud de 747 msnm (9). (Ver figura 1).

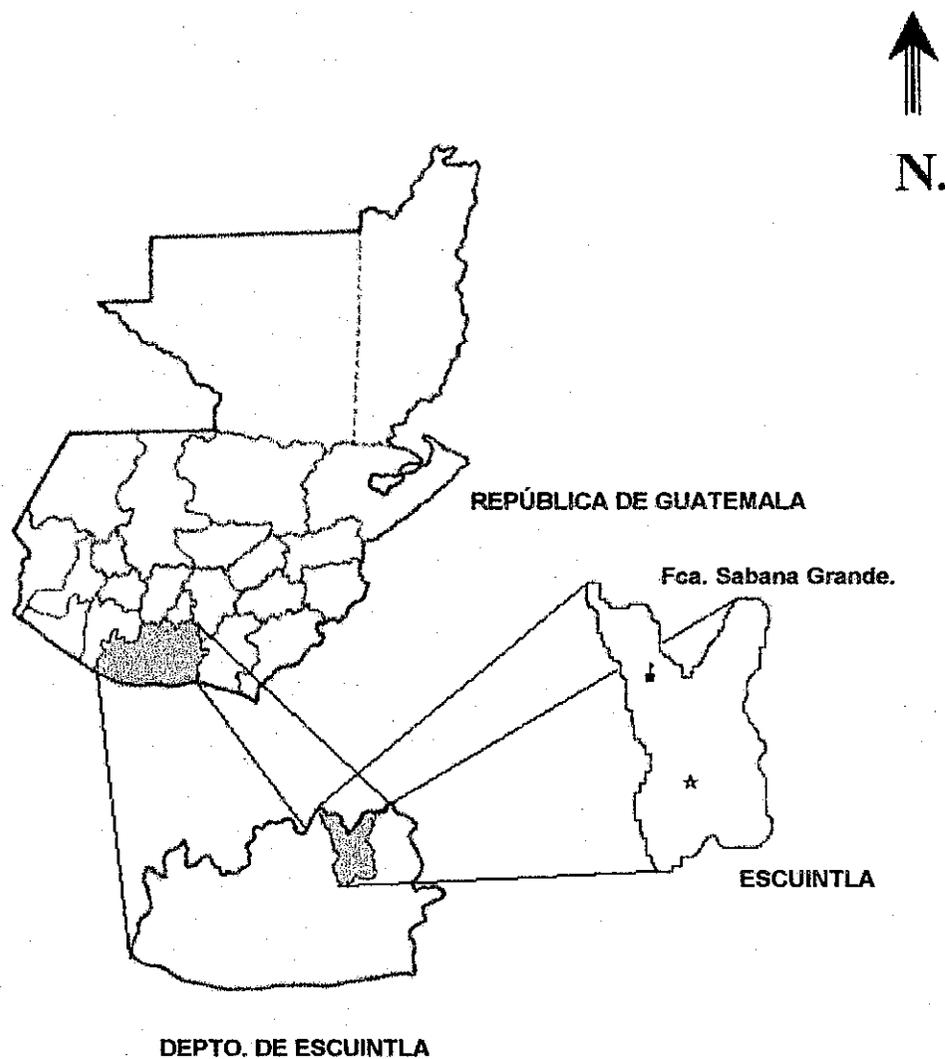
#### **B. Clima.**

La temperatura media anual es de 23.78 °C, con una precipitación media anual de 3,092.5 mm, la humedad relativa se encuentra entre 40 y 96% y la evaporación a la sombra es de 3.66 mm. Los vientos soplan de Norte a Sur y de Norte a Oeste, con velocidades de 50 a 60 Km/hora (12).

#### **C. Zona de vida.**

De acuerdo a De la Cruz (4), en su clasificación de zonas de vida de Guatemala, basado en el sistema Holdridge, la finca Sabana Grande se encuentra en el bosque muy húmedo Subtropical

cálido (bmh-S(c)), que se caracteriza por tener un régimen de lluvia de mayor duración y que influye grandemente en la composición florística ya que es una de las más ricas, y en la fisonomía de la vegetación. Posee un promedio de 3284 mm de precipitación total anual, biotemperaturas de 21 á 25 °C. y la evaporación potencial promedio puede estimarse en 0.45.



(Sin Escala)

Figura 1. Ubicación geográfica de la finca Sabana Grande.

#### D. Suelos.

De acuerdo a Simmons *et al* (24), los suelos de la finca Sabana Grande pertenecen a la serie Alotenango, que se caracterizan por ser bien drenados, profundos, desarrollados sobre ceniza volcánica reciente; suelta y de color oscuro. Ocupan pendientes inclinadas y se encuentran a elevaciones entre 750 y 1,800 msnm.

### 3.2.2 Descripción del material experimental.

#### A. *Tectona grandis* L.

La Teca es una especie forestal exótica que se encuentra distribuida naturalmente en la parte central y Sur de la India, en el Norte de Tailandia y en Laos, y por su fácil adaptación ha sido introducida en diferentes países del Sudeste de Asia, así como en algunos países africanos. (21). En Guatemala se le encuentra en altitudes comprendidas entre los 150 y los 700 msnm.

#### a. Clasificación taxonómica.

La clasificación taxonómica es la siguiente: (3,26).

Reino:	Plantae.
Subreino:	Embryobionta.
División:	Magnoliophyta.
Clase:	Magnoliopsida.
Subclase:	Asteridae.
Orden:	Lamiales.
Familia:	Verbenaceae.
Género:	<i>Tectona</i> .
Especie:	<u><i>Tectona grandis</i> L.</u>

#### b. Descripción botánica.

Es un árbol de fuste recto 30 a 40 metros de altura con corteza áspera y delgada, de color café claro que se desprende en placas grandes y delgadas. Posee hojas opuestas, grandes, de 11 a 85 cm de largo y de 6 a 50 cm de ancho; con peciolo gruesos, limbo membranáceo o subcoriáceo, y nervios prominentes en ambas caras. Sus inflorescencias son panículas erectas terminales de 40 a 100 cm de largo, la flor es de color amarillo verdoso. El fruto es una drupa

coriácea pilosa de 1 a 2 cm de diámetro, rodeado de una cubierta gruesa afelpada café claro y contiene por lo general tres semillas (6,7). (Ver figura 2.)

c. Características maderables.

La madera de Teca es fina y dura, su densidad es de 0.61 a 0.69. Es fácil de trabajar, secar y preservar; es durable, no corrosiva, resistente a las termitas, hongos y a la intemperie. Por sus altas cualidades se le considera una de las especies más valiosas del mundo. Esta madera es usada para construcciones navales, puentes muebles y carpintería en general; también para enchapado y contrachapado así como para la fabricación de barriles para guardar productos químicos (6,21).

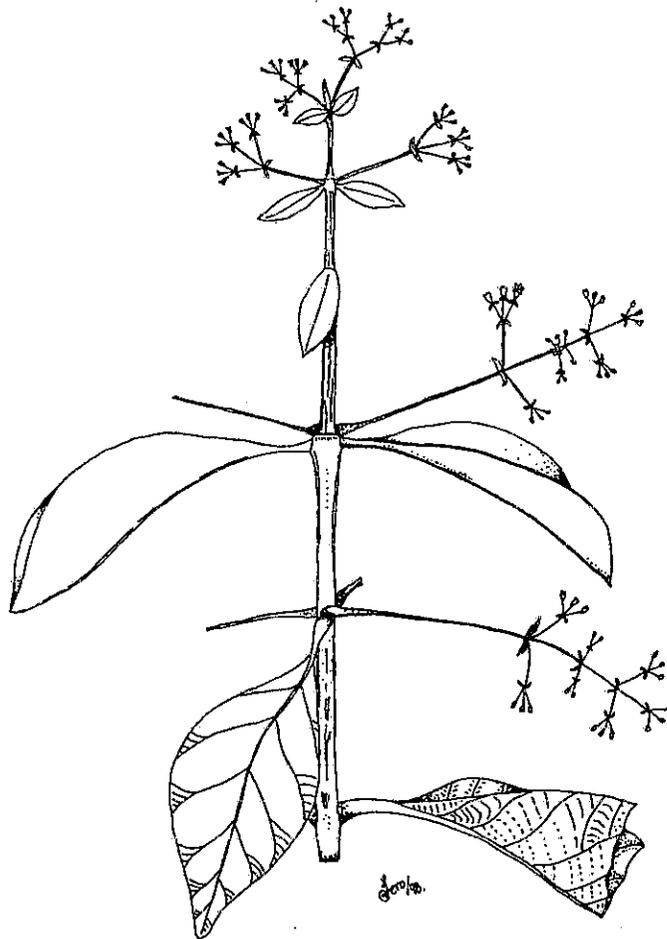


Figura 2. Sección de una rama de Teca (Tectona grandis L.), presentando hojas e inflorescencias.

B. Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg.

El Chíchique es una especie nativa de Guatemala, que se distribuye principalmente en bosques secos y densos de las zonas costeras del país. Standley y Steyermark (26), lo reportaron distribuido en los departamentos de Petén, Alta Verapaz, Suchitepéquez y Escuintla.

a. Clasificación taxonómica.

La clasificación taxonómica del Chíchique es la siguiente: (3,26).

Reino:	Plantae.
Subreino:	Embryobionta.
División:	Magnoliophyta.
Clase:	Magnoliopsida.
Subclase:	Asteridae.
Orden:	Gentianales.
Familia:	Apocynaceae.
Género:	Aspidosperma.
Especie:	<u>Aspidosperma megalocarpon</u> Muell.-Arg.
Sinónimos:	<u>Aspidosperma cruentum</u> .

b. Descripción botánica.

Árbol de 7 a 30 metros de altura, con un diámetro de 20 a 80 cm. Sus hojas son alternas, semielípticas, membranosas o subcoriáceas; y lustrosas en el haz; sus peciolo son de 1 a 3 cm de largo. Posee inflorescencias corimbosas, terminales y axilares; con corolas amarillo pálido (26). (Ver figura 3.)

c. Características maderables.

De esta especie en particular, no existe información bibliográfica acerca de su madera, sin embargo, habitantes del departamento de Escuintla, afirman que esta especie es muy usada en la costa Sur de Guatemala para obtener madera para construcción, y es preferida por los aserraderos debido a lo recto de su fuste.

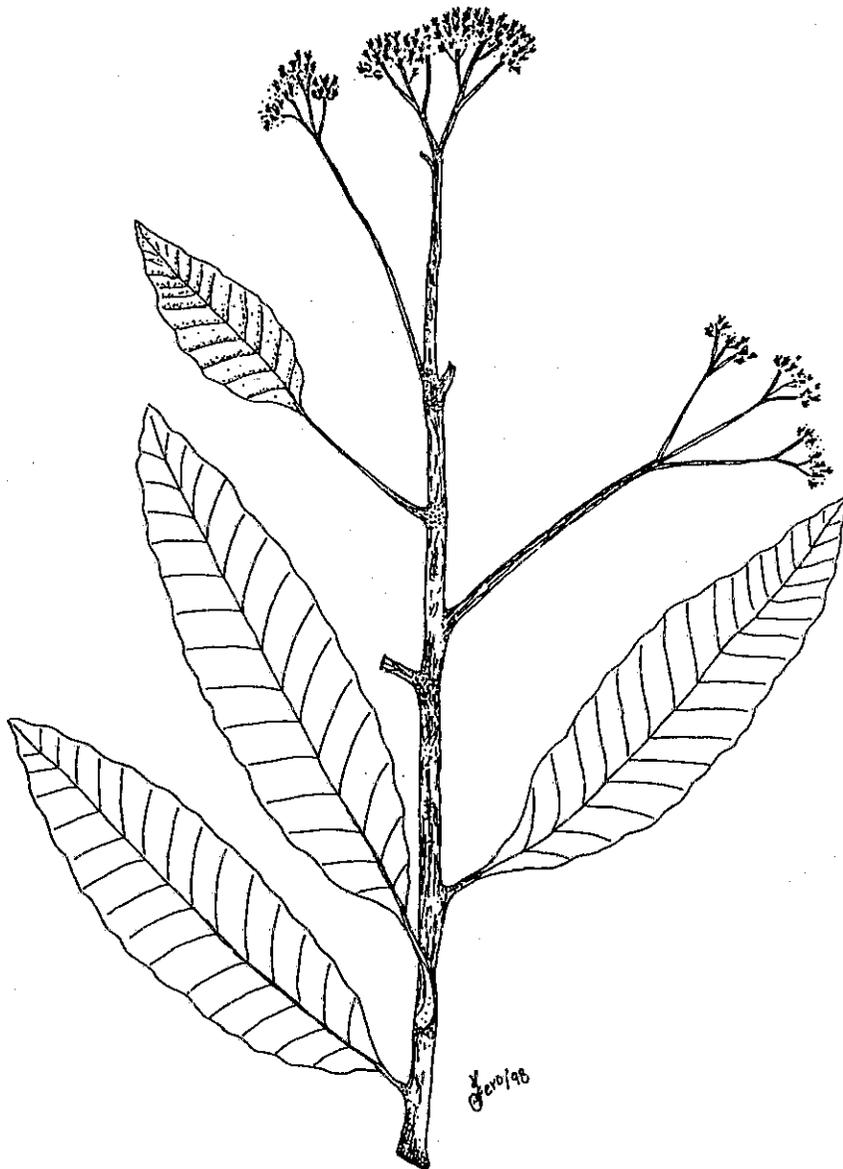


Figura 3. Sección de una rama de Chichique (Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg.), presentando hojas e inflorescencias.

C. Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert).

Esta especie estuvo distribuida en forma natural en los departamentos de Chiquimula, Santa Rosa, Escuintla, Suchitepéquez, Retalhuleu y San Marcos, sin embargo su distribución fue disminuyendo por la extracción de su madera para exportación hacia los Estados Unidos (26).

Actualmente puede encontrarse dispersamente en los departamentos de Santa Rosa, Escuintla, Suchitepéquez y Retalhuleu, y según observaciones realizadas en el campo por el equipo recolector de semillas forestales del banco de semillas forestales del INAB, se le encuentra comúnmente en la orilla de las carreteras y como cerco vivo en potreros.

a. Clasificación taxonómica.

La clasificación taxonómica del Palo blanco es la siguiente: (3,26).

Reino:	Plantae.
Subreino:	Embryobionta.
División:	Magnoliophyta.
Clase:	Magnoliopsida.
Subclase:	Asteridae.
Orden:	Schrophulariales.
Familia:	Bignoniaceae.
Género:	Cybistax.
Especie:	<u>Cybistax donnell-smithii</u> (Rose) Seibert.
Sinónimos:	<u>Roseodendron donnell-smithii</u> , <u>Tabebuia donnell-smithii</u> .

b. Descripción botánica.

Árbol de 35 metros de altura, con un diámetro de 60 a 100 cm, su corteza es blanca. Sus hojas son deciduas, palmaticompuestas, regularmente de 5 a 7 folios, éstos son membranosos con largos peciolulos y el margen es aserrado irregular. Posee largas inflorescencias paniculadas, el cáliz es membranoso, bilabiado y pubescente. La corola es amarilla, de 4.5 a 6 cm. Su fruto es una cápsula de 30 a 45 cm de largo y de 2 a 3 cm de ancho (26). (Ver figura 4.)

c. Características maderables.

La madera del Palo blanco es amarillo-pálida, en algunos casos se torna blanca o café clara. No tiene ningún olor o sabor distintivo. Posee una gravedad específica de 0.45, aunque es fácilmente trabajable, no es muy durable. Su uso principal es para hacer muebles, aunque puede usarse también en construcción (26).

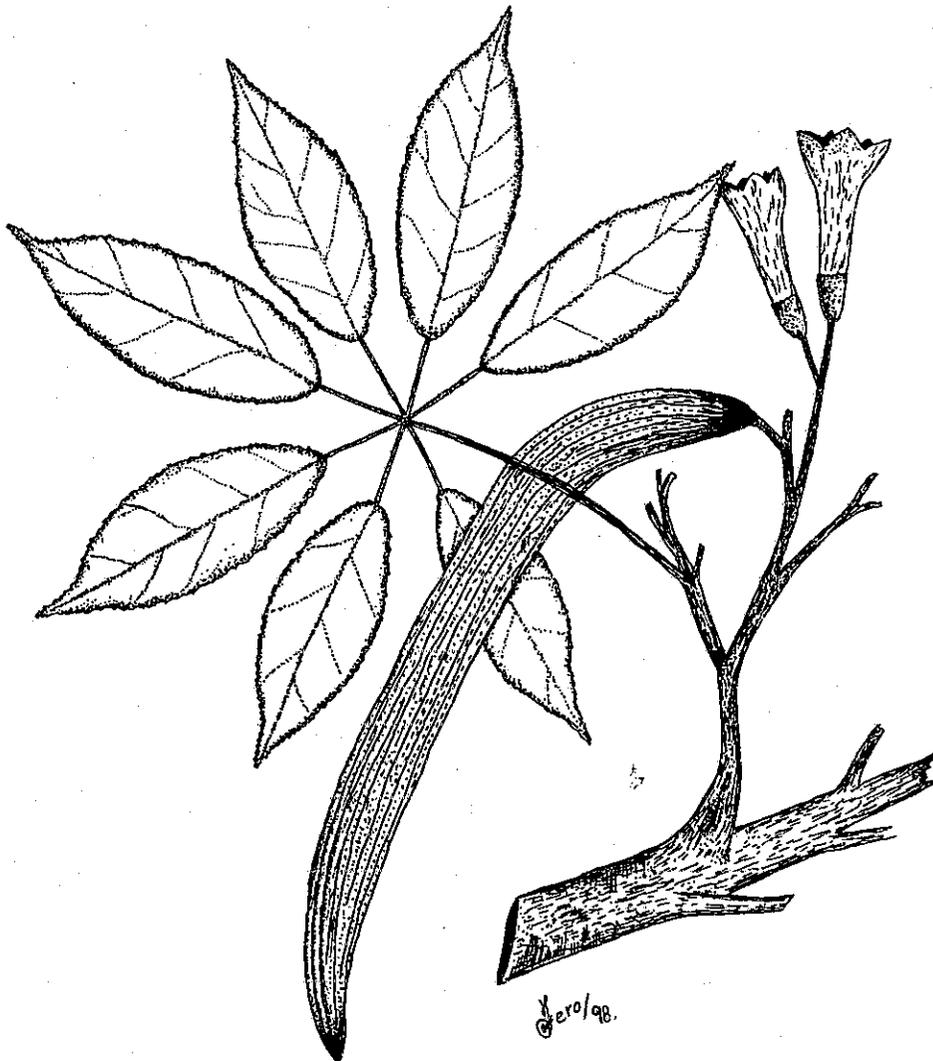


Figura 4. Sección de una rama de Palo blanco (*Cybistax donnell-smithii* (Rose) Seibert.), presentando hojas, inflorescencias y fruto.

D. Tabebuia rosea (Bertol.) DC.).

De acuerdo a la Standley (26), esta especie tiene una amplia distribución en el país ya que la reportó en 15 de sus 22 departamentos, desde los bosques secos y la planicie del Pacífico, hasta alturas de 1,200 msnm. Esos departamentos fueron Petén, Alta y Baja Verapaz, El Progreso, Izabal, Jutiapa, Santa Rosa, Escuintla, Guatemala, Sololá, Suchitepéquez, Retalhuleu, San Marcos y Huehuetenango.

a. Clasificación taxonómica.

La clasificación taxonómica del Matilisguate es la siguiente: (3,26).

Reino:	Plantae.
Subreino:	Embryobionta.
División:	Magnoliophyta.
Clase:	Magnoliopsida.
Subclase:	Asteridae.
Orden:	Schrophulariales.
Familia:	Bignoniaceae.
Género:	Tabebuia.
Especie:	<u>Tabebuia rosea</u> .

b. Descripción botánica.

Árbol de 30 metros de altura, con un grueso tronco mayor de un metro de diámetro y su corteza es gris. Sus hojas son palmaticompuestas, formadas por 5 folios subcoriáceos de 10 a 25 cm de largo, con margen entero. Su inflorescencia es larga y abierta, el cáliz es bilabiado, de 1.5 a 5 cm de largo; la corola es rosado de 6 a 8 cm de largo y su fruto es una cápsula de 30 cm de largo y 1.5 cm de ancho (26). (Ver figura 5).

c. Características maderables.

La madera del Matilisguate estuvo considerada como una de las más importantes de Centroamérica, es usada para una gran variedad de propósitos, tales como: construcción pesada, muebles, gabinetes, acabados interiores, construcción de botes y otra gran cantidad de trabajos. Posee una gravedad específica de 0.62, su textura es media; fácil de trabajar y de excelentes acabados y lo más importante es que se trata de una madera durable (26).



Figura 5. Sección de una rama de Matiliguete (*Tabebuia rosea* (Bertol.) DC.), presentando hojas, inflorescencias y fruto.

## 4. OBJETIVOS.

### 4.1 Objetivo general.

Evaluar la respuesta de Tectona grandis L., Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg., Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert. y Tabebuia rosea (Bertol.) DC. a la propagación vegetativa en función de dos métodos de aplicación de Ácido Indolbutírico como regulador de crecimiento con diferentes concentraciones, tres períodos de enraizamiento y dos diámetros de estaca.

### 4.2 Objetivos específicos.

Evaluar el enraizamiento del material de Tectona grandis L., Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg., Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert. y Tabebuia rosea (Bertol.) DC.; con la aplicación de concentraciones de 1000, 2000, y 3000 ppm de Ácido Indolbutírico (AIB) por el método del espolvoreado, y 3000 y 5000 ppm de Ácido Indolbutírico (AIB) por el método de inmersión rápida.

Evaluar períodos de 30, 60 y 120 días para el enraizamiento de las especies en estudio.

Evaluar estacas de 1 a 1.5 y 1.6 a 2.5 cm de diámetro para el enraizamiento de las especies indicadas.

## 5. HIPÓTESIS

El material vegetal de Tectona grandis L., Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg., Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert. y Tabebuia rosea (Bertol.) DC. responderá al enraizamiento inducido por la aplicación de concentraciones de 1000, 2000, y 3000 ppm de Ácido Indolbutírico (AIB) por el método del espolvoreado, y 3000 y 5000 ppm de Ácido Indolbutírico (AIB) por el método de inmersión rápida.

Al menos en uno de los períodos de 30, 60 y 120 días habrá un mayor número de estacas enraizadas en cada una de las especies evaluadas.

Al menos en uno de los dos diámetros de 1 a 1.5 y 1.6 a 2.5 cm de estacas de las especies evaluadas responderá al enraizamiento.

## 6. METODOLOGÍA.

La investigación se realizó en la finca Sabana Grande, Escuintla, propiedad de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

El material que se utilizó consistió en estacas de dos diámetros de ramas (1.0 a 1.5 cm; y 1.6 a 2.5 cm). Para el primer diámetro, las estacas se tomaron de brotes jóvenes de las ramas del árbol. Para el segundo, las estacas se tomaron de brotes formados en años anteriores. El material de las diferentes especies se recolectó entre la última semana de mayo (para el caso de la Teca) y junio (para las otras tres especies).

Para la inducción del enraizamiento se utilizó el Ácido Indol Butírico (AIB), debido a que es uno de los reguladores más usados para la inducción de raíces (29) y el más utilizado en otros trabajos de investigación similares (5,16,17,23); éste fue aplicado de acuerdo a dos de los métodos descritos por Weaver (29). En el primer método de aplicación (inmersión rápida), el regulador se disolvió en una solución de Hidróxido de Potasio (KOH) 1 Normal de acuerdo a las concentraciones a utilizar (3,000 y 5,000 ppm). En el caso del método del espolvoreo, se usó el regulador ya preparado de una marca comercial (ROTONE<sup>®</sup>) con las concentraciones requeridas (1,000, 2,000 y 3,000 ppm.; Rotone 1, 2 y 3 respectivamente).

Como sustrato se usó arena blanca cernida, la cual es utilizada exitosamente como sustrato en otros trabajos (17, 30) y por ser menos compacto, permitió una toma de lecturas más fácil. El sustrato se desinfectó con PCNB, nombre comercial del Pentacloronitrobenceno; una vez desinfectado sirvió para llenar las bolsas de polietileno calibre 10.16 X 20.32 cm en donde se introdujeron las estacas a enraizar.

Cada especie se sembró con una semana de diferencia entre cada una para facilitar la toma de datos en cuanto a tiempo. Al momento de tomar las lecturas, las estacas se arrancaron y se colocaron en bolsas de papel debidamente identificadas y se transportaron hacia el laboratorio del Banco de Semillas Forestales para realizar el conteo correspondiente.

## 6.1 MATERIAL EXPERIMENTAL.

Se cortaron estacas de 20 cm de largo para cada uno de los diámetros a evaluar, todo el material se recolectó de árboles identificados y seleccionados en la costa Sur, en los departamentos de Escuintla, Suchitepéquez y Quetzaltenango. Las estacas se transportaron envueltas en papel periódico húmedo (16) dentro de hieleras, desde el lugar de recolección hasta donde se realizó el experimento. Antes de la aplicación de los tratamientos la base de las estacas fue tratada con Benlate para evitar el ataque de hongos (23,29) a razón de 2 gramos por litro de agua durante un minuto.

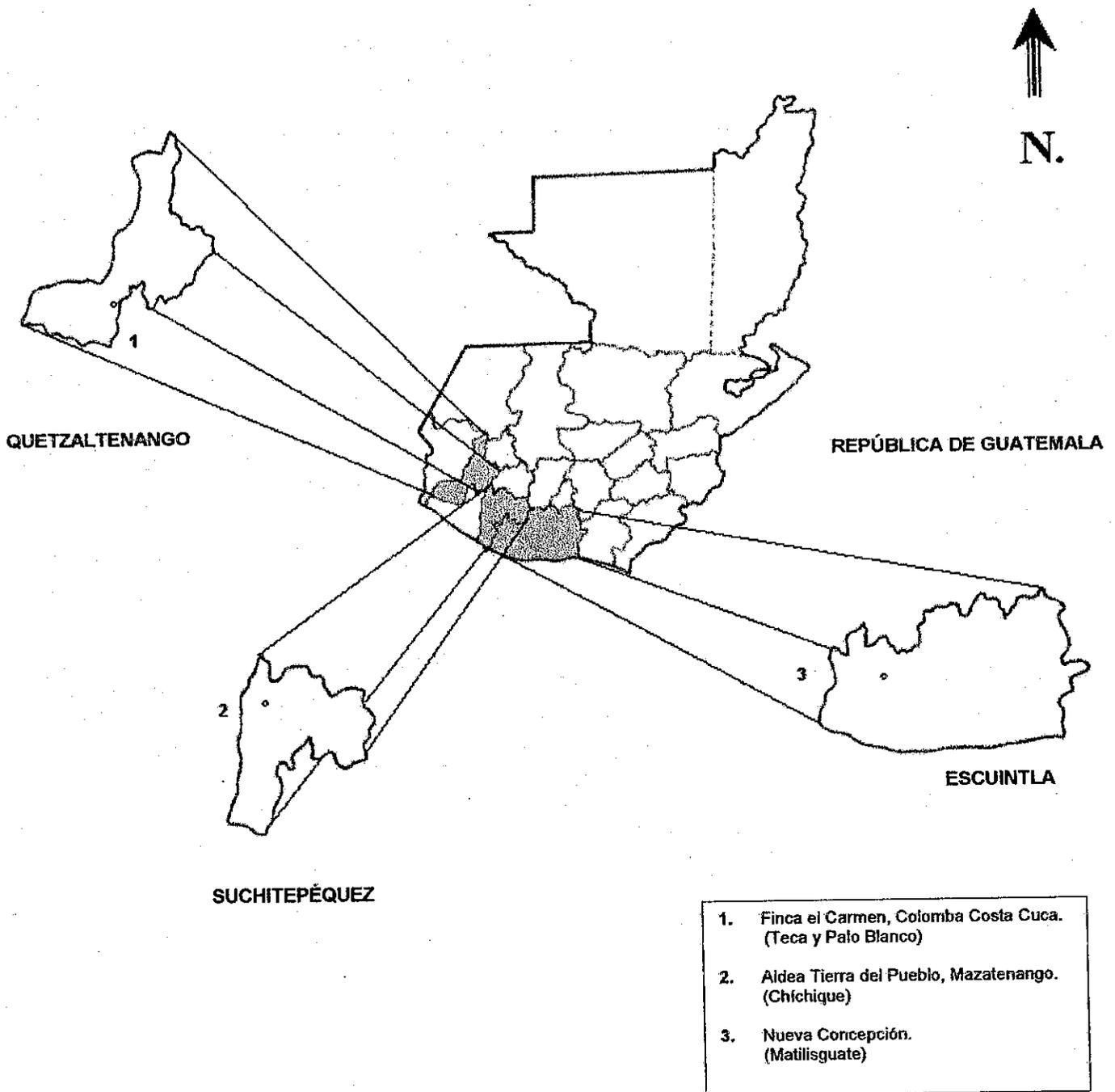
En el cuadro 1 se presentan las procedencias del material experimental evaluado.

Cuadro 1. Procedencia del material experimental.

Procedencia	Especie	Latitud Norte	Longitud Oeste	Altitud Msnm
Finca el Carmen, Colomba Costa Cuca, Quetzaltenango	Teca. Palo blanco.	91° 46' 10.39"	14° 37' 29.19"	510
Aldea Tierra del Pueblo, Mazatenango, Suchitepéquez.	Chíchique.	91°31' 40.28"	14° 31' 10.01"	320
Nueva Concepción, Escuintla	Matilisguate.	91° 13' 24.80"	14° 17' 9.04"	110

FUENTE: Hojas cartográficas de la república de Guatemala (8,10,11)

En la figura 6 se presenta el mapa de la ubicación de la procedencia del material experimental utilizado.



(Sin Escala)

Figura 6. Mapa de procedencias del material experimental.

## 6.2 DISEÑO EXPERIMENTAL.

Se realizó un experimento individual para cada una de las especies con las que se hizo la investigación. Para la ejecución de cada experimento se trabajaron 36 tratamientos distribuidos en 10 repeticiones de un diseño de bloques al azar con arreglo combinatorio, haciendo un total de 360 unidades experimentales. Cada bloque estuvo constituido por un árbol del cual se tomaron las estacas para todos los tratamientos.

Los factores evaluados fueron:

- Dos métodos de aplicación del AIB a diferentes concentraciones.
  - Método de Inmersión rápida, 3,000 ppm.
  - Método de Inmersión rápida, 5,000 ppm.
  - Método del espolvoreo, 1,000 ppm.
  - Método del espolvoreo, 2,000 ppm.
  - Método del espolvoreo, 3,000 ppm.
  - Sin aplicación (testigo).
  
- Tres períodos de enraizamiento.
  - 30 días.
  - 60 días.
  - 120 días.
  
- Dos diámetros de la estaca.
  - 1.0 a 1.5 cm.
  - 1.6 a 2.5 cm.

Cada tratamiento consistió en la combinación del método de aplicación del AIB con sus concentraciones, los tres períodos de enraizamiento y los dos diámetros de la estaca. También hubo tratamientos testigos (sin la aplicación de AIB) que se combinaron con los períodos de enraizamiento y los dos diámetros de la estaca. La unidad experimental consistió en una estaca de la especie a trabajar con un tratamiento.

### 6.2.1 Tratamientos.

En el siguiente cuadro se presentan los diferentes tratamientos que se utilizaron, las combinaciones de los diferentes factores evaluados, así como la identificación de cada uno.

Cuadro 2. Distribución de los diferentes tratamientos evaluados.

Método de aplicación del AIB y su concentración	Periodo de Enraizamiento	Diámetro de La Estaca	Tratamiento.	No.
Método de Inmersión Rápida Durante 5 segundos, 3,000 ppm.	30 días	1-1.5 cm	A1B1C1	1
		1.6-2.5 cm	A1B1C2	2
	60 días	1-1.5 cm	A1B2C1	3
		1.6-2.5 cm	A1B2C2	4
	120 días	1-1.5 cm	A1B3C1	5
		1.6-2.5 cm	A1B3C2	6
Método de Inmersión Rápida Durante 5 segundos, 5,000 ppm.	30 días	1-1.5 cm	A2B1C1	7
		1.6-2.5 cm	A2B1C2	8
	60 días	1-1.5 cm	A2B2C1	9
		1.6-2.5 cm	A2B2C2	10
	120 días	1-1.5 cm	A2B3C1	11
		1.6-2.5 cm	A2B3C2	12
Método del Espolvoreado, 1,000 ppm.	30 días	1-1.5 cm	A3B1C1	13
		1.6-2.5 cm	A3B1C2	14
	60 días	1-1.5 cm	A3B2C1	15
		1.6-2.5 cm	A3B2C2	16
	120 días	1-1.5 cm	A3B3C1	17
		1.6-2.5 cm	A3B3C2	18
Método del Espolvoreado, 2,000 ppm.	30 días	1-1.5 cm	A4B1C1	19
		1.6-2.5 cm	A4B1C2	20
	60 días	1-1.5 cm	A4B2C1	21
		1.6-2.5 cm	A4B2C2	22
	120 días	1-1.5 cm	A4B3C1	23
		1.6-2.5 cm	A4B3C2	24
Método del Espolvoreado, 3,000 ppm.	30 días	1-1.5 cm	A5B1C1	25
		1.6-2.5 cm	A5B1C2	26
	60 días	1-1.5 cm	A5B2C1	27
		1.6-2.5 cm	A5B2C2	28
	120 días	1-1.5 cm	A5B3C1	29
		1.6-2.5 cm	A5B3C2	30
Sin Regulador de Crecimiento. (Testigo)	30 días	1-1.5 cm	A6B1C1	31
		1.6-2.5 cm	A6B1C2	32
	60 días	1-1.5 cm	A6B2C1	33
		1.6-2.5 cm	A6B2C2	34
	120 días	1-1.5 cm	A6B3C1	35
		1.6-2.5 cm	A6B3C2	36

### **6.3 VARIABLES RESPUESTA.**

#### **6.3.1 Variables cualitativas.**

##### **A. Presencia de callo en la estaca.**

Se tomó como callo a la estructura irregular de color blanco-amarillenta que se formó en la parte inferior de la estaca, en algunos casos esa estructura era muy pequeña o poco desarrollada, sin embargo fue tomada como callo también.

##### **B. Presencia de brotes en la estaca.**

Se tomó como brote a las yemas desarrolladas en la parte superior de la estaca en las cuales ya había una diferenciación de los primordios foliares.

Estas variables se codificaron en valores de 1 y 0, representando los números 1 a las estacas en las cuales había presencia de callo y brote. También se determinó el porcentaje de presencia tanto de callo como de brote en las estacas, para esto se tomó en cuenta el promedio de números 1 en cada tratamiento.

#### **6.3.2 Variables cuantitativas.**

##### **A. Número de raíces.**

En las estacas en las cuales hubo presencia de raíces, se contabilizó como tal, a toda aquella apéndice mayor de 5 milímetros que se desarrolló a partir del callo.

##### **B. Longitud de raíces.**

Con una regla graduada en milímetros se midió la longitud promedio de las raíces en los tratamientos en los cuales se presentaron las mismas.

##### **C. Peso seco de las raíces.**

Se cortaron las raíces y se secaron a una temperatura de 100 °C durante 17 horas, luego se procedió a pesar el material seco en una balanza analítica.

#### 6.4 ANÁLISIS DE LA INFORMACIÓN.

Las variables cuantitativas, no ameritaron un análisis de varianza ya que fueron pocos los tratamientos en los que hubo presencia de raíces y los datos no eran suficientes para poder analizarlos. Solamente se analizaron las variables cualitativas para las que se realizó la prueba no paramétrica de Q de Cochran (20,25). Para la realización de esta prueba se contabilizó el número de éxitos (estacas que presentaron callo y brote) por tratamiento, ordenándolos en forma descendente en las columnas y colocándo las repeticiones en las filas. El valor de Q fue calculado de acuerdo a la siguiente ecuación:

$$Q = \frac{(K-1) \left[ K \sum_{j=1}^k G_j^2 - (\sum_{j=1}^k G_j)^2 \right]}{K \sum_{i=1}^N L_i - \sum_{i=1}^N L_i^2}$$

Donde:

K=Número de tratamientos.

G=Total de éxitos en la columna j.

L=Total de éxitos en la fila i.

El valor obtenido se comparó con el valor de  $\chi^2$  de la tabla de valores de Chi Cuadrado (25). Al encontrar significancia entre los tratamientos, se realizaron contrastes. De esta forma se obtuvieron tres grupos de tratamientos, el de los mejores, un grupo intermedio y el de los peores.

También se realizó una prueba de independencia de Chi cuadrado ( $\chi^2$ ) para las variables presencia de callo y brotes para determinar si existía correlación entre las mismas. Además se hicieron gráficas con el porcentaje de las estacas con presencia de callo y brotes de acuerdo a los tratamientos evaluados para facilitar la identificación de los mejores.

## 7. RESULTADOS.

A continuación se presentan los resultados obtenidos para cada una de las especies evaluadas.

### 7.1 Tectona grandis L.

Después de los tres períodos de enraizamiento evaluados (30, 60 y 120 días), no hubo respuesta del material vegetal de Teca a la formación de raíces. Únicamente se pudo observar en la mayoría de los tratamientos una excesiva formación de callo y en el mismo, la posible iniciación de raíces, que debido al tamaño (menos de 1.5 mm), no se tomaron como tales.

Fueron sólo 9 los tratamientos en los que se pudo notar la presencia de raíces, pero éstas no estuvieron presentes en todas las repeticiones de los mismos, por lo que no se consideró conveniente la realización de un análisis de varianza para estos datos.

Los tratamientos en los que hubo presencia de raíz se presentan en el cuadro 3.

Cuadro 3. Tratamientos con sus respectivas repeticiones en las que hubo presencia de raíz en las estacas de Teca.

TRATAMIENTOS	BLOQUES									
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Método de Inmersión rápida 3000 ppm, 120 días, 1-1.5 cm.	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Método de Inmersión rápida 3000 ppm, 120 días, 1.6-2.5 cm.	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
Método del espolvoreado 1000 ppm, 120 días, 1-1.5 cm.	1	0	0	0	1	0	1	0	0	0
Método del espolvoreado 2000 ppm, 120 días, 1-1.5 cm.	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
Método del espolvoreado 2000 ppm, 120 días, 1.6-2.5 cm.	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
Método del espolvoreado 3000 ppm, 120 días, 1-1.5 cm.	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1
Método del espolvoreado 3000 ppm, 120 días, 1.6-2.5 cm.	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Testigo, 120 días, 1-1.5 cm.	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
Testigo, 120 días, 1.6-2.5 cm.	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0

(Presencia=1, Ausencia=0)

Puede verse claramente en el cuadro 3 que son pocas las repeticiones en las que hubo presencia de raíces. De estos 9 tratamientos que presentaron raíz, el factor más determinante fue el del tiempo de enraizamiento, ya que fue hasta los 120 días que se encontraron las mismas. En lo que respecta al método de aplicación y concentración del regulador del crecimiento, los tratamientos de inmersión rápida y 5,000 ppm no tuvieron presencia de raíz. En estos 9 tratamientos, los diámetros evaluados, no fueron un factor determinante para la formación de raíces; aunque, como se indicó anteriormente, a pesar de haber sido los únicos tratamientos que formaron raíz, los datos obtenidos no son lo suficientemente confiables como para emitir conclusiones al respecto.

En la figura 7 se pueden ver las estacas de algunos tratamientos en los que se aprecia la formación de las raíces a partir del callo.



Figura 7. Formación de raíces en estacas de Teca en algunos tratamientos.

En la figura 7 se puede observar que el número y la longitud de las raíces fue muy pequeña y su desarrollo muy pobre. También se puede observar que las raíces se formaron a partir de cualquier parte de la estructura del callo, teniéndose por consiguiente raíces poco consistentes y débiles y no como deberían de ser, formadas a partir del cámbium, las cuales por ser una continuación del tallo aseguran una raíz fuerte (13,29), esto se logró solamente en la estaca del extremo izquierdo de la anterior figura que corresponde a un tratamiento sin aplicación de regulador de crecimiento (testigo). Esta estaca se puede ver con mejor detalle en la figura 8.

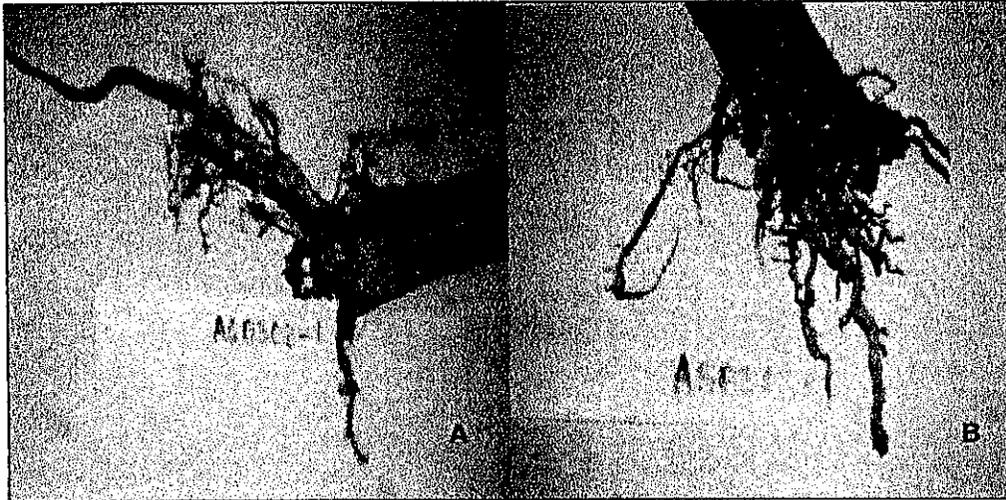


Figura 8. Comparación de una raíz formada a partir del cámbium (A. Testigo, 120 días, 1.6-2.5 cm) con varias raíces formadas a partir del callo (B. Método del espolvoreado 3000 ppm, 120 días, 1.6-2.5 cm) en estacas de Teca.

En la figura 8 se observa la diferencia de las raíces formadas en los dos tratamientos, claramente se ve cómo la raíz de la fotografía A es más desarrollada, y se ve que es una extensión del tallo, o sea que se desarrolló a partir del cámbium, no así las raíces de la fotografía B que salen de diferentes lados del callo y son más delgadas y cortas.

También se pudo ver que faltó tiempo para el desarrollo de las raíces ya que en algunos casos las que se formaron tenían una longitud bastante reducida tal y como se puede observar en la figura 9.

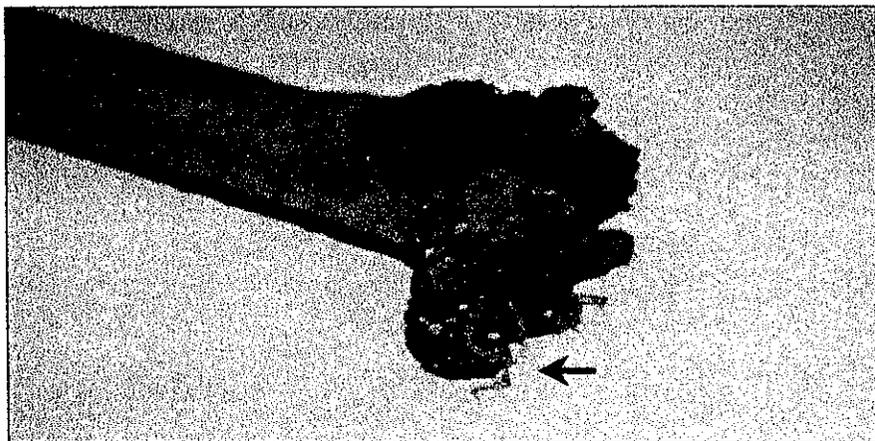


Figura 9. Presentación de una estaca de Teca con presencia de una raíz pequeña, Método del espolvoreado 2000 ppm, 120 días, 1-1.5 cm.

Se puede observar en la figura 9 el poco desarrollo que presentó la raíz en la estaca, sin embargo hay un gran desarrollo del callo. Es fácil entender que el tiempo no fue suficiente para que pudieran desarrollarse mejor las raíces y se puede deducir que posiblemente los otros tratamientos hubieran formado raíces al dejarlos más tiempo.

Existen muchas causas por las que posiblemente no se hayan formado las raíces en las estacas de Teca, una podría ser la falta de ciertas sustancias específicas que describe Bidwell (2) y que son necesarias para la iniciación y desarrollo radicular. Además, existen algunas especies que enraizan fácilmente al finalizar la época de lluvias, la Teca podría ser una de ellas por lo que se le podría atribuir la no formación de raíces al hecho de haber tomado el material vegetal al inicio de la época lluviosa.

#### **7.1.1 Presencia de Callo y Brotes.**

En la mayoría de los tratamientos hubo presencia de brotes y callo por lo que se realizó la prueba de Q de Cochrand para determinar si había diferencia entre los mismos (20,25).

##### **A. Presencia de Callo.**

Al realizar la prueba de Q de Cochrand se obtuvo un valor de  $Q = 79.111$ , muy superior al valor obtenido en la tabla de Chi Cuadrado que fue de 49.8. Debido a que sí existió diferencia, se realizó una prueba de contrastes para determinar cuales fueron los mejores tratamientos.

Las estacas de Teca formaron una excesiva masa de callo en su parte inferior, tal y como lo describe Viquez (28). Siete fueron los tratamientos que obtuvieron porcentajes mayores al 90 % en cuanto a presencia de callo tal y como puede observarse en la figura 10.

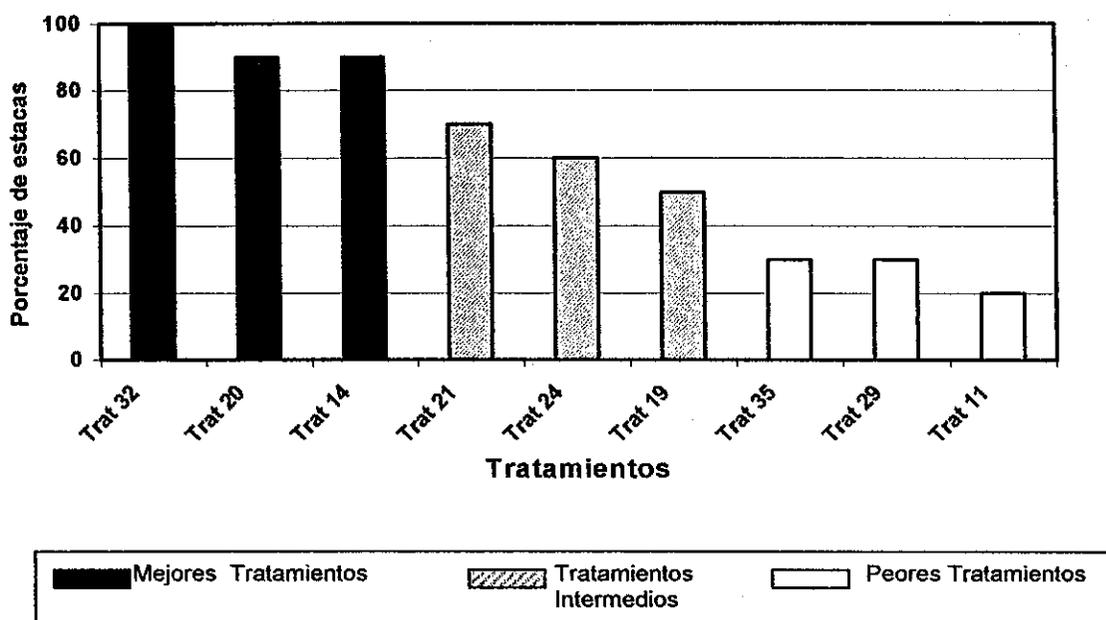


Figura 10. Gráfica del porcentaje de estacas de Teca que formaron callo de acuerdo a los tratamientos aplicados.

11: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 120 días, 1-1.5 cm.; 14: Espolvoreado y 1,000 ppm, 30 días, 1.6-2.5 cm.; 19: Espolvoreado y 2,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 20: Espolvoreado y 2,000 ppm, 30 días, 1.6-2.5 cm.; 21: Espolvoreado y 2,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 24: Espolvoreado y 2,000 ppm, 120 días, 1.6-2.5 cm.; 29: Espolvoreado y 3,000 ppm, 120 días, 1-1.5 cm.; 32: Testigo, 30 días 1.6-2.5 cm.; 35: Testigo, 120 días, 1-1.5 cm.;

De los 7 mejores tratamientos que se obtuvieron, 3 están representados en la figura 10 por barras de color negro. Es importante indicar que esos tratamientos representan a los diferentes métodos de aplicación del regulador y sus concentraciones, incluso al testigo; 6 de ellos tuvieron un período de enraizamiento de 30 días y sólo uno de 60 días; en lo que respecta al diámetro, los 7 tratamientos correspondieron a estacas de 1.6-2.5 cm. En la misma gráfica se observa un segundo grupo de tratamientos que obtuvieron de 40-80% en cuanto a estacas con callo, este grupo está formado por la mayoría de los tratamientos (23 tratamientos) distribuidos en los diferentes factores evaluados; y representado en la figura 10 por tres tratamientos con barras de color gris. Es un grupo bastante importante porque según la prueba de contrastes realizada, son un grupo de transición. Se observa además un tercer grupo, el de los peores tratamientos, que está representado por barras de color blanco, en los que se obtuvo porcentajes de 20-30%, al igual que en el grupo de los mejores tratamientos, representan a los diferentes métodos de aplicación del regulador y sus concentraciones, incluso al testigo; su período de enraizamiento fue de 120 días y todos con estacas de 1-1.5 cm de diámetro.

A mayor período de enraizamiento, se reduce el porcentaje de estacas con callo, aunque es importante aclarar que esta relación es válida sin tomar en cuenta el factor de diámetro de la estaca ya que para el grupo de los mejores tratamientos, las estacas son del diámetro mayor y para el grupo de los peores, las estacas son del diámetro menor.

#### B. Presencia de Brotes.

Al realizar la prueba de Q de Cochran se obtuvo un valor de  $Q = 77.49$ , muy superior al valor obtenido en la tabla de Chi Cuadrado que fue de 49.8. Debido a que sí existió diferencia, se realizaron comparaciones entre el porcentaje de estacas con brote en los diferentes tratamientos para determinar cuales fueron los mejores tratamientos.

Se encontraron 9 tratamientos con el mayor porcentaje en cuanto a presencia de brotes en la estaca, este porcentaje estuvo comprendido entre el 90 y el 100% y puede observarse en la figura 11.

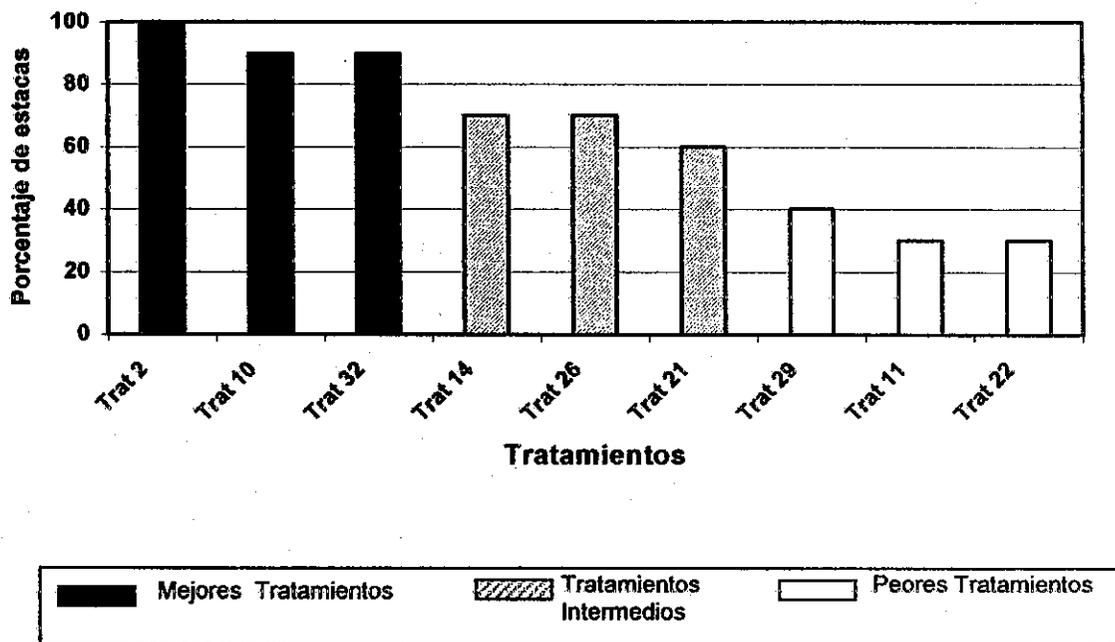


Figura 11. Gráfica del porcentaje de estacas de Teca con brote de acuerdo a los tratamientos aplicados.

2: Inmersión rápida y 3,000 ppm, 30 días, 1.6-2.5 cm.; 10: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 60 días, 1.6-2.5 cm.; 11: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 120 días, 1-1.5 cm.; 14: Espolvoreado y 1,000 ppm, 30 días, 1.6-2.5 cm.; 21: Espolvoreado y 2,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 22: Espolvoreado y 2,000 ppm, 60 días, 1.6-2.5 cm.; 26: Espolvoreado y 3,000 ppm, 30 días, 1.6-2.5 cm.; 29: Espolvoreado y 3,000 ppm, 120 días, 1-1.5 cm.; 32: Testigo, 30 días, 1.6-2.5 cm.;

En la figura 11 puede observarse que el método de inmersión rápida (en sus dos concentraciones) a los 30 días logró mantener un más alto porcentaje de estacas con brote ya que sólo allí se encuentran 3 de los 9 mejores tratamientos (representados por las barras negras); también se logró un alto porcentaje (90%) con dos tratamientos testigo de 30 días, mientras que de los tratamientos en los que se usó el método del espolvoreado, solamente el de 60 días y diámetro de 1.6-2.5 se encontró entre el grupo de los mejores.

Se encontraron 8 tratamientos con porcentajes bajos respecto a la presencia de brote, comprendidos entre el 20 y el 50%; de este grupo, 6 corresponden a tratamientos en los que se usó el método del espolvoreado, uno al método de inmersión rápida y 5,000 ppm y uno al testigo. La mayor parte de estos tratamientos están comprendidos en el período de 120 días y diámetros de 1-1.5 cm. En la figura 11 se representan 3 tratamientos con las barras blancas.

Al igual que en la variable de presencia de callo, también en la figura 11 se puede observar un grupo intermedio de tratamientos representado por las barras grises, estos tienen porcentajes que van del 60 al 80% y se encuentran distribuidos uniformemente entre los diferentes factores evaluados, es decir que estos tratamientos representan a los dos métodos de aplicación del regulador y sus diferentes concentraciones, con los tres períodos de enraizamiento y los dos diámetros de la estaca.

### C. Relación entre estacas con callo y brotes.

Para determinar si existía una relación entre estas dos variables se realizó una prueba de independencia de Chi Cuadrado (20,25). Se determinó que el 63% de las estacas tenía tanto presencia de callo como de brote, el 12% sólo brote, el 5.5% sólo callo y el 19.5% no presentaron ninguna de las dos estructuras. Con estos datos se realizó la prueba encontrándose una alta relación entre estas dos variables, tal y como lo demuestra el valor de Chi cuadrado calculado, que fue de 107.64, muy superior al valor encontrado en la tabla de Chi cuadrado (20,25). Esto puede verse gráficamente en la figura 12.

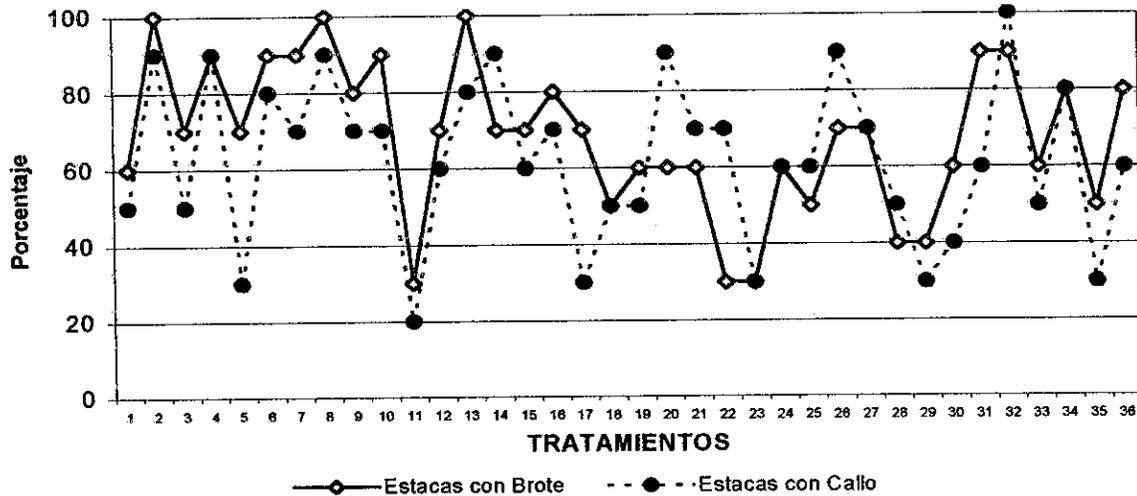


Figura 12. Gráfica de la relación del porcentaje de estacas de Teca con callo y brote en los diferentes tratamientos.

1: Inmersión rápida y 3,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 2: Inmersión rápida y 3,000 ppm, 30 días, 1.6-2.5 cm.; 3: Inmersión rápida y 3,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 4: Inmersión rápida y 3,000 ppm, 60 días, 1.6-2.5 cm.; 5: Inmersión rápida y 3,000 ppm, 120 días, 1-1.5 cm.; 6: Inmersión rápida y 3,000 ppm, 120 días, 1.6-2.5 cm.; 7: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 8: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 30 días, 1.6-2.5 cm.; 9: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 10: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 60 días, 1.6-2.5 cm.; 11: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 120 días, 1-1.5 cm.; 12: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 120 días, 1.6-2.5 cm.; 13: Espolvoreado y 1,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 14: Espolvoreado y 1,000 ppm, 30 días, 1.6-2.5 cm.; 15: Espolvoreado y 1,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 16: Espolvoreado y 1,000 ppm, 60 días, 1.6-2.5 cm.; 17: Espolvoreado y 1,000 ppm, 120 días, 1-1.5 cm.; 18: Espolvoreado y 1,000 ppm, 120 días, 1.6-2.5 cm.; 19: Espolvoreado y 2,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 20: Espolvoreado y 2,000 ppm, 30 días, 1.6-2.5 cm.; 21: Espolvoreado y 2,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 22: Espolvoreado y 2,000 ppm, 60 días, 1.6-2.5 cm.; 23: Espolvoreado y 2,000 ppm, 120 días, 1-1.5 cm.; 24: Espolvoreado y 2,000 ppm, 120 días, 1.6-2.5 cm.; 25: Espolvoreado y 3,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 26: Espolvoreado y 3,000 ppm, 30 días, 1.6-2.5 cm.; 27: Espolvoreado y 3,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 28: Espolvoreado y 3,000 ppm, 60 días, 1.6-2.5 cm.; 29: Espolvoreado y 3,000 ppm, 120 días, 1-1.5 cm.; 30: Espolvoreado y 3,000 ppm, 120 días, 1.6-2.5 cm.; 31: Testigo, 1-1.5 cm.; 32: Testigo, 1.6-2.5 cm.; 33: Testigo, 60 días, 1-1.5 cm.; 34: Testigo, 60 días, 1.6-2.5 cm.; 35: Testigo, 120 días, 1-1.5 cm.; 36: Testigo, 120 días, 1.6-2.5 cm.

En la figura 12 se puede observar que el comportamiento de las plantas que formaron callo y presentaron brotes es bastante parecido ya que las dos líneas tienden a tener el mismo comportamiento; son pocos los tratamientos que presentan cierta diferencia en sus dos puntos, sin embargo, de manera general, puede decirse que su comportamiento es similar.

A pesar de no haber encontrado ningún tratamiento que indujera la formación de raíces en las estacas de Teca, la presencia de callo y brotes en las mismas es un parámetro muy importante en la evaluación de la propagación vegetativa de esta especie ya que después de 120 días, los brotes en las estacas estaban bien desarrollados; además, partiendo de la premisa de que a partir del callo se desarrollarán las raíces (13), al dejar las estacas que presentaron callo durante más tiempo la respuesta puede ser positiva.

que puede servir para asegurar que la Teca sí responde al enraizamiento, sin embargo no se puede concluir que éste es inducido por la aplicación de algún regulador de crecimiento ya que hubo presencia también en el testigo, lo que si es importante es que al menos se determinó que el tiempo mínimo que puede emplearse para tal sentido es el de 120 días, no menos, y a partir de éste se pueden evaluar otros tiempos los cuales podrían ser 120, 150 y 180 días.

## **7.2 Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg.**

Para esta especie no hubo respuesta en ninguno de los tratamientos evaluados. No hubo formación de callo ni presencia de brotes, la mayor parte de las estacas permanecieron verdes durante las lecturas de 30 y 60 días, pero sin ningún tipo de respuesta; conforme fue transcurriendo el tiempo las estacas se fueron pudriendo hasta que en la lectura de 120 días, todas estaban podridas.

El tipo de material usado para esta especie, estaba bastante lignificado, a pesar de ser ramas jóvenes de reciente formación. Lo que significa que probablemente las concentraciones evaluadas fueron muy bajas o quizá el tipo de material vegetativo que se debe usar tiene que ser menos lignificado para que las concentraciones evaluadas en esta oportunidad pudieran surtir efecto.

Al igual que lo sucedido con la Teca, la causa por las que posiblemente no se hayan formado las raíces en las estacas de Chíchique podría ser la falta de ciertas sustancias específicas que describe Bidwell (2) y que son necesarias para la iniciación y desarrollo radicular. Además, el Chíchique podría ser de esas especies que enraizan fácilmente al finalizar la época de lluvias por lo que se le podría atribuir la no formación de raíces, además de otros factores, al hecho de haber tomado el material vegetal al inicio de la época lluviosa.

Con este resultado no se descarta totalmente la posibilidad de la propagación del Chíchique por medio de este método, pero si se logró determinar que los factores evaluados no contribuyen al enraizamiento de sus estacas con lo que ya se puede partir para la realización de próximos estudios.

### 7.3 Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert.

Ninguno de los tratamientos evaluados indujo al enraizamiento de las estacas de Palo blanco. Únicamente hubo presencia de brotes y formación de callo en los primeros dos periodos de evaluación (30 y 60 días). En el último periodo (120 días) por permanecer en contacto con la humedad todas las estacas se encontraron podridas.

#### 7.3.1 Presencia de callo y brotes.

Al igual que en la Teca, se realizó la prueba de Q de Cochrand para los diferentes tratamientos, aunque eliminando todos los de 120 días de enraizamiento por la razón ya expuesta.

##### A. Presencia de callo

El callo que se formó en las estacas de Palo blanco tenía una estructura mejor desarrollada que la de la Teca, su forma no era excesiva como en esta especie; por observaciones hechas se puede deducir que la formación del mismo fue a partir del cámbium ya que el callo tenía una forma anular, característica del callo que se forma a partir del cámbium vascular tal y como puede observarse en la figura 13.



Figura 13. Comparación del callo formado en estacas de Palo blanco (fotografía A.) con el formado en estacas de Teca (fotografía B).

Los callos que se observan en la fotografía A de la figura 13 están formados a partir del cámbium ya que está dispuesto en forma de un anillo en la base inferior de la estaca, dejando en el centro un espacio del tejido xilemático en proceso de lignificación, por otra parte, los callos que se observan en la fotografía B forman una masa irregular que cubre toda la base de la estaca sin que se pueda diferenciar su lugar de formación.

Se obtuvo un valor de  $Q = 41.979$ , mayor al valor de la tabla de Chi Cuadrado que fue 35.2, por lo que se realizaron comparaciones entre los diferentes tratamientos para determinar la diferencia entre los tratamientos que indujeron a la formación del callo.

Todos los tratamientos evaluados formaron callo en las estacas, y todos tuvieron la misma forma de los presentados en la figura 13, pero se encontró diferencia entre los mismos según el porcentaje de estacas que lo formaron, tal y como puede observarse en la figura 14.

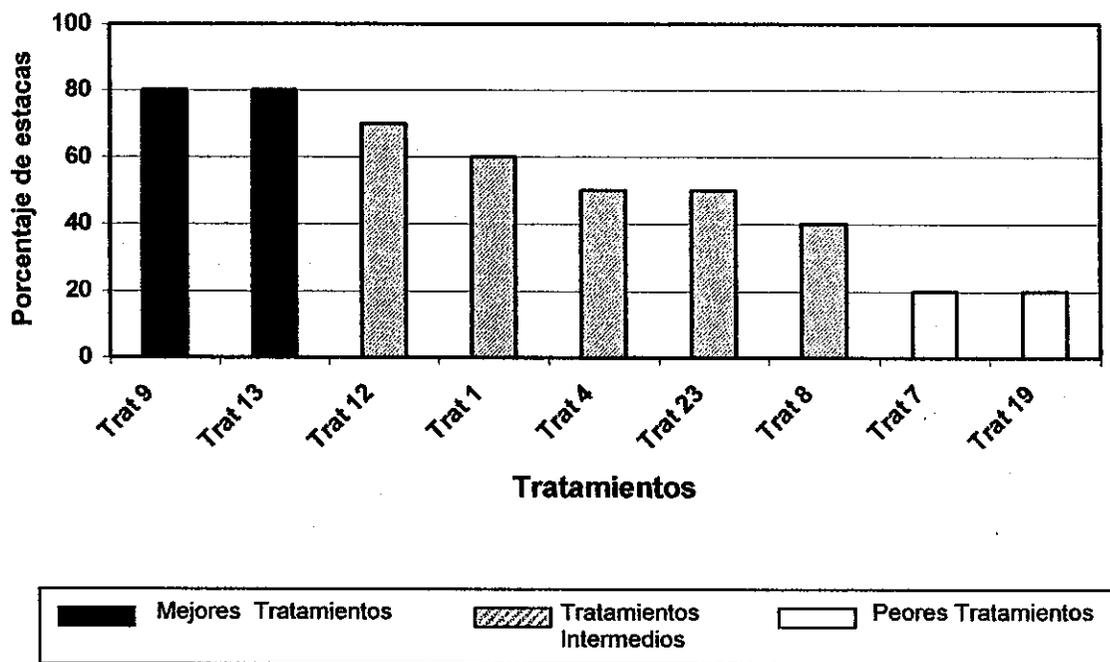


Figura 14. Gráfica del porcentaje de estacas de Palo blanco que formaron callo de acuerdo a los tratamientos aplicados.

1: Inmersión rápida y 3,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 4: Inmersión rápida y 3,000 ppm, 60 días, 1.5-2.5 cm.; 7: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 8: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 60 días, 1.5-2.5 cm.; 9: Espolvoreado y 1,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 12: Espolvoreado y 1,000 ppm, 60 días, 1.5-2.5 cm.; 13: Espolvoreado y 2,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 19: Espolvoreado y 3,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 23: Testigo, 60 días, 1-1.5 cm.;

En la figura 14 se diferencian tres grupos de tratamientos de acuerdo a la formación de callo, en el primero, representado por las barras negras es el de los mejores, con un porcentaje de 80%; estos dos tratamientos corresponden a la forma de aplicación del regulador por el método del espolvoreo y sus concentraciones son de 1,000 y 2,000 ppm, en ambos casos el período fue de 30 días y el diámetro de la estaca de 1-1.5 cm. En el segundo grupo, representado por barras grises, se encuentra la mayoría de tratamientos (en la figura 14 se presentan 5 de ellos), con porcentajes entre el 30 y el 70%, y corresponden a todos los factores evaluados, es un grupo muy importante ya que es un grupo intermedio (de acuerdo a la prueba de contrastes realizada). El tercer grupo está representado por las barras blancas, dos tratamientos que tienen porcentajes del 30%, estos corresponden al método de inmersión rápida con 5,000 ppm y al método del espolvoreado con 3,000 ppm, los dos tuvieron un período de enraizamiento de 60 días y sus diámetros fueron de 1-1.5 cm.

Se puede observar de acuerdo a la figura 14 que las mejores concentraciones fueron las de 1,000 y 2,000 ppm aplicadas por el método del espolvoreado. Las concentraciones altas (3,000 y 5,000 ppm, método del espolvoreado y de inmersión rápida respectivamente) impiden la formación del callo, y se comprende porque solamente el 20% de las estacas con estos tratamientos lo formaron.

Un factor importante que se debería estudiar es el del tiempo de enraizamiento ya que el porcentaje de estacas con callo fue disminuyendo conforme transcurría el mismo, hasta el punto de que el 100 % de las mismas estaba ya podrida a los 120 días, en esta fecha, el callo que se formó ya no siguió su desarrollo, interrumpiéndose el proceso que se había iniciado y permitiendo con esto que la humedad en la que se estaba desarrollando contribuyera a su pudrición.

#### B. Presencia de brotes.

La mayoría de las estacas en los diferentes tratamientos tenían presencia de brotes, aunque el porcentaje de presencia de brotes en las mismas fue solamente del 50%. Al hacer la prueba de Q de Cochrand se encontró que no había diferencia significativa entre ninguno de los tratamientos, incluso entre los que no tuvieron presencia de brotes.

Los brotes que presentaban las estacas de Palo blanco eran pequeños en comparación con los de las estacas de Teca ya que en este caso estaban más desarrollados y presentaban hojas grandes y vigorosas.

### C. Relación entre estacas con callo y brotes.

Para establecer esta relación se hizo una prueba de independencia de Chi cuadrado (20,25). Se determinó que el 37% de las estacas tenían tanto presencia de callo como de brotes, el 0.5% sólo brote, el 27.5% sólo callo y el 40% no presentaron ninguna de las dos estructuras. Se determinó un valor de Chi cuadrado de 67.762, superior al encontrado en la tabla de Chi Cuadrado, demostrando con esto que sí existe relación entre estas dos variables.

En la figura 15 se presenta la gráfica de la relación que existe entre estas dos variables.

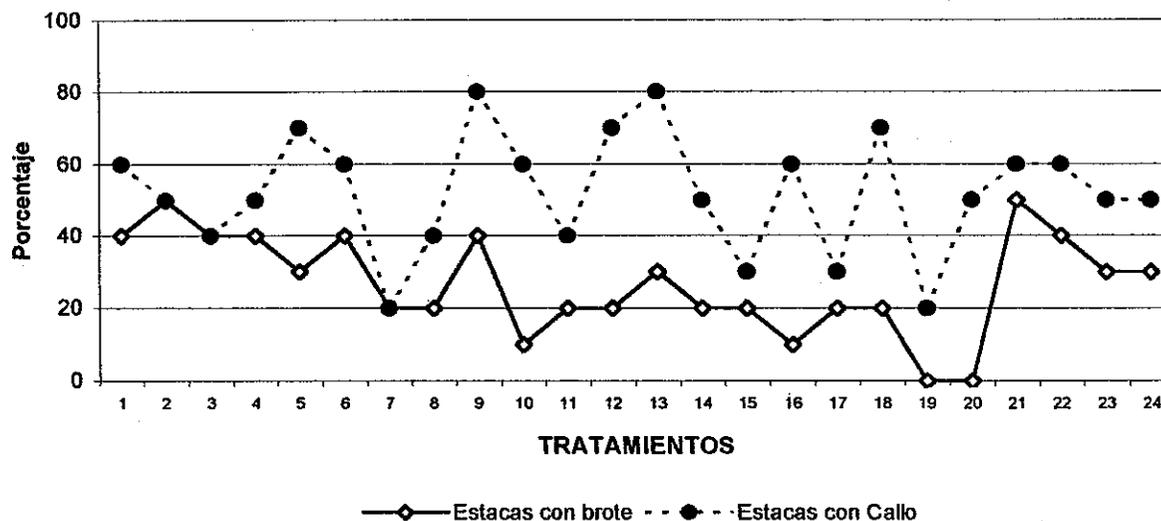


Figura 15. Gráfica de la relación del porcentaje de estacas de Palo blanco con callo y brote en los diferentes tratamientos.

1: Inmersión rápida y 3,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 2: Inmersión rápida y 3,000 ppm, 30 días, 1.5-2.5 cm.; 3: Inmersión rápida y 3,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 4: Inmersión rápida y 3,000 ppm, 60 días, 1.5-2.5 cm.; 5: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 6: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 30 días, 1.5-2.5 cm.; 7: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 8: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 60 días, 1.5-2.5 cm.; 9: Espolvoreado y 1,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 10: Espolvoreado y 1,000 ppm, 30 días, 1.5-2.5 cm.; 11: Espolvoreado y 1,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 12: Espolvoreado y 1,000 ppm, 60 días, 1.5-2.5 cm.; 13: Espolvoreado y 2,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 14: Espolvoreado y 2,000 ppm, 30 días, 1.5-2.5 cm.; 15: Espolvoreado y 2,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 16: Espolvoreado y 2,000 ppm, 60 días, 1.5-2.5 cm.; 17: Espolvoreado y 3,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 18: Espolvoreado y 3,000 ppm, 30 días, 1.5-2.5 cm.; 19: Espolvoreado y 3,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 20: Espolvoreado y 3,000 ppm, 60 días, 1.5-2.5 cm.; 21: Testigo, 1-1.5 cm.; 22: Testigo, 1.5-2.5 cm.; 23: Testigo, 60 días, 1-1.5 cm.; 24: Testigo, 60 días, 1.5-2.5 cm.

En la figura 15 se puede observar que las líneas que representan a las variables no tienen el mismo comportamiento, sin embargo se ve una tendencia entre las mismas, corroborando la prueba de Chi realizada en donde se encontró que la presencia de callo y brotes en las estacas está estrechamente relacionada.

#### 7.4 Tabebuia rosea (Bertol.) DC.

No se encontró presencia de raíces en ninguno de los tratamientos aplicados a las estacas de Matilisguate, únicamente hubo presencia de callo, aunque éste no fue muy desarrollado como en las otras dos especies (Teca y Palo blanco), este callo fue muy pequeño y se notaba como unos pequeños abultamientos de color blanco en algunas partes de la base de la estaca. En la figura 16 se puede ver la forma del callo en algunas estacas de Matilisguate.

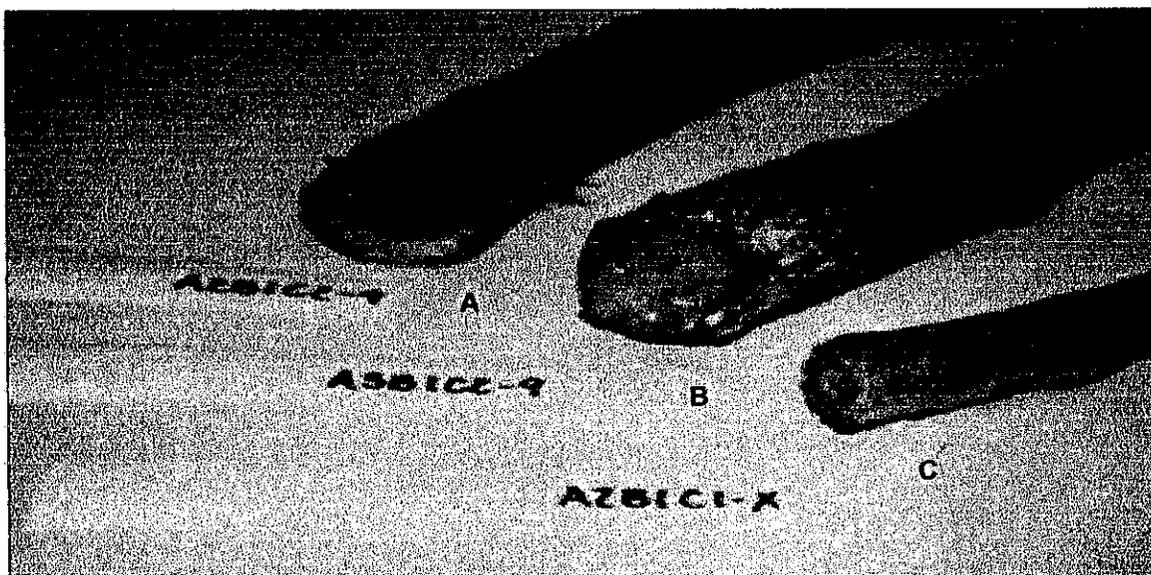


Figura 16. Callo formado en algunas estacas de Matilisguate de tres diferentes tratamientos aplicados: A. Método de inmersión rápida 5000 ppm, 30 días, 1.6-2.5 cm.; B. Método del espolvoreado 1000 ppm, 30 días, 1.6-2.5 cm. y C. Método de inmersión rápida 5000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.

Se ve fácilmente en el extremo de las estacas de la figura 16, el callo poco desarrollado que presentan las mismas, éste no se formó en forma anular como ocurrió en el caso del Palo blanco, sino sólo abarcó la mitad o un pequeño segmento de la base de la estaca.

No todos los tratamientos tuvieron presencia de callo, ésta se evidenció solamente en los tratamientos de 30 días, y no en todos, incluso el porcentaje de estacas con presencia de callo fue muy bajo, éste estuvo comprendido entre el 10 y el 20%, un porcentaje bastante bajo que al agregarle el pobre desarrollo del callo se ve que la respuesta de esta especie no fue la mejor. Es importante indicar que en los tratamientos de 60 días, solamente 8 de 12 tuvieron presencia de callo, sin embargo se encontraba en proceso de pudrición, al igual que lo ocurrido en el último período de las estacas de Palo blanco. Se detuvo el desarrollo del callo motivando a la fácil pudrición de la estaca al ya no haber ninguna actividad fisiológica en la misma.

Hubo presencia de brotes en las estacas de algunos tratamientos pero la mayoría estuvo por debajo del 40%, estos brotes se originaron por las reservas que le quedaban a las estacas ya que su desarrollo fue muy poco y las hojas que presentaban no tenían un buen tamaño. La presencia de brotes se dio incluso en los tratamientos de 60 días, en algunas que presentaban el callo muerto, como puede verse en la figura 17.

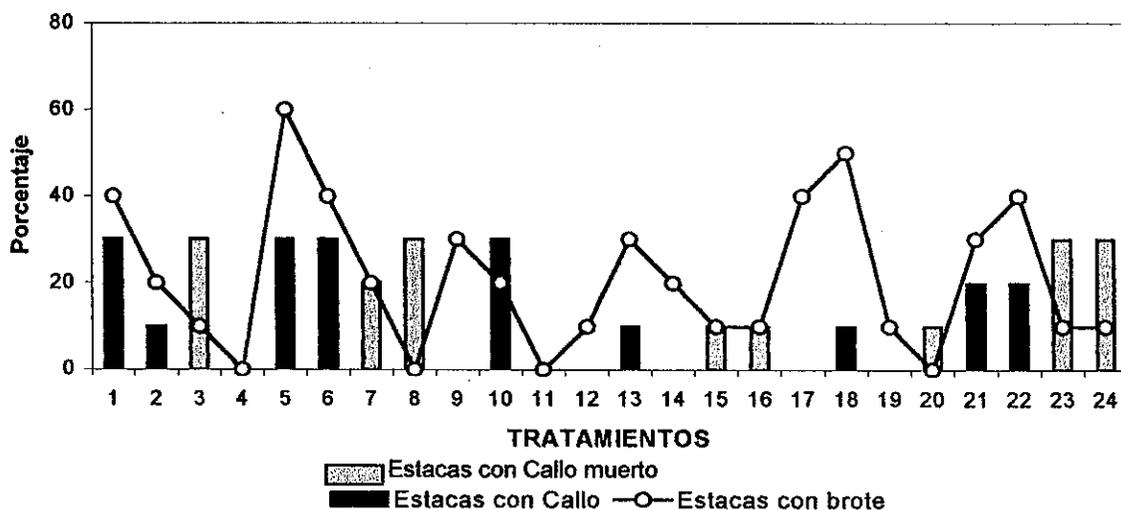


Figura 17. Gráfica de la relación del porcentaje de estacas de Matiliguete con callo y brote en los diferentes tratamientos.

1: Inmersión rápida y 3,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 2: Inmersión rápida y 3,000 ppm, 30 días, 1.5-2.5 cm.; 3: Inmersión rápida y 3,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 4: Inmersión rápida y 3,000 ppm, 60 días, 1.5-2.5 cm.; 5: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 6: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 30 días, 1.5-2.5 cm.; 7: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 8: Inmersión rápida y 5,000 ppm, 60 días, 1.5-2.5 cm.; 9: Espolvoreado y 1,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 10: Espolvoreado y 1,000 ppm, 30 días, 1.5-2.5 cm.; 11: Espolvoreado y 1,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 12: Espolvoreado y 1,000 ppm, 60 días, 1.5-2.5 cm.; 13: Espolvoreado y 2,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 14: Espolvoreado y 2,000 ppm, 30 días, 1.5-2.5 cm.; 15: Espolvoreado y 2,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 16: Espolvoreado y 2,000 ppm, 60 días, 1.5-2.5 cm.; 17: Espolvoreado y 3,000 ppm, 30 días, 1-1.5 cm.; 18: Espolvoreado y 3,000 ppm, 30 días, 1.5-2.5 cm.; 19: Espolvoreado y 3,000 ppm, 60 días, 1-1.5 cm.; 20: Espolvoreado y 3,000 ppm, 60 días, 1.5-2.5 cm.; 21: Testigo, 1-1.5 cm.; 22: Testigo, 1.5-2.5 cm.; 23: Testigo, 60 días, 1-1.5 cm.; 24: Testigo, 60 días, 1.5-2.5 cm.

En la figura 17, las barras negras representan a las estacas con callo del primer período de enraízamiento (30 días), y las blancas a las estacas que presentaron el callo muerto, (todas pertenecientes al segundo período, 60 días). Se ve que a pesar de haber estacas con callos muertos, hay algunos tratamientos que continúan vivas, presentando brotes.

Ninguno de los tratamientos evaluados indujo al enraízamiento de las estacas de Matiliguatate. Al igual que en la especie anterior (Palo blanco), es probable que las estacas no hayan absorbido o retenido el regulador aplicado, reduciendo con esto toda actividad fisiológica en las mismas y por permanecer en contacto con la humedad todas se encontraran podridas.

## 8. CONCLUSIONES.

- 8.1 El material vegetal de Teca (Tectona grandis L.), Chíchique (Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg.), Palo blanco (Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert) Matilisguate (Tabebuia rosea (Bertol.) DC.) no responde al enraizamiento inducido por la aplicación de Ácido Indolbutírico (AIB) en concentraciones de 3000, y 5000 ppm por el método de inmersión rápida y 1000, 2000 y 3000 ppm por el método del espolvoreado.
- 8.2 En los períodos de tiempo de 30, 60 y 120 días no se observa el desarrollo de raíces en las estacas de Teca (Tectona grandis L.), Chíchique (Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg.), Palo blanco (Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert) y Matilisguate (Tabebuia rosea (Bertol.) DC.).
- 8.3 El diámetro de estaca no influye en el desarrollo de raíces en las estacas de Teca (Tectona grandis L.), Chíchique (Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg.), Palo blanco (Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert) y Matilisguate (Tabebuia rosea (Bertol.) DC.).
- 8.4 Las estacas de Teca (Tectona grandis L.) forman una excesiva masa de callo en su parte inferior que impide la formación de raíces al aplicar Ácido Indolbutírico (AIB) en concentraciones de 3000, y 5000 ppm por el método de inmersión rápida y 1000, 2000 y 3000 ppm por el método del espolvoreado; en períodos de tiempo de 30, 60 y 120 días y estacas de 1 a 1.5 y 1.6 a 2.5 cm de diámetro.
- 8.5 Las estacas de Palo blanco (Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert) y Matilisguate (Tabebuia rosea (Bertol.) DC.) forman callo al aplicarles Ácido Indolbutírico (AIB) en concentraciones de 3000, y 5000 ppm por el método de inmersión rápida y 1000, 2000 y 3000 ppm por el método del espolvoreado; períodos de tiempo de 30 y 60 días y estacas de 1 a 1.5 y 1.6 a 2.5 cm de diámetro, sin embargo éste no desarrolla raíces.

## 9. RECOMENDACIONES.

- 9.1 La información obtenida en esta investigación presenta resultados que servirán como base para desarrollar investigaciones específicas en cada una de las especies evaluadas.
- 9.2 En el caso del Chíchique (Aspidosperma megalocarpon Muell.-Arg.), puede evaluarse también diferentes épocas de recolección del material vegetativo y concentraciones por arriba de las 5,000 ppm.
- 9.3 Para el Palo blanco (Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert) y el Matilisqueate (Tabebuia rosea (Bertol.) DC.) evaluar concentraciones menores a las 2,000 ppm.

## 10. BIBLIOGRAFÍA.

1. AGUILAR, J.M. 1982. Catálogo ilustrado de los árboles de Guatemala. Guatemala, Ed. Universitaria. 248 p.
2. BIDWELL, R.G.S. 1990. Fisiología vegetal. Trad. por Guadalupe Gerónimo Cano. México D.F., A.G.T. Editor. 784 p.
3. CRONQUIST, A. 1981. An integrated system of classification of flowering plants. EE.UU., The New York Botanical Garden. 1262 p.
4. CRUZ S., J.R., DE LA. 1982. Clasificación de las zonas de vida de Guatemala a nivel de reconocimiento. Guatemala, Instituto Nacional Forestal. 42 p.
5. CHACÓN SANDOVAL, A.E. 1988. Propagación vegetativa de *Quercus tristis* Liebm. en función de diámetros, épocas de corte de estacas y la aplicación de un regulador de crecimiento. Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 89 p.
6. CHAVES, E.; FONSECA, W. 1991. Teca (*Tectona grandis* Linneo); árbol de uso múltiple en América Central. Turrialba, Costa Rica, CATIE. Serie Técnica. Informe técnico/CATIE, no. 179. 60 p.
7. GARCÍA RODRÍGUEZ, G.R. 1989. Respuesta de la semilla de tres especies forestales (*Abies guatemalensis* Rehder, *Tectona grandis* Linneo y *Junglands guatemalensis* Manning) a varios tratamientos pregerminativos. Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 95 p.
8. GUATEMALA. INSTITUTO GEOGRÁFICO NACIONAL. 1970. Mapa topográfico de la república de Guatemala: hoja Santa Lucía Cotzumalguapa, No. 1958 I. Guatemala. Esc. 1:50,000. Color.
9. \_\_\_\_\_. 1977. Mapa topográfico de la república de Guatemala: hoja Alotenango, No. 2059 III. Guatemala. Esc. 1:50,000. Color.
10. \_\_\_\_\_. 1979. Mapa topográfico de la república de Guatemala: hoja Retalhuleu, No. 1859 I. Guatemala. Esc. 1:50,000. Color.

11. \_\_\_\_\_ 1984. Mapa topográfico de la república de Guatemala: hoja Flores Costa Cuca, No. 1859 IV. Guatemala. Esc. 1:50,000. Color.
  
12. \_\_\_\_\_ INSTITUTO NACIONAL DE SISMOLOGÍA, VULCANOLOGÍA, METEOROLOGÍA E HIDROLOGÍA. Tarjetas de registro meteorológico de la estación Sabana Grande, Escuintla, Guatemala.
  
- Sin Publicar
  
13. HARTMANN, H.T.; KESTER, D.E. 1988. Propagación de plantas: principios y prácticas. 2 ed. Trad. Por Antonio Marino Ambrosio. México, CECSA. 760 p.
  
14. IGLESIAS GUTIERREZ, L.; PRIETO RUÍZ, J.A.; ALARCÓN BUSTAMANTE, M. 1996. La propagación vegetativa de plantas forestales. Ciencia Forestal (Mex.) 21(79):15-41.
  
15. LEAKEY, R.R.B.; MESEN, F. 1991. Métodos de propagación vegetativa en árboles tropicales: enraizamiento de estacas suculentas. In MANUAL SOBRE mejoramiento genético forestal con referencia especial a América central. Cornelius, P.J; Mesén, F; Corea, E. eds. Turrialba, Costa Rica, CATIE. p. 135-153.
  
16. LUDEWIGS, T.; FERNANDES, E.C.M. 1997. Producción de plantas de vismia por estacas. Boletín Mejoramiento Genético y Semillas Forestales (C.R.) no.18:14-18.
  
17. MAAS IBARRA, R.E. 1992. Inducción de enraizamiento en izote pony (*Beaucarnea guatemalensis* Rose.), con dos reguladores de crecimiento y dos colores de lienzo de polietileno. Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 56 p.
  
18. MESEN, F. 1996. Huertos semilleros de plántulas: I opción de producción de semilla mejorada para pequeñas organizaciones forestales. Boletín Mejoramiento Genético y Semillas Forestales (C.R.) no.14:13-17.
  
19. MESEN, F.; NEWTON, A.C.; LEAKEY, R.R.B. 1997. Vegetative propagation of *Cordia alliodora* (Ruiz & Pavon) Oken: the effects of IBA concentration, propagation medium and cutting origin. Forest Ecology and Management (Holanda) 92:45-54.

20. MIYARES SIECKAVIZZA, R.A. 1986. Paquete de programas en lenguaje basic para pruebas estadísticas no paramétricas usuales. Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 382 p.
21. MONTEUUIS, O. *et al.* 1995. Propagation clonale de tecks matures part bouturage horticole. Bois et Forests des Tropiques (Francia) 243 :25-39.
22. QUIJADA, R.M. 1980. Métodos de propagación vegetativa. *In*. Curso de Capacitación Sobre la Mejora Genética de Árboles Forestales. (1., 1980, Mérida, Ven.) Informe. Roma, Italia, FAO. Estudio FAO Montes, no. 20. p. 180-196.
23. QUINTANILLA, J.R. 1997. Enraizamiento de estacas de *Eucalyptus camaldulensis*. Boletín Mejoramiento Genético y Semillas Forestales (C.R.) no. 16:15-19.
24. SIMMONS, CH.; TARANO, J.M.; PINTO, J.H. 1959. Clasificación de reconocimiento de los suelos de la república de Guatemala. Trad. Por Pedro Tirado Sulsona. Guatemala, Ed. José de Pineda Ibarra. 1000 p.
25. SIEGEL, S. 1990. Estadística no paramétrica aplicada a las ciencias de la conducta. 3 ed. Trad. por Javier Aguilar Villalobos. México, Trillas. 344 p.
26. STANDLEY, P.; STEYERMARC, J. 1958. Flora of Guatemala. Chicago, EE.UU. Natural History Museum, Fieldiana Botany. v. 24, pte. 8, no. 4; pte. 10, no. 3-4.
27. TRUJILLO NAVARRETE, E. s.f. Manejo de semillas, viveros y plantación inicial. Bogotá, Colombia, Centro de Estudios del Trabajo. 151 p.
28. VÍQUEZ LÓPEZ, E. 1997. Programa de mejoramiento genético de *Tectona grandis*, precious woods-Costa Rica. *In*. Congreso Forestal Centroamericano (3., 1997, San José, C.R.) Resumen. Morales Mora, E; Cartín Brenes, F. eds. Costa Rica, s.n. p. 108-109.
29. WEAVER, R.J. 1985. Reguladores de crecimiento de las plantas en la agricultura. Trad. Por Agustín Contín. México, Trillas. 622 p.
30. ZOBEL, B.; TALBERT, J. 1988. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. México, LIMUSA. 545 p.

V.O. Bo.





## 11. APÉNDICE

Cuadro 4A. Presencia (1) o ausencia (0) de callo en las estacas de Teca de acuerdo a los tratamientos aplicados.

TRATAMIENTOS				BLOQUES									
No.	REG. DE CRECIMIENTO	TIEMPO	DIAMETRO	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
1	Inmersión rápida, 3000 ppm	30 días	1-1.5 cm	1	1	1	0	0	0	1	0	0	1
2	Inmersión rápida, 3000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1
3	Inmersión rápida, 3000 ppm	60 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0
4	Inmersión rápida, 3000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
5	Inmersión rápida, 3000 ppm	120 días	1-1.5 cm	1	0	0	1	0	0	1	0	0	0
6	Inmersión rápida, 3000 ppm	120 días	1.6-2.5 cm	1	1	0	1	1	1	1	0	1	1
7	Inmersión rápida, 5000 ppm	30 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	1	0	1	1	0	1
8	Inmersión rápida, 5000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	0	1
9	Inmersión rápida, 5000 ppm	60 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1
10	Inmersión rápida, 5000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	1	0	1	1	0	1
11	Inmersión rápida, 5000 ppm	120 días	1-1.5 cm	1	1	0	0	0	0	1	0	0	1
12	Inmersión rápida, 5000 ppm	120 días	1.6-2.5 cm	0	0	0	1	1	0	1	1	1	1
13	Espolvoreado, 1000 ppm	30 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	1	0	1	1	0	1
14	Espolvoreado, 1000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	0	1	1	1	1	1
15	Espolvoreado, 1000 ppm	60 días	1-1.5 cm	1	1	0	1	1	1	1	1	1	1
16	Espolvoreado, 1000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	1	1	0	1	1	1	1	1	1	1
17	Espolvoreado, 1000 ppm	120 días	1-1.5 cm	1	0	1	0	1	1	1	1	0	0
18	Espolvoreado, 1000 ppm	120 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	0	0	1	1	1	0
19	Espolvoreado, 2000 ppm	30 días	1-1.5 cm	0	1	1	1	0	1	1	1	1	1
20	Espolvoreado, 2000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1
21	Espolvoreado, 2000 ppm	60 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
22	Espolvoreado, 2000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	0	1	1	1	0	1
23	Espolvoreado, 2000 ppm	120 días	1-1.5 cm	0	1	0	0	0	0	1	0	1	1
24	Espolvoreado, 2000 ppm	120 días	1.6-2.5 cm	1	1	0	1	0	1	0	0	1	1
25	Espolvoreado, 3000 ppm	30 días	1-1.5 cm	1	1	0	0	1	0	1	1	1	1
26	Espolvoreado, 3000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
27	Espolvoreado, 3000 ppm	60 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
28	Espolvoreado, 3000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	0	0	1	0	0	1
29	Espolvoreado, 3000 ppm	120 días	1-1.5 cm	1	1	0	0	0	1	1	1	0	1
30	Espolvoreado, 3000 ppm	120 días	1.6-2.5 cm	1	0	1	0	1	1	0	0	1	1
31	Testigo	30 días	1-1.5 cm	1	1	0	0	1	1	1	0	1	0
32	Testigo	30 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
33	Testigo	60 días	1-1.5 cm	1	0	1	1	1	1	1	1	1	1
34	Testigo	60 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
35	Testigo	120 días	1-1.5 cm	0	0	0	0	0	0	1	0	1	1
36	Testigo	120 días	1.6-2.5 cm	1	1	0	1	1	0	1	1	1	0

Cuadro 5A. Presencia (1) o ausencia (0) de brotes en las estacas de Teca de acuerdo a los tratamientos aplicados.

TRATAMIENTOS				BLOQUES									
No.	REG. DE CRECIMIENTO	TIEMPO	DIAMETRO	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
1	Inmersión rápida, 3000 ppm	30 días	1-1.5 cm	1	1	1	0	0	0	1	0	1	1
2	Inmersión rápida, 3000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
3	Inmersión rápida, 3000 ppm	60 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
4	Inmersión rápida, 3000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
5	Inmersión rápida, 3000 ppm	120 días	1-1.5 cm	1	1	0	1	0	0	1	1	1	1
6	Inmersión rápida, 3000 ppm	120 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1
7	Inmersión rápida, 5000 ppm	30 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
8	Inmersión rápida, 5000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
9	Inmersión rápida, 5000 ppm	60 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
10	Inmersión rápida, 5000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
11	Inmersión rápida, 5000 ppm	120 días	1-1.5 cm	1	1	0	1	0	0	1	0	0	1
12	Inmersión rápida, 5000 ppm	120 días	1.6-2.5 cm	0	1	0	1	1	0	1	1	1	1
13	Espolvoreado, 1000 ppm	30 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
14	Espolvoreado, 1000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	0	1	1	1	0	1	1	0	1	1
15	Espolvoreado, 1000 ppm	60 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
16	Espolvoreado, 1000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
17	Espolvoreado, 1000 ppm	120 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
18	Espolvoreado, 1000 ppm	120 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	0	0	1	1	1	0
19	Espolvoreado, 2000 ppm	30 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	0	0	1	1	1	1
20	Espolvoreado, 2000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	1	1	0	1	0	0	1	1	1	0
21	Espolvoreado, 2000 ppm	60 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	1	1	0	1	1	1
22	Espolvoreado, 2000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	1	0	0	1	0	0	0	0	1	1
23	Espolvoreado, 2000 ppm	120 días	1-1.5 cm	0	1	0	0	0	0	1	0	1	1
24	Espolvoreado, 2000 ppm	120 días	1.6-2.5 cm	1	1	0	1	0	1	0	0	1	1
25	Espolvoreado, 3000 ppm	30 días	1-1.5 cm	1	0	0	1	1	0	0	1	1	1
26	Espolvoreado, 3000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	1	1	0	1	1	1	1	1	1	1
27	Espolvoreado, 3000 ppm	60 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
28	Espolvoreado, 3000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	1	0	0	0	0	0	1	1	0	1
29	Espolvoreado, 3000 ppm	120 días	1-1.5 cm	1	1	0	0	0	0	1	1	1	1
30	Espolvoreado, 3000 ppm	120 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	0	1	1	0	1	1	1
31	Testigo	30 días	1-1.5 cm	1	1	0	1	1	1	1	1	1	1
32	Testigo	30 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
33	Testigo	60 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
34	Testigo	60 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
35	Testigo	120 días	1-1.5 cm	1	0	0	0	0	0	1	0	1	1
36	Testigo	120 días	1.6-2.5 cm	1	1	0	1	1	1	1	1	1	1

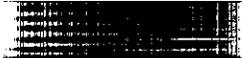
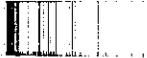
Cuadro 6A. Presencia (1) o ausencia (0) de callo en las estacas de Palo blanco de acuerdo a los tratamientos aplicados.

TRATAMIENTOS				BLOQUES									
No.	REG. DE CRECIMIENTO	TIEMPO	DIÁMETRO	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
1	Inmersión rápida, 3000 ppm	30 días	1-1.5 cm	1	1	1	0	0	0	0	1	1	1
2	Inmersión rápida, 3000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	0	0	0	0	0	1	1
3	Inmersión rápida, 3000 ppm	60 días	1-1.5 cm	1	1	0	.	.	0	0	0	1	1
4	Inmersión rápida, 3000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	1	1	0	.	.	0	0	1	1	1
5	Inmersión rápida, 5000 ppm	30 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	0	0	0	1	1	1
6	Inmersión rápida, 5000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	0	1	1	0	0	0	1	1	1	1
7	Inmersión rápida, 5000 ppm	60 días	1-1.5 cm	0	0	0	0	.	0	0	0	1	1
8	Inmersión rápida, 5000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	0	1	1	.	.	0	0	0	1	1
9	Espolvoreado, 1000 ppm	30 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	0	1	0	1	1	1
10	Espolvoreado, 1000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	0	1	1	1	0	0	1	0	1	1
11	Espolvoreado, 1000 ppm	60 días	1-1.5 cm	1	1	0	.	.	0	0	0	1	1
12	Espolvoreado, 1000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	0	.	.	1	1	1	1
13	Espolvoreado, 2000 ppm	30 días	1-1.5 cm	1	1	1	1	0	0	1	1	1	1
14	Espolvoreado, 2000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	0	1	1	0	0	0	0	1	1	1
15	Espolvoreado, 2000 ppm	60 días	1-1.5 cm	0	1	.	0	.	.	0	1	1	0
16	Espolvoreado, 2000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	1	1	0	1	.	0	.	1	1	1
17	Espolvoreado, 3000 ppm	30 días	1-1.5 cm	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1
18	Espolvoreado, 3000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	0	0	0	1	1	1	1
19	Espolvoreado, 3000 ppm	60 días	1-1.5 cm	1	1	0	0	.	.	0	0	.	0
20	Espolvoreado, 3000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	0	1	1	1	.	.	0	1	1	0
21	Testigo	30 días	1-1.5 cm	0	1	1	1	0	0	0	1	1	1
22	Testigo	30 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	0	0	0	0	1	1
23	Testigo	60 días	1-1.5 cm	1	1	0	0	0	.	0	1	1	1
24	Testigo	60 días	1.6-2.5 cm	1	1	1	1	.	.	.	0	0	1

Cuadro 7A. Presencia (1) o ausencia (0) de brotes en las estacas de Palo blanco de acuerdo a los tratamientos aplicados.

TRATAMIENTOS				BLOQUES									
No.	REG. DE CRECIMIENTO	TIEMPO	DIÁMETRO	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
1	Inmersión rápida, 3000 ppm	30 días	1-1.5 cm	0	1	1	0	0	0	0	1	1	0
2	Inmersión rápida, 3000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	0	1	1	1	0	0	0	0	1	1
3	Inmersión rápida, 3000 ppm	60 días	1-1.5 cm	1	1	0	.	.	0	0	0	1	1
4	Inmersión rápida, 3000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	1	1	0	.	.	0	0	0	1	1
5	Inmersión rápida, 5000 ppm	30 días	1-1.5 cm	0	1	1	0	0	0	0	0	0	1
6	Inmersión rápida, 5000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	0	1	0	0	0	0	1	1	0	1
7	Inmersión rápida, 5000 ppm	60 días	1-1.5 cm	0	0	0	0	.	0	0	0	1	1
8	Inmersión rápida, 5000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	0	1	0	.	.	0	0	0	0	1
9	Espolvoreado, 1000 ppm	30 días	1-1.5 cm	0	1	0	0	0	1	0	0	1	1
10	Espolvoreado, 1000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
11	Espolvoreado, 1000 ppm	60 días	1-1.5 cm	0	1	0	.	.	0	0	0	1	0
12	Espolvoreado, 1000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	0	1	0	0	.	.	0	0	0	1
13	Espolvoreado, 2000 ppm	30 días	1-1.5 cm	0	1	0	1	0	0	0	0	0	1
14	Espolvoreado, 2000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1
15	Espolvoreado, 2000 ppm	60 días	1-1.5 cm	0	1	0	0	.	.	0	0	1	0
16	Espolvoreado, 2000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	0	0	0	0	.	0	.	0	0	1
17	Espolvoreado, 3000 ppm	30 días	1-1.5 cm	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1
18	Espolvoreado, 3000 ppm	30 días	1.6-2.5 cm	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0
19	Espolvoreado, 3000 ppm	60 días	1-1.5 cm	0	0	0	0	.	.	0	0	.	0
20	Espolvoreado, 3000 ppm	60 días	1.6-2.5 cm	0	0	0	0	.	.	0	0	0	0
21	Testigo	30 días	1-1.5 cm	0	1	1	1	0	0	0	1	0	1
22	Testigo	30 días	1.6-2.5 cm	0	0	1	1	0	0	0	0	1	1
23	Testigo	60 días	1-1.5 cm	0	1	0	0	0	0	0	1	1	0
24	Testigo	60 días	1.6-2.5 cm	0	1	1	0	.	.	.	0	0	1







FACULTAD DE AGRONOMIA  
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES  
AGRONOMICAS

LA TESIS TITULADA: "EVALUACION DE LA PROPAGACION VEGETATIVA DE TECA (Tectona grandis linneo), CHICHIQUE (Aspidosperma megalocarpon Muel. -Arg.), PALO BLANCO (Cybistax donnell-smithii (Rose) Seibert), Y MATILISGUATE (Tabebuia rosea (Bertol.) D.)."

DESARROLLADA POR EL ESTUDIANTE: GERONIMO ESTUARDO PEREZ IRUNGARAY

CARNET No. 9210147

HA SIDO EVALUADA POR LOS PROFESIONALES: Ing. Agr. Edwin E. Cano Morales  
Ing. Agr. Boris Méndez Paíz  
Ing. Agr. Marco T. Aceituno Juárez

Los Asesores y las Autoridades de la Facultad de Agronomía, hacen constar que ha cumplido con las normas Universitarias y Reglamentos de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

  
Ing. Agr. M.sc. Edgar O. Franco Rivera  
A S E S O R

  
Ing. Agr. M.Sc. Julio López Payes  
A S E S O R

  
Ing. Agr. Fernando Rodríguez Bracamonte  
DIRECTO DEL IIA



I M P R I M A S E

  
Ing. Agr. Rolando Lara Alecio  
D E C A N O



CC: Control Académico  
Archivo  
FRB.nmm

