



**COLEGIO DE POSTGRADUADOS**

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

**CAMPUS TABASCO**

PROGRAMA EN PRODUCCIÓN AGROALIMENTARIA EN EL TRÓPICO

**PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE CUATRO ESPECIES FORESTALES**

**UTILIZANDO UN PROPAGADOR DE SUBIRRIGACIÓN**

**GUSTAVO SÁNCHEZ OCAÑA**

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL

PARA OBTENER EL GRADO DE

**MAESTRO EN CIENCIAS**

H. CÁRDENAS, TABASCO. JULIO 2011

La presente tesis, titulada: **PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE CUATRO ESPECIES FORESTALES UTILIZANDO UN PROPAGADOR DE SUBIRRIGACIÓN**, realizada por el alumno: **Gustavo Sánchez Ocaña**, bajo la dirección del consejo particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para la obtención del grado:

MAESTRO EN CIENCIAS

PROGRAMA EN PRODUCCION AGROALIMENTARIA EN EL TROPICO

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO:

  
\_\_\_\_\_


Dr. Julián Pérez Flores

Asesor:

  
\_\_\_\_\_

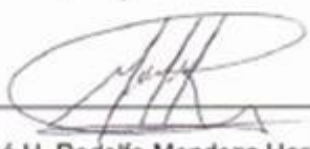
Dr. Ángel Sol Sánchez

Asesor:

  
\_\_\_\_\_

Dr. Apolonio Valdez Balero

Asesor:

  
\_\_\_\_\_

Dr. José H. Rodolfo Mendoza Hernández

Asesor:

  
\_\_\_\_\_

M.C. Tangaxuhan Llanderal Ocampo

H. CÁRDENAS, TABASCO A 28 DE JULIO DEL 2011

# PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE CUATRO ESPECIES FORESTALES

## UTILIZANDO UN PROPAGADOR DE SUBIRRIGACIÓN

**Gustavo Sánchez Ocaña, M.C.**

Colegio de Postgraduados, 2011

### RESUMEN

La investigación se realizó en las instalaciones del Campus Tabasco del Colegio de Postgraduados localizado en H. Cárdenas Tabasco, entre las coordenadas 17° 38' 15.1" de LN y 92° 55' 48.2" LO. Los objetivos del trabajo fueron determinar el tamaño adecuado de estaca y la dosis óptima de ácido indol-3-butírico (AIB) para el enraizamiento de cedro (*Cedrela odorata* L.), caoba (*Swietenia macrophylla* King), macuilís (*Tabebuia rosea* Bertol) y guayacán (*Tabebuia chrysantha*) (Jacq.) Nicholson. El experimento se realizó en un propagador de subirrigación durante 45 días. Se utilizó un diseño experimental completamente al azar con cuatro repeticiones y 20 estacas por repetición. El experimento fue de tipo factorial 3 X 4, y se evaluaron el tamaño de estaca (5, 8 y 11 cm) y dosis de AIB (0, 500, 1000 y 1500 ppm). Se obtuvo un total de 12 tratamientos. Las variables evaluadas fueron: Supervivencia, formación de callos, número, longitud y diámetro de raíz, porcentaje de supervivencia y enraizamiento. Las estacas de cedro y guayacán no sobrevivieron en ningún tratamiento. De acuerdo al análisis de varianza y a la prueba de Tukey ( $p > 0.05$ ) el tamaño de 11 cm de estaca en la especie macuilís promovió mayor formación de callo en el testigo (86.25%). En la caoba, la dosis de 1000 ppm de AIB fue la que promovió un mayor porcentaje de enraizamiento (21.4%) aunque el tamaño de estaca no mostró diferencia estadística significativa para ninguna de las variables evaluadas.

Palabras clave: Ácido indol-3-butírico (AIB), enraizamiento, estacas, especies forestales tropicales.

# VEGETATIVE PROPAGATION OF FOUR FOREST SPECIES BY USING A SUBIRRIGATION PROPAGATOR

**Gustavo Sánchez Ocaña, M.C.**

Colegio de Postgraduados, 2011

## ABSTRACT

This research was conducted on the Colegio de Postgraduados Campus Tabasco located in H. Cárdenas Tabasco at 17° 38' 15.1" LN and 92° 55' 48.2" LW. The objectives were to determine the appropriate cutting size and the optimal dose of indole-3-butyric acid (IBA) for rooting of: Spanish cedar (*Cedrela odorata* L.), mahogany (*Swietenia macrophylla* King), macuilís (*Tabebuia rosea* Bertol) and guayacán (*Tabebuia chrysantha*) (Jacq.) Nicholson. The experiments were performed in a subirrigation propagator during 45 days.

A completely randomized design with four replications and 20 cuttings per replication in a 3x4 factorial arrangement was used. Cutting size (5, 8 and 11 cm) and doses of IBA (0, 500, 1000 and 1500 ppm) were the factors and levels evaluated for a total of 12 treatments. The variables evaluated were: survival, callus formation, number, length and diameter of root and rooting percentage. Spanish cedar and guayacán cuttings died in all treatments during the two first weeks. According to the analysis of variance and Tukey test, ( $p > 0.05$ ) cuttings of 8 cm size establish more callus formation at all doses of IBA on macuilís species. Analysis of variance indicated a high statistical significance ( $p > 0.0001$ ) the size of the stake, the dose and the interaction for the percentage of rooting on mahogany, the dose of 1000 ppm of IBA promoted a more rooting percentage; however the size did not show statistical significant difference in all the evaluated variables.

Key words: Indole-3-butyric acid (IBA), rooting, cuttings, tropical timber species.

## **DEDICATORIA**

Este trabajo está dedicado a lo más valioso que tengo; mis hijas, ISIS MARIANA Y AURORA porque son la razón de mi dedicación y sacrificio.

A mis padres, por su apoyo moral, económico e incondicional por sus enseñanzas, valores, amor y confianza.

A mis hermanos, por su confianza, comprensión y ayuda.

A mis sobrinos por la confianza que han depositado en mí.

A mis compañeros de generación, por su amistad y solidaridad.

A mis amigas y amigos, por la confianza, apoyo y palabras de aliento para salir adelante.

A las personas especiales que siempre me alentaron, en los momentos difíciles.

Estoy en deuda con ellas.

...A todos... que Dios los bendiga, los llevaré siempre en mi mente y en el corazón.

## **AGRADECIMIENTOS**

Agradezco a Dios, por permitirme disfrutar de esta nueva experiencia y superar todos los obstáculos.

Al Concejo Nacional de Ciencia y Tecnología, por invertir nuestros impuestos, en la formación de técnicos y científicos de alto nivel en el área de las ciencias agropecuarias en nuestro país.

Al Colegio de Postgraduados, su cuerpo de académicos y su personal administrativo y de apoyo.

A los integrantes de mi Consejo Particular por su disponibilidad, confianza y sugerencias.

A los profesores de maestría del PROPAT por ser parte de mi formación profesional.

## ÍNDICE DE CONTENIDO

	Pág.
RESUMEN .....	i
ABSTRACT .....	ii
DEDICATORIA.....	iii
AGRADECIMIENTOS .....	iv
ÍNDICE DE TABLAS .....	viii
INDICE DE FIGURAS .....	ix
I INTRODUCCIÓN .....	1
1.1 OBJETIVOS .....	3
1.2 Hipótesis .....	4
II REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1 Situación de bosques y selvas.....	4
2.2 Propagación vegetativa por estacas .....	5
2.3 Proceso fisiológico del enraizamiento .....	6
2.4 Formación de raíces .....	7
2.5 Control del método de propagación .....	8
2.6 Condición fisiológica y estado de madurez de la planta madre.....	8
2.7 Tratamientos con fungicidas .....	9
2.8 Sustancias promotoras del enraizamiento .....	9
2.9 Forma de aplicación de la auxina.....	10
2.10. Descripción de las especies.....	10
2.10.1 Cedro (Cedrela odorata L.) .....	10
2.10.1.1 Nombres comunes en México.....	10

2.10.1.2 Origen y distribución geográfica.....	11
2.10.1.3 Características y usos de la madera .....	11
2.10.1.4 Descripción botánica.....	11
2.10.2 Caoba ( <i>Swietenia macrophylla</i> King) .....	12
2.10.2.1 Nombres comunes en México.....	12
2.10.2.2 Origen y distribución geográfica.....	12
2.10.2.3 Características y usos de la madera .....	13
2.10.2.4 Descripción botánica.....	13
2.10.3 Macuilís ( <i>Tabebuia rosea</i> Bertol.....	14
2.10.3.2 Origen y distribución geográfica.....	14
2.10.3.3 Características y usos de la madera .....	14
2.10.3.4 Descripción botánica.....	15
2.10.4 Guayacán <i>Tabebuia chrysantha</i> (Jacq.) Nicholson.....	15
2.10.4.1 Nombres comunes en México.....	15
2.10.4.2 Origen y distribución.....	15
2.10.4.3 Características y usos de la madera .....	16
2.10.4.4 Descripción botánica.....	16
3.1 Área de estudio.....	16
3.2 Material vegetal.....	17
3.3 Cámara de enraizamiento.....	18
3.4 El sustrato de enraizamiento.....	18
3.5 Sustancia promotora de enraizamiento.....	19
3.6 Diseño experimental .....	19
3.7 Establecimiento del experimento .....	19



3.8 Análisis de datos .....	20
IV RESULTADOS Y DISCUSION .....	21
4.1 Macuilís ( <i>Tabebuia rosea</i> Bertol) .....	21
4.1.2 Formación de callo.....	23
4.1.3 Número de raíces.....	24
4.2. Caoba ( <i>Swietenia macrophylla</i> King) .....	24
4.2.1. Porcentaje de sobrevivencia. ....	24
4.2.2 Formación de callo.....	25
4.2.3 Porcentaje de enraizamiento.....	25
4.2.4 Número de raíces.....	26
4.2.5 Longitud de raíz (cm). ....	27
4.2.6 Diámetro de raíz (mm). ....	28
V CONCLUSIONES .....	29
VI RECOMENDACIONES.....	29
VII LITERATURA CITADA .....	30
VIII ANEXOS.....	34

## ÍNDICE DE TABLAS

Cuadro 1. Medias de tres dosis de ácido indol-3-butírico (AIB), el testigo y tres tamaños de estaca en la sobrevivencia de macuilís ( <i>Tabebuia rosea Bertol</i> ) en un micro propagador de subirrigación en H. Cárdenas, Tabasco, México. ....	22
Cuadro 2. Medias de tres dosis de ácido indol-3-butírico (AIB), el testigo y tres tamaños de estaca de macuilís ( <i>Tabebuia rosea Bertol</i> ) en la formación de callo en un micro propagador de subirrigación en H. Cárdenas, Tabasco, México. ....	23
Cuadro 3. Medias de tres dosis de ácido indol-3-butírico (AIB), el testigo y tres tamaños de estaca en el porcentaje de sobrevivencia de caoba ( <i>Swietenia macrophylla</i> King) bajo un micropropagador de subirrigación en H. Cárdenas, Tabasco, México. ....	25
Cuadro 4. Medias de tres dosis de ácido indol-3-butírico (AIB), el testigo y tres tamaños de estaca en el porcentaje de enraizamiento en caoba ( <i>Swietenia macrophylla</i> King) bajo un micropropagador de subirrigación en H. Cárdenas, Tabasco, México. ....	26
Cuadro 5. Medias de tres dosis de ácido indol-3-butírico (AIB), el testigo y tres tamaños de estaca en el número de raíces por estaca de caoba ( <i>Swietenia macrophylla</i> King) bajo un micropropagador de subirrigación en H. Cárdenas, Tabasco, México. ....	27
Cuadro 6. Medias de tres dosis de ácido indol-3-butírico (AIB), el testigo y tres tamaños de estacas en longitud (mm) de raíces en caoba ( <i>Swietenia macrophylla</i> King) bajo un micropropagador de subirrigación en H. Cárdenas, Tabasco, México. ....	28
Cuadro 7. Efecto de tres dosis de ácido indol-3-butírico (AIB), el testigo y tres tamaños de estaca en diámetro (cm) de raíces en caoba ( <i>Swietenia macrophylla</i> King) en un micropropagador de subirrigación en H. Cárdenas, Tabasco, México. ....	28

## INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Brotes juveniles de 30 a 40 cm de longitud utilizados para obtener estacas para enraizamiento.....	17
Figura 2. Cámara de enraizamiento (micropropagador). .....	18
Figura 3. Capas del sustrato del micropropagador de subirrigación para enraizamiento de las estacas. ....	19
Figura 4. Supervivencia de estacas de macuilís ( <i>Tabebuia rosea</i> Bertol) en el propagador de subirrigación en H. Cárdenas, Tabasco, México. ....	22
Figura 5. Formación de callo en estacas de macuilís ( <i>Tabebuia rosea</i> Bertol) establecidos en micropropagadores de subirrigación en H. Cárdenas, Tabasco México.....	24

## I INTRODUCCIÓN

La FAO (2005) reportó pérdidas anuales de 678,000 ha de cobertura forestal de los bosques de México de 1980 a 1990 y 631,000 ha por año entre 1990 y 2000. Para el periodo 2000 a 2005, la Comisión Nacional Forestal (CONAFOR 2005) estimó una pérdida de bosques y selvas de 260,000 ha a causa de la deforestación, lo que ubica a México en el lugar 51 a nivel mundial con un 0.4% anual de pérdida de cubierta forestal. Villavicencio y Valdez (2003) señalaron una pérdida de 615,000 ha, de las cuales alrededor de 470,000 ha son de selva tropical.

Flores y Linding-Cisneros (2005) reportaron un gran deterioro de los bosques mexicanos debido a talas inmoderadas y al crecimiento urbano así como a la extensión de la agricultura. En los últimos años, ha aumentado el interés en el establecimiento de proyectos de reforestación con especies nativas, para abastecer mercados de maderas tropicales existentes y como un camino para detener la sobre-explotación de los bosques y selvas (Piotto *et al.*, 2004).

No toda la vegetación natural remanente se encuentra en buen estado de conservación: en 2007, tan solo el 66.7% de la superficie con vegetación natural conservaba su condición primaria. Los estados con mayor porcentaje de su territorio con vegetación natural en 2007 fueron Baja California Sur 97%, Quintana Roo (91%), Nuevo León (88%) y Coahuila (87%) y los que tuvieron los menores porcentajes fueron Veracruz (19%), Tlaxcala (18%), Morelos (17%) y Yucatán (5%) (SEMARNAT, 2009).

Hasta el año 2007, en México se había transformado alrededor de 29% de su cubierta de vegetación natural original hacia otros usos del suelo, los ecosistemas que mayor porcentaje de su superficie original perdieron fueron las selvas (42%), los bosques mesófilos de montaña (40%), los bosques templados (27%) y los matorrales (10%) (SEMARNAT, 2009). Los estados que más vegetación natural original han perdido son Tlaxcala (82%), Veracruz (81%) y el Distrito Federal (72%).

A pesar de que la tasa de pérdida de cubierta vegetal se ha reducido sigue ocurriendo un proceso de degradación de la vegetación natural. Entre 2002 y el 2007, las selvas perdieron anualmente en promedio de más de 175 mil ha, los bosques templados poco menos de 7 mil ha, los matorrales xerófilos alrededor de 136 mil ha y los pastizales naturales más de 84 mil ha SEMARNAT, (2009).

Las selvas y los bosques proporcionan a la sociedad; madera, colorantes, alimentos, energía, captura de carbono, evita erosión eólica y pluvial, etc. A nivel global, los mayores productores de madera en 2005 fueron Estados Unidos (18% de la producción global), Brasil (10%), Canadá (7%), Federación Rusa (6%) y China (4%). México contribuyó con tan solo el 0.2 % de la producción mundial de madera (SEMARNAT, 2009).

La producción maderable en México entre 1986 y 2007 promedió los 7.7 millones de metros cúbicos en rollo al año. Los estados con mayor producción maderable anual entre 1990 y 2007 fueron Durango (2.1 millones de metros cúbicos en rollo), Chihuahua (1.6) y Michoacán (1.1 millones). Las principales especies aprovechadas en ese mismo periodo fueron el pino con 106.5 millones de metros cúbicos en rollo y el encino con 11.1 millones, SEMARNAT (2009).

Una forma de revertir la creciente deforestación es través de la reforestación para lo cual es necesario comprender las diferentes formas de reproducción de las especies. Una forma de reproducción es la es la propagación vegetativa. La mayoría de las especies forestales tienen un alto grado de heterocigocidad y un ciclo de vida muy largo, lo cual requiere de varias generaciones para lograr una pequeña ganancia genética; en cambio, la clonación de individuos seleccionados por medio de estacas puede resultar en una ganancia genética importante en una sola generación (Caso, 1992).

La propagación en masa por medios vegetativos, no es más económica que la propagación por semilla, pero su empleo se justifica por la superioridad y uniformidad de clones específicos: La principal economía es la eliminación de la

fase juvenil y el acortamiento del tiempo necesario para llegar a la madurez reproductiva.

En la multiplicación por estacas es necesario que un nuevo sistema de raíces secundarias se desarrolle, ya que la estaca posee yemas con aptitud potencial para desarrollar nuevos vástagos (Hartmann *et al.*, 2002). Por otro lado el parámetro más importante a superar en este tipo es la sobrevivencia de las estacas, ya que para obtener un enraizamiento satisfactorio, es esencial la sobrevivencia del material vegetal (Santelices y Cabello 2006).

## **1.1 OBJETIVOS**

### **Objetivo general**

Evaluar el tamaño de estaca y tres dosis de ácido indol-3-butírico (AIB) en el enraizamiento de cedro (*Cedrela odorata* L.), caoba (*Swietenia macrophylla* King), macuilís (*Tabebuia rosea* Bertol) y guayacán (*Tabebuia chrysantha*) (Jacq.) Nicholson bajo las condiciones de un propagador de subirrigación.

### **Objetivos específicos**

a) Determinar un tamaño de estaca adecuado para el enraizamiento de cedro (*Cedrela odorata* L.), caoba (*Swietenia macrophylla* King), macuilís (*Tabebuia rosea* Bertol) y guayacán (*Tabebuia chrysantha*) (Jacq.) Nicholson utilizando un propagador de subirrigación.

b) Identificar una dosis óptima de ácido indol-3-butírico (AIB) para el enraizamiento de estacas de cedro (*Cedrela odorata* L.), caoba (*Swietenia macrophylla* King), macuilís (*Tabebuia rosea* Bertol) y guayacán (*Tabebuia chrysantha*) (Jacq.) Nicholson utilizando un propagador de subirrigación.

## 1.2 Hipótesis

a) El tamaño de la estaca determina la capacidad de enraizamiento en cedro (*Cedrela odorata* L.), caoba (*Swietenia macrophylla* King), macuilís (*Tabebuia rosea* Bertol) y guayacán (*Tabebuia chrysantha*) (Jacq.) Nicholson

b) El ácido indol-3-butírico (AIB) en solución líquida induce la capacidad de enraizamiento en cedro (*Cedrela odorata* L.), caoba (*Swietenia macrophylla* King), macuilís (*Tabebuia rosea* Bertol) y guayacán (*Tabebuia chrysantha*) (Jacq.) Nicholson.

## II REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1 Situación de bosques y selvas

México ocupa un lugar privilegiado en el mundo por la diversidad de sus bosques naturales (Maser, 1995). Está considerado entre los 12 países que mantienen del 60 al 70% de la diversidad del planeta (Mittermeier y Goettsch, 1992). Su diversidad se debe a la interacción compleja entre las formas de uso de los recursos naturales y los ecosistemas. Adicionalmente, los aspectos culturales, tienen mucho que ver con esta singularidad, en la que coexisten bosques alterados y fragmentados con una enorme diversidad biológica (Madrid y Chápela, 2005).

En 2007, el 71.2 % de la superficie nacional estaba cubierta por vegetación natural dominada por matorrales xerófilos bosques templados y selvas; el restante 28.8% lo ocupaban superficies destinadas a las actividades agropecuarias, cuerpos de agua y asentamientos y zonas urbanas (SEMARNAT, 2009).

La propagación vegetativa representa una alternativa valiosa para la reproducción masiva de especies forestales, sin depender de las variaciones típicas asociadas a la reproducción por semillas. La propagación vegetativa permite capturar y aprovechar la varianza genética total, que aumenta significativamente la productividad y la calidad de las plantaciones forestales (Libby y Rauter 1984, citados por Mesén, 1992).

## 2.2 Propagación vegetativa por estacas

La estaca es una porción separada de la planta provista de yemas caulinares que pueden ser inducidas a emitir raíces; las estacas con hojas o sin ellas, son susceptibles de enraizar y con tratamientos químicos adecuados (Westwood, 1982). En plantas leñosas perennes de enraizamiento fácil, las estacas son el medio más importante de propagación. De unas cuantas plantas donantes es posible reproducir nuevas plantas de forma masiva en espacios pequeños, en forma rápida y simple (Sivori, 1980; Hartmann *et al.*, 2002).

Una práctica común es aprovechar la juvenilidad que persiste en un árbol, fundamentalmente en la parte basal, siendo importante reconocer, los tejidos o parte de ellos (Bonga, 1982). En un experimento con estacas de Café (*Coffea arabica*) los porcentajes de enraizamiento alcanzados fueron del 96%, 77% y 55% tomando las estaquillas de 0 a 15, 16 a 45 ó 46 a 75 cm del suelo, respectivamente (Puroshotham y Sulladmath, 1985).

En la reproducción vegetativa, las diferencias entre los distintos meristemos de los ápices de los brotes, están relacionadas con el número de divisiones celulares que separan cada meristemo del embrión original (Bonga, 1982). En los meristemos laterales hay células con actividad mitótica baja en comparación con la actividad de las células de los meristemos apicales, de raíces y brotes, la misión de las primeras es mantener un grupo de células juveniles dentro de los meristemos.

Los brotes que crecen en la base del tronco (de algunas especies) son los que tienen características de juvenilidad que les permiten desarrollar raíces con mayor facilidad. El material juvenil responde mejor a los tratamientos con reguladores de crecimiento, probablemente porque la parte del genoma que controla la formación de órganos está menos reprimida o puede ser desbloqueada más fácilmente mediante tratamientos con reguladores de crecimiento que en células más viejas y muy diferenciadas (Brown y Sommer, 1982).



### 2.3 Proceso fisiológico del enraizamiento

Un hecho característico y decisivo de la propagación por estacas, y en general de todos los métodos basados en el enraizamiento, es el proceso de la rizogénesis. La rizogénesis depende de factores internos, que interactúan en forma compleja y generan un amplio rango de efectos sobre el metabolismo, crecimiento y diferenciación (Baldini, 1992; Gutiérrez, 1995).

La rizogénesis es la organización de iniciadores radicales que son grupos pequeños de células meristemáticas que siguen dividiéndose cuando es separado de la planta donante y formando grupos de muchas células pequeñas y que se desarrollan ampliamente para formar nuevos primordios de raíces. Estos primordios en condiciones adecuadas, crecen y muy pronto cada una de las células comienza a formar una estructura de puntas de raíces. Posterior al desarrollo de un sistema vascular en el nuevo primordio de raíces crece hacia el exterior, a través de la corteza y la epidermis (Weaver, 1976; Baldini, 1992).

La época del año en que se obtengan las estacas influye en su enraizamiento; especies como la Jaboticaba (*Myrciaria cauliflora*) tardan varios meses en enraizar y sólo las estacas obtenidas en ciertos meses del año son capaces de hacerlo (Duarte *et al.*, 1996). Muchas plantas enraízan solamente durante los meses cálidos, que comprenden las estaciones de primavera y verano.

En especies como ficus (*Ficus infectoria*) el enraizamiento de las estacas se manifiesta solamente en las estacas obtenidas en verano, cuando la actividad del cambium está en su punto más alto, disminuyendo a cero en otoño e invierno (Hartmann *et al.*, 2002). Esto indica que el enraizamiento de las estacas se relaciona con las condiciones fisiológicas de la planta.

La mayoría de las raíces secundarias en las estacas proceden de células capaces de transformarse en meristemáticas. En estacas de especies herbáceas, esas células se localizan fuera y dentro de los haces vasculares. En plantas perennes leñosas, donde hay presentes una o más capas de floema y xilema secundario, las raíces secundarias de las estacas se originan generalmente en el tejido del

floema secundario joven, pero también de otros tejidos como son el cambium, los radios vasculares o la médula (Weaver, 1976).

## **2.4 Formación de raíces**

Hartmann *et al.* (2002) indican que en un gran número de plantas se forman raíces secundarias de manera natural y éstas pueden ser de dos tipos: raíces preformadas y raíces de lesiones. Las primeras se forman naturalmente en los tallos o ramas cuando todavía están adheridas a la planta madre pero no emergen hasta después de cortarla, en cambio las raíces de lesiones se desarrollan sólo después de que se ha cortado de la planta donante, como una respuesta al efecto de la lesión. En este caso, las células vivientes que están en la superficie cortada son lesionadas, quedando expuestas las células muertas y las conductoras del xilema. El proceso subsecuente de cicatrización y regeneración ocurre en tres pasos:

- a) Al morir las células externas lesionadas, se forma una placa necrótica que sella la herida con un material suberoso (suberina) y tapa el xilema con exudados y de esta manera, se protege la superficie de corte de la desecación.
- b) Después de unos días, las células de la zona interna de la placa empiezan a dividirse y se puede formar una capa de células de parénquima.
- c) En ciertas células próximas al cambium vascular y al floema se empiezan a iniciar raíces secundarias.

Los cambios anatómicos que se observan en la estaca durante la iniciación de las raíces comienzan con una diferenciación de células maduras específicas y la formación de iniciales de raíz en ciertas células cercanas a los haces vasculares, las cuales se han vuelto meristemáticas por diferenciación. Consecutivamente, estas células iniciales de raíz dan origen a primordios de raíces organizadas y luego tiene lugar la emergencia de estos primordios radicales hacia afuera a través del tejido de la estaca, más la formación de conexiones vasculares entre los primordios y los tejidos conductores de la propia estaca.

## **2.5 Control del método de propagación**

El estado de las estacas, el tipo de madera y factores ambientales como temperatura y luz influyen en el enraizamiento. También influye la época de recolección y la parte de la rama de la cual se toman las estacas. Westwood (1982) recomienda utilizar únicamente estacas provenientes de tallos de crecimiento vertical (ortotrópico) y de consistencia semiblanda, es decir, de la porción del tallo que conserve aún su coloración verde para obtener mejores resultados.

## **2.6 Condición fisiológica y estado de madurez de la planta madre**

En la propagación vegetativa convencional la pérdida o disminución de la capacidad de enraizamiento de la estaca, está íntimamente relacionada con el estado de madurez de la planta madre, ya que la facilidad para formar raíces secundarias disminuye con la edad del material a propagar (Ahuja y Muhs, 1985; Hartmann *et al.*, 2002). La relación inversa entre envejecimiento y facilidad de enraizamiento, es la principal dificultad encontrada en la propagación de árboles adultos y la pérdida de la capacidad rizogénica podría deberse a la presencia de inhibidores del enraizamiento (Brown y Sommer, 1982).

La propagación empleando partes vegetativas de la planta madre, es posible porque cada célula de la planta contiene información genética necesaria para duplicar sus características en un nuevo individuo; esto permite perpetuar las características específicas de cualquier planta individual formando clones (Hartmann *et al.*, 2002).

La capacidad de propagación vegetativa está asociada con el carácter juvenil, cuanto más joven es el ejemplar, más rápida y fácil será su propagación. Este carácter juvenil persiste en las áreas y ramas basales de un árbol lo que posibilita su empleo para la multiplicación vegetativa (Caso, 1992).

La propagación de árboles adultos requiere técnicas de rejuvenecimiento para obtener estacas susceptibles de enraizar. La poda en varias especies es una de estas técnicas de rejuvenecimiento. Por otro lado, la capacidad de enraizamiento

de las estacas aumenta de generación en generación, seleccionando en cada generación el árbol madre de mejor calidad (Caso, 1992; Gutiérrez, 1995).

La planta madre debe mantener por lo menos una rama con hojas para que pueda continuar fotosintetizando. La nutrición de la planta madre influye en el desarrollo de raíces, siendo favorecido por el equilibrio de bajo contenido de nitrógeno y alto contenido de carbohidratos (Hartmann *et al.*, 2002).

La estación del año interviene en la capacidad de enraizamiento, las estacas presentan variaciones estacionales en evidente relación con los cambios del cuadro hormonal y nutricional de las ramas. Esta condición está relacionada con la duración del período de luz, y es variable según la especie (Medel *et al.*, 1987; Baldini, 1992). Sin embargo, en especies siempre verdes latifoliadas que tienen uno o más períodos de crecimiento es posible obtener estacas en cualquier época del año (Hartmann *et al.*, 2002).

## **2.7 Tratamientos con fungicidas**

Durante el enraizamiento y el trasplante las estacas están expuestas a ataques de microorganismos, por lo que es aconsejable proteger a las estacas de infecciones fungosas para tener una mayor sobrevivencia y calidad de las raíces. *Phytophthora cinnamomi* es común para la mayoría de las especies vegetales en etapa de plántulas en vivero, provocando pudrición de la raíz. Esta es la causa más común de mortalidad; el uso de un fungicida como Fosetil-AI (80% Fosetil-AI) previene que *Phytophthora cinnamomi* sea un problema en el vivero (Halloy *et al.*, 1993).

## **2.8 Sustancias promotoras del enraizamiento**

Para la iniciación de raíces secundarias intervienen varios tipos de reguladores de crecimiento como las auxinas, citocininas y giberelinas. Las auxinas tienen el mayor efecto sobre la formación de raíces en estacas de varias especies vegetales (Sivori, 1980; Hartmann *et al.*, 2002). Además de intervenir en la iniciación de raíces, las auxinas también controlan su crecimiento (Weaver, 1976).

El uso de auxinas enraizantes es una técnica eficiente en la propagación vegetativa. La función de las auxinas en la promoción del enraizamiento está relacionada con su acción sobre la división y el crecimiento celular y en la síntesis de la pared celular. La atracción de nutrimentos y otras sustancias al sitio de aplicación, así como sus efectos en las relaciones hídricas y fotosintéticas de las estacas y otros procesos interrelacionados (Leakey y Mesén, 1994).

Las auxinas más utilizadas para promover el enraizamiento son los ácidos indol-3-acético (AIA), naftalen acético (ANA) e indol-3-butírico (AIB). El AIB es más utilizado, ya que no es tóxico en un amplio rango de concentraciones para un gran número de especies y químicamente es más estable que el AIA, es decir al contacto con el sustrato de propagación el AIB es un producto químico persistente que se desplaza muy poco y se retiene cerca del sitio de aplicación (Hartmann *et al.*, 2002).

## **2.9 Forma de aplicación de la auxina**

La forma más común de utilizar el AIB es la inmersión rápida. El extremo basal de la estaca se sumerge aproximadamente 5 segundos en una solución cuya concentración puede variar entre 500 a 10,000 ppm de AIB, luego se insertan en el medio de enraizamiento (Weaver, 1976).

Para preparar las soluciones de AIB, éste se disuelve con alcohol al 70% (Mesén, 1998).

## **2.10. Descripción de las especies**

### **2.10.1 Cedro (*Cedrela odorata* L.)**

#### **2.10.1.1 Nombres comunes en México**

Cedro, cedro mexicano, cedro colorado, cedro oloroso (Rep. Mexicana), acuy (l. zoque, Chiapas), calicedra (Puebla), cedro rojo (Oaxaca), culché, kulché, k'ul-ché (l. maya, Yucatán), chujté (Chiapas), kuché (Yucatán), mo-ni (l. chinanteca, Oaxaca), icte (l. huasteca, San Luis Potosí).

### 2.10.1.2 Origen y distribución geográfica

El cedro, originario de América tropical, se desarrolla desde 0 a 1,700 msnm. Se distribuye desde México (Latitud 26° N) hasta el Norte de Argentina (Latitud 28° S) incluyendo las Islas del Caribe (Cuba, Isla de Pinos, Martinica, Antigua, las Antillas). En México se localiza de Tamaulipas y el Sureste de San Luis Potosí hasta la Península de Yucatán. En la vertiente del Pacífico, desde Sinaloa hasta la costa de Chiapas. Prospera en suelos de tipo litosoles y rendzinas (FAO, 2005). Así como en suelos de origen volcánico o calizo, siempre que tengan buen drenaje y que sean porosos en toda su profundidad. Prefiere clima húmedo y con un rango de precipitación entre 2,500 y 4,000 mm anuales. La temperatura media es de 25°C, pero tolera una máxima de 35°C (CONABIO-CONAFOR-SIRE, 2004).

### 2.10.1.3 Características y usos de la madera

La madera es blanda, liviana, fuerte, duradera y fácil de trabajar. Se usa para muebles finos, puertas, ventanas, gabinetes, decoración de interior, cajas de puros, cubiertas y forros de embarcaciones, lambrín, parquet, triplay, chapa, postes, embalajes, aparatos de precisión. Con esta especie maderable se fabrican artículos torneados y esculturas. Los frutos secos poseen características muy especiales y de acuerdo a la creatividad se pueden hacer arreglos florales, cortinas, arreglos de mesa, etc. (CONABIO-CONAFOR-SIRE, 2004).

### 2.10.1.4 Descripción botánica

**Árbol de fuste** recto, bien formado, cilíndrico con contrafuertes en la base, **corteza** externa amarga de color rojizo, profundamente fisurada interna color rosada, cambiando a pardo amarillenta. **Frutos** en cápsulas con dehiscencia longitudinal septicida (se abre en cinco carpelos), 4 a 7 cm de largo; es leñoso, color café oscuro, de superficie externa lenticelada y lisa; el fruto se desprende una vez liberadas las semillas; que al madurar se tornan café oscuro, contiene un exudado blanquecino, con fuerte olor a ajo antes de madurar.

**Semillas** aladas, color pardo, elíptica, miden 1.2 a 4.0 cm de largo y entre 5 a 8 mm de ancho, la testa es de color castaño rojizo; el embrión es recto, comprimido,

color blanco o crema y ocupa gran parte de la cavidad de la semilla; tiene dos cotiledones grandes, planos, foliáceos, frondosos, ligeramente ovoides; la radícula es corta e inferior; estas semillas presentan una delgada capa de endospermo, triploide, firme, carnosos, amargos, blancos y opacos (CONABIO-CONAFOR-SIRE, 2004).

## **2.10.2 Caoba (*Swietenia macrophylla* King)**

### **2.10.2.1 Nombres comunes en México**

Caoba, caobo, cóbano (Tabasco), kanak-ché, punab (l. maya, Yucatán), rosadillo, tsulsul, tutzul (l. tzeltal, Chiapas), tzopilocuáhuatl (l. náhuatl), tzulzul (Chiapas.), zopílotl, macchochuc-quiui (l. totonaca, Veracruz).

### **2.10.2.2 Origen y distribución geográfica**

En México se distribuye únicamente en la vertiente del Golfo de México. Se extiende del Norte de Veracruz a Yucatán y a lo largo de la costa Atlántica de Centroamérica hasta Venezuela. También en Colombia, Perú y Bolivia y el extremo Occidental de Brasil. Fue introducida al Sur de Florida, Puerto Rico e Islas Vírgenes, Cuba, Trinidad y Tobago, La India y otros países tropicales y la encontramos a una altitud de 0 a 1,500 msnm. Se le encuentra a lo largo de los cursos de agua y en laderas. Prospera en regiones de abundante precipitación pero puede vivir incluso en zonas de clima tropical más seco. La temperatura media anual es de 23°C a 28°C con extremas de 11°C a 37°C y la precipitación entre 1,500 a más de 5,000 mm; no tolera temporadas de sequía muy largas.

La caoba crece en gran variedad de condiciones edafológicas, desde suelos arcillosos (pero que no sean suelos Gley) hasta suelos con arenas gruesas. La literatura indica que el pH preferido va de neutro a alcalino, pero existen referencias de plantaciones con buenos resultados en suelos con pH de 4.5. Con relación a la cantidad de agua en el suelo, la caoba prefiere suelos bien drenados, y en los climas más secos prefiere suelos con mayor capacidad de retención de agua. Algunas plantaciones sobreviven sin efectos apreciables en suelos con periodos de inundación. La caoba tolera suelos con deficiencias en nutrientes

que otras especies no toleran, pero el crecimiento es lento en suelos sobrecultivados con su materia orgánica degradada (Mayhew y Newton, 1998).

### **2.10.2.3 Características y usos de la madera**

La madera de la caoba debido a su belleza, alta durabilidad, fácil de trabajar y alta estabilidad dimensional corresponde al grupo de maderas denominadas de utilidad general y puede usarse en: Construcciones livianas y molduras, embarcaciones (cobertura, pisos); parquet doméstico, acabados y divisiones interiores, muebles de lujo, gabinetes de primera clase, chapa plana decorativa, contrachapados, artículos torneados, cajas para joyas, instrumentos musicales (o parte de estos), instrumentos científicos, fósforos, palillos, lápices, mueblería en general, ebanistería, esculturas, artesanías finas, puertas talladas, paneles, armería, juguetes educativos, pisos, utensilios domésticos (IRENA, 1992).

### **2.10.2.4 Descripción botánica**

**Árbol** de 30 a 60 m de altura con fuste limpio de hasta 25 m, los arboles adultos miden entre 75 a 350 cm de diámetro a la altura del pecho (DAP, se mide a 1.30 m del suelo) y **copa** con diámetro de 14 m. **Fuste** recto, libre de ramas en buena proporción, bastante cilíndrico, los contrafuertes pueden tener una altura de más de 4 m. **Corteza** externa color café rojizo oscuro con muchas fisuras profundas a lo largo del fuste, la corteza interna es de color rosado- rojizo a café-rojizo.

**Hojas** alternas grandes, sabor amargo paripinnadas alternas de 20 a 40 cm de largo pecioladas. Haz verde oscuro brillante, envés verde pálido. **Flores** colocadas sobre panículas de 10 a 20 cm de largo o más, glabras; cáliz 2 a 2.5 mm de largo, lóbulos cortos, redondeados; 5 pétalos ovados de color blanco, 5 a 6 mm de largo. El fruto es una cápsula ovoide dehiscente, comúnmente de 6 a 25 cm de largo y 2 a 12 cm de diámetro, cada cápsula contiene entre 45 a 70 semillas, esponjosas y frágiles. Estas son sámaras, aladas, livianas, de 7.5 a 10.0 cm de largo por 2 a 3 cm de ancho, de color café-rojizo.



### **2.10.3 Macuilís (*Tabebuia rosea* Bertol)**

#### **2.10.3.1 Nombres comunes en México**

Amapola, macuilís, palo de rosa, rosa morada (Rep. Mex.), maculís, macuilís (Tabasco, Chiapas), nocoque, cacahua, icotl, cul (huasteca, San Luis Potosí) macuelis de bajo (Lacandona, Chiapas), hok'ab, kok'ab (l. maya, Yucatán), li-mañá (chinanteca, Oaxaca) yaxté (tojolabal, Chiapas), roble, roble blanco (Oaxaca, Guerrero, San Luis Potosí), amapa rosa (Nayarit), amapola (Sinaloa.), rosa morada (Campeche, Quintana Roo), maculishuate, palo blanco, tural (Chiapas), palo yugo, primavera (Sinaloa), roble prieto (Oaxaca) satanicua (Guerrero) (Niembro, 1986; Pennington y Sarukhán, 1989).

#### **2.10.3.2 Origen y distribución geográfica**

El macuilís es originario de los bosques húmedos del sur de México al Norte de Venezuela y del Oeste de los andes hasta las costas del Ecuador y las Antillas (Geifus, 1989; CONABIO, 2001). Se distribuye desde México hasta Sudamérica (Rzedowski, 1978). En México se encuentra en los estados de Campeche, Chiapas, Colima, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Morelos, Michoacán, Nayarit, Oaxaca, Puebla, Quintana Roo, San Luís Potosí, Sinaloa, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán (Pennington y Sarukhán, 2005, CONABIO 2001). Se desarrolla en una altitud de 0 a 850 msnm y en pH neutro o alcalino.

El macuilís se desarrolla en suelos de origen calizo, ígneo o aluvial (Geifus 1989, Pennington y Sarukhán 1998) también en sitios planos con suelos vertisoles pélicos y vertisoles gleycos (CONABIO, 2001). Presenta buen crecimiento en suelos profundos, moderadamente profundos, con buen drenaje a inundable. Según Martínez (1997) se desarrolla bien en los suelos de textura arenosa y franca arcillosa.

#### **2.10.3.3 Características y usos de la madera**

El macuilís tiene usos artesanales-maderables. Se emplea para elaborar instrumentos musicales, también se usa como combustible (leña y carbón), para la construcción rural, y para elaborar mangos para herramientas agrícolas (Martínez

et al., 2006). Su madera es de excelente calidad y se usa para la fabricación de muebles y gabinetes, postes, decoración de interiores, remos, chapa para madera terciada, lambrín, triplay, parquet, culatas para armas de fuego y ebanistería (Niembro, 1986; Pennington y Sarukhán, 2005, CONABIO 2001).

#### 2.10.3.4 Descripción botánica

El macuilís llega a medir hasta 30 m de altura y 100 cm de DAP. El tronco es recto, a veces ligeramente acanalado, con pocas ramas gruesas y horizontales y ramificación simpódica, con la copa estratificada. Los frutos son cápsulas estrechas de 22 a 38 cm de largo por 0.9 a 1.5 cm de ancho, lisas, con dos suturas laterales, péndulas, pardo oscuras, cubiertas por numerosas escamas, con el cáliz persistente; conteniendo numerosas semillas aladas y delgadas, blanquecinas, de 2 a 3 cm de largo, las alas hialino-membranáceas, conspicuamente demarcadas del cuerpo de la semilla (Pennington y Sarukhán 2005, CONABIO 2001).

### **2.10.4 Guayacán *Tabebuia chrysantha* (Jacq.) Nicholson**

#### **2.10.4.1 Nombres comunes en México**

Amapá, prieta (Sinaloa), primavera (Jalisco, Colima, Nayarit), verdecillo (Michoacán, Guerrero), lombricillo, lotcui (Chiapas), guayacán (Tabasco, Chiapas), roble (Guerrero), ahan-ché, ahouan-ché, x-ahau-ché (maya, Yucatán).

#### **2.10.4.2 Origen y distribución**

El guayacán es originario de América tropical, se distribuye desde México hasta Colombia, Venezuela, Ecuador y Perú. Se encuentra en las tierras bajas hacia las zonas de los pies de montañas, con climas secos a húmedos y elevaciones desde 0 hasta los 1,000 msnm, con precipitaciones anuales de 1,500 a 3,000 mm y temperaturas de 18 a 23 °C. Prefiere suelos de textura franca a franco arenosa con buen drenaje interno y externo y un pH de 6 a 8.5.

El guayacán abunda en las selvas medianas sub-caducifolias y también se presenta en vegetación secundaria. En la vertiente del Golfo de México se le encuentra en el centro de Veracruz (al Sur de la Sierra de Naolinco), en Tabasco y

en la Península de Yucatán. En la vertiente del Pacífico, desde Sonora hasta Chiapas y en barrancas protegidas de Chihuahua y Zacatecas.

Se ha observado que esta especie rebrota luego de ser aprovechada. No obstante por la agresiva extracción de la que es objeto está considerada en peligro de extinción (CITES, 2002).

#### **2.10.4.3 Características y usos de la madera**

La madera es pesada, dura y resistente, usada en construcción pesada y para cercos, implementos agrícolas, vigas, construcción de barcos cubiertas, elaboración de cajas y cajones, materiales de construcción, ebanistería, canoas, techos, sillas, cimbras, chapas decorativas, mesas, comedor, muebles de salas, pisos, puertas, chapa, cuadros.

#### **2.10.4.4 Descripción botánica**

Los árboles de guayacán miden hasta 35 m de altura y 60 cm de DAP. Son caducifolios, corteza gris pálida a pardo oscura, con ritidoma leñoso, fisurado, fuste cilíndrico ramas con pubescencia estrellada. Hojas con 3 a 7 folíolos ampliamente elípticos a oblongo-ovaladas, de 5 a 15 cm de largo con el peciolo; los peciolos y el envés de los folíolos densamente cubiertos con pubescencia ferrugineo-estrellada, ápice abruptamente acuminado, base obtusa a truncada o asimétricamente sub-cordada, borde entero o aserrado, a veces estrellado pubescente en el haz, estrellado pubescente en el envés.

Flores campanuladas en grupos terminales, de color amarillo claro, con líneas rojas en cuello. Frutos cápsulas cilíndricas pubescentes, de 15 a 30 cm de largo, semejante a legumbres, abultadas en los extremos, con semillas aladas (Pennington y Sarukhán, 2005, CONABIO, 2001).

### **III MATERIALES Y MÉTODOS**

#### **3.1 Área de estudio**

El trabajo se realizó de Agosto a Septiembre del 2009 en las instalaciones del Campus Tabasco del Colegio de Postgraduados en H. Cárdenas Tabasco, México el cual está ubicado en las coordenadas 17°38' 15.1" LN y 92° 55' 48.2" LO.

El clima dominante es de tipo Am (f) w" (i) g, esto es, cálido húmedo tropical con lluvias abundantes en verano según la clasificación de Koeppen modificado por García (1973). La precipitación pluvial anual oscila alrededor de los 2,200 mm. Con una temporada corta de secas llamada “canícula” entre los meses de julio y agosto de cada año. La temperatura media anual es de 25.9 °C.

### **3.2 Material vegetal**

Las plantas de las especies en estudio se obtuvieron de semillas. Las semillas fueron sembradas en bolsas negras para vivero con capacidad de 1 kg de sustrato, a los 8 meses se colocaron en bolsas del mismo tipo con capacidad de 4 kg. Durante el primer año, mediante una poda se suprimió la dominancia apical y se obtuvieron brotes juveniles con crecimiento ortotrópico. Estos brotes fueron utilizados para obtener las estacas empleadas en el experimento.

Las estacas se obtuvieron de brotes juveniles ortotrópicos de 30 y 40 cm de longitud y diámetro de 0.5 a 1.0 cm (Fig. 1). Una vez separados de la planta, a los brotes se les eliminaron todas las hojas para disminuir la tasa de transpiración. Estos brotes fueron desinfectados, por inmersión en una solución de Benomilo al 0.6%, durante una hora y después fueron envueltos en papel húmedo para evitar la deshidratación.



Figura 1. Brotes juveniles de 30 a 40 cm de longitud utilizados para obtener estacas para enraizamiento.

### 3.3 Cámara de enraizamiento

La cámara de enraizamiento utilizada fue un propagador mejorado de tecnología de bajo costo y de fácil construcción (Leakey *et al.*, 1990). Consistió en un marco de metal revestido con plástico transparente para aislarlo del medio ambiente el cual tiene la función de proveer agua por capilaridad a los diferentes estratos y evitar su evaporación (Fig. 2).



Figura 2. Cámara de enraizamiento (micropropagador).

### 3.4 El sustrato de enraizamiento

El sustrato de enraizamiento consistió de tres capas. La primera capa de 15 cm de espesor formada con piedras de 6 a 10 cm de diámetro, la segunda capa de 10 cm formada con grava de 3 a 6 cm de diámetro y una tercera capa de 5 cm de arenilla. El sustrato se mantuvo saturado con agua corriente (Fig. 3). La cámara de enraizamiento se protegió con malla negra a 2 m de altura sobre el nivel del suelo, para disminuir la temperatura y la cantidad de luz al 80%.



Figura 3. Capas del sustrato del micropropagador de subirrigación para enraizamiento de las estacas.

### 3.5 Sustancia promotora de enraizamiento

Para estimular la rizogénesis se utilizó ácido indol-3-butírico (AIB). Se utilizaron cuatro concentraciones 0, 500, 1000, 1500 ppm. Para disolver el AIB se le agregaron 3 ml de alcohol al 70% y luego se aforó en un matraz volumétrico con agua destilada hasta obtener un litro de cada solución.

Para su aplicación se utilizó la técnica de inmersión rápida sugerida por Weaver (1976) la cual consistió en introducir la base de las estacas en cada solución de la auxina por 5 segundos.

### 3.6 Diseño experimental

Los ensayos se establecieron bajo un diseño experimental completamente al azar con arreglo factorial de tratamientos. Los factores fueron tamaño de estacas (5, 8 y 11 cm) y dosis de AIB 0, 500, 1000 y 1500 ppm. Para un total de 12 tratamientos con cuatro repeticiones, 20 estacas por repetición y considerando cada estaca como unidad experimental. Las estacas fueron defoliadas y tenían por lo menos dos nudos cada una.

### 3.7 Establecimiento del experimento

Se hicieron orificios de aproximadamente 2 cm de profundidad por 1 cm de diámetro en el sustrato de enraizamiento, allí se colocó la estaca con cuidado para no dañar el tejido del corte, luego se presionó con los dedos a los lados de la estaca para fijarla al sustrato. El espaciamiento entre cada estaca fue de 4 x 4 cm.

La toma de datos se realizó semanalmente a partir de la segunda semana y hasta los 45 días después de establecido el experimento. Las variables consideradas fueron:

**Porcentaje de sobrevivencia.** Se determinó mediante la relación entre el número total inicial de cada repetición y estacas muertas multiplicado por 100. Una estaca se consideró muerta cuando tenía el 50% o más de necrosamiento a partir de la parte basal. Los datos se registraron para el análisis estadístico como 0 (cero) para estaca muerta y 1 para estaca viva.

**Formación de callo.** Se consideró a las dos semanas de establecido el experimento observando a simple vista si había o no callo. Para el análisis estadístico los datos se registraron como 0 (cero) para ausencia y 1 (uno) para presencia de callo.

**Porcentaje de enraizamiento.** Se relacionó el número de estacas que formaron por lo menos una raíz, con el número total de estacas de la repetición y se obtuvo un porcentaje.

**Número promedio de raíces por estaca.** Se contó y sumó el número de raíces formadas por todas las estacas y se dividió entre el número de estacas de cada repetición.

**Longitud de raíz.** Se midieron (cm) todas las raíces por estaca desde la unión de la raíz en la estaca hasta su extremo apical y se obtuvo un promedio por repetición.

**Diámetro de raíz.** Se midieron (mm) todas las raíces por estaca, cada una en la parte media, y se obtuvo un promedio por repetición.

### **3.8 Análisis de datos**

La sobrevivencia y la formación de callo tienen una variación discreta y un comportamiento binomial, por lo que para analizar la información, los datos fueron transformados con la ecuación de arco seno de la raíz cuadrada ( $Y' = \arcsen\sqrt{P}$ ). Una vez transformadas, éstas y las otras variables fueron analizadas mediante un

análisis de varianza (ANAVA). Cuando la prueba de F indicaba significancia, se procedió a una prueba de comparación múltiple de medias (Tukey  $p > 0.05$ ) con la finalidad de determinar el o los mejores tratamientos y sus efectos en el enraizamiento de las estacas por cada especie. El programa estadístico utilizado para el análisis de los datos fue SAS 9.1.

## IV RESULTADOS Y DISCUSION

Las cuatro especies evaluadas respondieron de manera diferente a las dosis de AIB (0, 500, 1000 y 1500 ppm) y a los tres tamaños de estacas (5, 8 y 11 cm). Las estacas de cedro y guayacán, a las dos semanas de establecido el experimento mostraron más del 50% de necrosamiento desde la parte basal, por lo que se consideraron muertas.

La alta mortalidad de las estacas de cedro y guayacán puede atribuirse a factores como la alta temperatura en el micropropagador, y el agotamiento las reservas en las estacas al desarrollar las yemas, entre otros, como la alta temperatura, que en promedio fue de  $35.4^{\circ}\text{C}$  temperatura ambiente y  $37.4^{\circ}\text{C}$  dentro del propagador, combinada con la alta humedad, favoreció la pudrición de las estacas; por otro lado, el agotamiento de las reservas de las estacas, atribuido a la brotación de yemas, puede ser otra causa de muerte de la estaca.

Específicamente, el guayacán es de las maderas más duras del trópico y los nutrientes que necesita para su sobrevivencia y crecimiento pudieron verse limitados por el tamaño de la estaca o época de corte y por la condición fisiológica de la planta donante, repercutiendo en el nulo enraizamiento y sobrevivencia de las estacas.

### 4.1 Macuilís (*Tabebuia rosea* Bertol)

**4.1.1 Porcentaje de sobrevivencia.** El ANAVA mostró efectos significativos de la dosis de AIB en el porcentaje de sobrevivencia ( $p=0.0421$ ). Todas las estacas sobrevivieron en todos los tratamientos incluyendo el testigo, hasta los 45 días que permaneció el experimento. En la mayoría de las estacas todas las yemas se desarrollaron notándose que las estacas de mayor diámetro fueron las que



desarrollaron primero las yemas a las cuatro semanas, esto es debido quizás a las células diferenciadas y desarrolladas que contenían las estacas (Fig. 4).



Figura 4. Sobrevivencia de estacas de macuilís (*Tabebuia rosea* Bertol) en el propagador de subirrigación en H. Cárdenas, Tabasco, México.

La comparación de medias indicó que la dosis de AIB tuvo efecto significativo en la sobrevivencia de la estaca (Anexo 1). La dosis de 1500 ppm redujo la sobrevivencia en estacas de 5 cm (27.5%), comparadas con el testigo y tamaño de estaca de 11 cm (71.25 %) (Cuadro 1). Lo anterior indica un posible efecto negativo en la aplicación de AIB en la sobrevivencia de la estaca en macuilís. Este efecto puede atribuirse a una alta concentración endógena de auxinas en las estacas, que aunada a la dosis aplicada pudo alcanzar una concentración tóxica.

Cuadro 1. Medias de tres dosis de ácido indol-3-butírico (AIB), el testigo y tres tamaños de estaca en la sobrevivencia de macuilís (*Tabebuia rosea* Bertol) en un micro propagador de subirrigación en H. Cárdenas, Tabasco, México.

Tamaño estaca (cm)	AIB (ppm)				Promedio
	0	500	1000	1500	
5	67.50	41.25	51.25	27.50	46.87a
8	56.25	47.50	46.25	40.00	47.50a
11	71.25	57.50	41.20	51.20	55.31a
<b>Promedio</b>	65.00a	48.75ab	46.25ab	39.58b	

Medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey,  $\alpha$  0.05)

#### 4.1.2 Formación de callo.

El ANAVA mostró un efecto altamente significativo de la dosis para la formación de callo ( $p=0.0012$ ). El tamaño de estaca, y la interacción tamaño por dosis no tuvieron efecto en ambas variables (Anexo 2).

La comparación de medias indicó que el testigo fue estadísticamente superior con medias más altas en la formación de callo, hasta 86.25% en estacas de 11 cm en contraste con un 46.25% de formación de callo en la dosis de 1500 ppm en estacas de 8 cm (Cuadro 2). Lo anterior puede atribuirse al contenido interno de auxinas naturales y de reserva de nutrientes en las estacas. La corteza de macuilís contiene gran cantidad de agua que le permite tener mayores reservas de nutrientes. Estas reservas pudieron ser suficientes para la formación de callo (CONABIO, 2001).

Cuadro 2. Medias de tres dosis de ácido indol-3-butírico (AIB), el testigo y tres tamaños de estaca de macuilís (*Tabebuia rosea* Bertol) en la formación de callo en un micro propagador de subirrigación en H. Cárdenas, Tabasco, México.

Tamaño estaca (cm)	AIB (ppm)				Promedio
	0	500	1000	1500	
5	76.25	57.50	58.75	58.75	62.81a
8	85.00	68.75	73.75	46.25	68.43a
11	86.25	57.50	70.00	77.50	72.81a
<b>Promedio</b>	82.5a	61.25ab	67.25b	60.83b	

Medias con las mismas letras son estadísticamente iguales (Tukey  $\alpha$  0.05)

Todas las estacas formaron callo (Fig. 5). No obstante que en algunas especies la formación de callo (parénquima) aparentemente es precursor de raíces secundarias, generalmente originado a partir de la zona de cambium o de los haces vasculares, en la presente investigación no hubo formación de raíces. Lo anterior probablemente debido a que los 45 días que permaneció el experimento no fueron suficientes para promover la formación de las raíces (Jarma *et al.*, 2006).



Figura 5. Formación de callo en estacas de macuilís (*Tabebuia rosea* Bertol) establecidos en micropropagadores de subirrigación en H. Cárdenas, Tabasco México.

#### **4.1.3 Número de raíces.**

En ningún tratamiento se observó formación de raíces en las estacas de macuilís durante el tiempo que duro el experimento. La formación de callo y de raíces es independiente entre sí y cuando ocurren simultáneamente es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares de la estaca (Hartmann *et al.*, 2002).

#### **4.2. Caoba (*Swietenia macrophylla* King)**

La caoba (*Swietenia macrophylla* King), respondió de manera favorable a los tratamientos de AIB evaluados para la inducción en el enraizamiento de las estacas.

##### **4.2.1. Porcentaje de sobrevivencia.**

Para esta variable el ANAVA no indicó efecto del tamaño de la estaca, de la dosis o de la interacción ( $Pr > F$ , 0.45, 0.48 y 0.35, respectivamente) (Anexo 3). Aunque sí hubo diferencias en el tamaño de estaca (Cuadro 3). El tamaño de 5 cm fue el que mostró mayor porcentaje de sobrevivencia (13.7%).

Con respecto a las dosis de AIB, las estacas de 11 cm tratadas con 1000 ppm fueron las que mostraron un mayor porcentaje de sobrevivencia (21.2%). La dosis de AIB de 1500 ppm en los tamaños de estacas de 8 y 11 cm y 500 ppm en estas de 5 cm fue donde se obtuvo un menor porcentaje de sobrevivencia. Es posible

que el AIB a 1500 ppm afectara de forma negativa la sobrevivencia de las estacas de caoba.

Cuadro 3. Medias de tres dosis de ácido indol-3-butírico (AIB), el testigo y tres tamaños de estaca en el porcentaje de sobrevivencia de caoba (*Swietenia macrophylla* King) bajo un micropropagador de subirrigación en H. Cárdenas, Tabasco, México.

Tamaño estaca (cm)	AIB (ppm)				Promedio
	0	500	1000	1500	
5	18.7	6.2	17.5	12.5	13.7a
8	8.7	13.7	7.5	7.5	9.4a
11	8.7	12.5	21.2	7.5	12.0a
<b>Promedio</b>	12.0a	10.8a	15.4a	9.1a	

Medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey  $\alpha$  0.05)

#### 4.2.2 Formación de callo.

En ningún tratamiento hubo formación de callo en las estacas de caoba; no obstante, las estacas formaron raíces. Esaú (1965) determinó que las raíces secundarias generalmente se originan dentro del tallo cerca del cilindro vascular, justo fuera del cambium. En la propagación por estacas, la ubicación precisa de los sitios en que se originan las raíces secundarias en la estaca de caoba (*Swietenia macrophylla* King) es usualmente fuera del núcleo central del tejido vascular, que al salir de la estaquilla forman una cofia, incluyendo los tejidos propios de la raíz y la conexión vascular completa con la estaca (Hartmann *et al.*, 2002).

#### 4.2.3 Porcentaje de enraizamiento.

Para esta variable el ANAVA indicó efectos altamente significativos ( $Pr > F$  0.0001) del tamaño de la estaca, de la dosis y de la interacción (Anexo 4). Las estacas de 8 cm tratadas con AIB a 1500 ppm mostraron un menor promedio de formación de raíces (1.3%) (Cuadro 4). El porcentaje de enraizamiento en las estacas de 5 y 11 cm fue estadísticamente igual. La interacción del tamaño de estaca de 11 cm y la dosis de AIB a 1000 ppm fue la que promovió el mayor porcentaje de raíces

(21.4%). Entre la dosis de 500 ppm y el testigo no hubo diferencia estadística significativa.

El mayor porcentaje de enraizamiento (21.4 %) es bajo comparado con los reportes de Mesén (1998) quien cita hasta un 80% de enraizamiento para esta especie con dosis de 1000 a 2000 ppm del mismo enraizador. Lo anterior contrasta con los resultados obtenidos considerando que el menor porcentaje de enraizamiento se obtuvo con la dosis de AIB de 1500 ppm; por ello, podría decirse que en la presente investigación la dosis más alta de AIB funcionó como un inhibidor en lugar de promotor en el porcentaje de raíces.

Cabe señalar que el experimento se llevó a cabo en los meses de agosto y septiembre donde se presenta la canícula (sequía intraestival). Muchas plantas tienen la capacidad de enraizar solamente durante algunos meses del año y muestran mejores resultados durante los meses secos, que comprenden las estaciones de primavera y verano, mientras que las estacas tomadas durante el otoño y el invierno no enraízan (Esaú, 1965).

Cuadro 4. Medias de tres dosis de ácido indol-3-butírico (AIB), el testigo y tres tamaños de estaca en el porcentaje de enraizamiento en caoba (*Swietenia macrophylla* King) bajo un micropropagador de subirrigación en H. Cárdenas, Tabasco, México.

Tamaño estaca (cm)	AIB (ppm)				Promedio
	0	500	1000	1500	
5	18.9	6.2	17.6	1.6	11.1a
8	8.8	13.8	7.5	1.3	7.8b
11	8.8	12.5	21.4	1.9	11.1a
<b>Promedio</b>	12.1b	10.9b	15.5a	1.6c	

Medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey  $\alpha$  0.05)

#### 4.2.4 Número de raíces.

Para esta variable el ANAVA no indicó efecto del tamaño de la estaca, de la dosis o de la interacción ( $Pr > F$  0.41, 0.33, 0.27, respectivamente) (Anexo 5). En el tamaño de estaca de 5 cm fue donde se observó un mayor promedio de raíces (3.1) (Cuadro 5). Con respecto a las dosis de AIB, 1000 ppm fue la que promovió

mayor número de raíces (3.5). En la interacción tamaño de estaca por dosis de AIB la que tuvo mayor número de raíces fue la combinación del tamaño de estaca 11 cm con una dosis de AIB de 1000 ppm en la cual se registraron 3.9 raíces por estaca. El testigo fue donde se obtuvo el menor número de raíces.

Las estacas de caoba que desarrollaron yemas y hojas, también formaron raíces, lo que concuerda con Hartmann *et al.*, (2002) quien citó una alta correlación positiva entre el porcentaje de hojas retenidas y la formación de raíces en las estacas de la caoba. La superficie foliar en las estacas puede llegar a ser un indicador de la cantidad de raíces producidas (Costa y Challa, 2002). Es probable que el éxito del enraizamiento esté sujeto a la presencia de alguna sustancia en las hojas que actúe como cofactor del enraizamiento.

Cuadro 5. Medias de tres dosis de ácido indol-3-butírico (AIB), el testigo y tres tamaños de estaca en el número de raíces por estaca de caoba (*Swietenia macrophylla* King) bajo un micropropagador de subirrigación en H. Cárdenas, Tabasco, México.

Tamaño estaca (cm)	AIB (ppm)				Promedio
	0	500	1000	1500	
5	3.7	1.6	3.9	3.2	3.1a
8	3.1	3.6	2.8	2.5	2.9a
11	1.4	1.9	3.9	2.2	2.3a
<b>Promedio</b>	2.7a	2.3a	3.5a	2.6a	

Medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey  $\alpha$  0.05).

#### 4.2.5 Longitud de raíz (cm).

El ANAVA no mostro efecto del tamaño de la estaca, de la dosis, ni de la interacción tamaño-dosis, entre ambos factores para la longitud de raíz (Pr > F 0.64, 0.55, 0.41, respectivamente) (Anexo 6).

El testigo y la dosis de 500 y 1500 ppm tuvieron el mismo efecto en la longitud de raíz (Cuadro 6), posiblemente debido al nivel endógeno de auxinas en las estacas el cual les permite enraizar y desarrollar raíces de manera natural pero que al combinarse con aplicaciones externas puede afectar negativamente el enraizamiento.

Cuadro 6. Medias de tres dosis de ácido indol-3-butírico (AIB), el testigo y tres tamaños de estacas en longitud (mm) de raíces en caoba (*Swietenia macrophylla* King) bajo un micropropagador de subirrigación en H. Cárdenas, Tabasco, México.

Tamaño estaca (cm)	AIB (ppm)				Promedio
	0	500	1000	1500	
5	3.7	3.2	3.9	4.3	3.8a
8	4.1	3.5	3.7	3.4	3.7a
11	2.8	2.8	3.9	4.5	3.5a
<b>Promedio</b>	3.5a	3.2a	3.9a	4.1a	

Medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey  $\alpha$  0.05)

#### 4.2.6 Diámetro de raíz (mm).

Para la variable diámetro de raíz, el ANAVA no indicó efecto del tamaño de la estaca ni de la dosis de AIB ( $Pr > F$  0.7834, 0.1077, respectivamente) (cuadro 7) pero si fue significativo en la interacción tamaño-dosis ( $Pr > F$  0.0230) (Anexo 7). El tamaño de 8 cm de estaca con una dosis de 1500 ppm promovió un mayor diámetro de raíz (4.5 mm), pero este mismo tamaño de estaca sin AIB fue donde se obtuvo el menor diámetro de raíz (0.9 mm).

Cuadro 7. Efecto de tres dosis de ácido indol-3-butírico (AIB), el testigo y tres tamaños de estaca en diámetro (cm) de raíces en caoba (*Swietenia macrophylla* King) en un micropropagador de subirrigación en H. Cárdenas, Tabasco, México.

Tamaño estaca (cm)	AIB (ppm)				Promedio
	0	500	1000	1500	
5	2.5	1.7	3.3	1.9	2.3a
8	0.9	1.5	2.1	4.5	2.2a
11	1.5	3.3	3.6	2.0	2.6a
<b>Promedio</b>	1.6c	2.1b	3.0a	2.8a	

Medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey  $\alpha$  0.05)

## V CONCLUSIONES

El cedro (*Cedrela odorata* L.), la caoba (*Swietenia macrophylla* King), el macuilís (*Tabebuia rosea* Bertol) y el guayacán (*Tabebuia chrysantha*) (Jacq.) Nicholson, respondieron de manera diferente a los tres tamaños de estaca y cuatro dosis de AIB evaluados para promover el enraizamiento.

En las estacas de cedro (*Cedrela odorata* L.), guayacán (*Tabebuia chrysantha*) (Jacq.) Nicholson y macuilís (*Tabebuia rosea* Bertol) las dosis de AIB y los tamaños de estaca evaluados, no promovieron el enraizamiento.

En la caoba, el tamaño de estaca de 11 cm fue el mejor para promover el enraizamiento, así como un mayor número y tamaño de raíces.

En la caoba, 1000 ppm de AIB fue la mejor dosis para promover un mayor número, tamaño y porcentaje de raíces.

## VI RECOMENDACIONES

La propagación de las especies cedro, macuilís y guayacán, no se recomienda durante los meses de canícula.

Los niveles de AIB utilizados no influyeron en el enraizamiento de cedro, macuilís y guayacán, por lo que es recomendable evaluar otras dosis y otros tipos de promotores de enraizamiento.

El uso de propagadores de subirrigación permite propagar vegetativamente la caoba, pero es necesaria más investigación sobre condiciones ambientales, para mejorar el enraizamiento de las estacas.



## VII LITERATURA CITADA

- Ahuja MS, Muhs HJ. 1985. *In vitro* techniques in clonal propagation of forest tree species. In: Advances in agricultural biotechnology. *In vitro* techniques propagation and long term storage. Eds. Schäfer-menuhr, A. Martinus. Nijhoff/Dr. W. Junk Publishers. The Netherlands. Pp. 41-49.
- Baldini E. 1992. Arboricultura general. Madrid. España. Mundi-prensa. 379 p.
- Bong JM. 1982. Vegetative propagation in relation to juvenility, maturity and rejuvenation. In: Tissue culture in forestry. Eds. JM. Bonga and DJ Durzan. Martinus Nijhoff/Dr. W. Junk, publishers. The Netherlands. Pp. 387- 412.
- Brown CL, Sommer HC. 1982. Vegetative propagation of dicotyledonous trees. In: tissue culture in forestry. Ed. JM Bonga and DJ Durzan. Martinus Nijhoff/Dr. W Junk Publishers. The Hague. Pp. 109-149.
- Caso O. 1992. Juvenilidad, rejuvenecimiento y propagación vegetativa de especies leñosas. Agrisciencia (España) 9(1): 5-16.
- Convention on international trade in endangered species of wild and flora (CITES). 2004. EC Annual report 2002. European Commission. Luxembourg. 365 p.
- CONABIO. 2001. Árboles y arbustos nativos potencialmente valiosos para la restauración ecológica y la reforestación. Instituto de Ecología. Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F. 263 p.
- CONABIO-CONAFOR-SIRE. 2004. Ficha técnica sistemática de *Cedrela odorata* L. México. DF.
- Comisión Nacional Forestal (CONAFOR). 2005. *Pinus maximartinezii*. Rzedowski. Sistema de Información para la Reforestación (SIRE). CONABIO-PRONARE. México. 7p. Disponible en: <http://www.conafor.gob.mx/portal/docs/secciones/reforestacion/Fichas%20Tecnicas/Pinus%20maximartinezii.pdf> (19 de mayo del 2009).
- Costa JM, Challa H. 2002. The effect of the original leaf area on growth of softwood cuttings and planting material of rose. *Scientia Horticulturae* 95: 111-121.
- Couvillon GA. 1988. Rooting response to different treatments. *Acta Horticulturae*. Pp. 187-196.
- Duarte O and Ladders P. 1996. Propagation of Jaboticaba by terminal leafy cuttings. *Proc. Interamerican Soc. Trop. Hort.* 40: 57-60.
- Esaú K. 1965. Vascular differentiation in plants. Holt. New York, 160 P.

- FAO. 2005. Evolución de los recursos naturales mundiales 1990-2005. En línea [www.fao.org/newsroom/es/news/2005/1000127/index.html](http://www.fao.org/newsroom/es/news/2005/1000127/index.html). Consultado agosto 2010.
- Flores O, Linding-Cisneros R. 2005. La lista de nombres vulgares y botánicos de árboles y arbustos propicios para repoblar los bosques de la República Mexicana. De Fernando y Altamirano y José Ramírez a más de 110 años de su publicación. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 76: 11 – 35 p.
- García E. 1973. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Koeppen (para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 246 p.
- Gutiérrez B. 1995. Consideraciones sobre la fisiología y el estado de madurez en enraizamiento de estacas de especies forestales. *Ciencia e Investigación Forestal*. (Chile). 9 (2): 261-277.
- Geilfus F. 1989. El árbol al servicio del agricultor; manual de Agroforestería para el desarrollo rural. Vol. 2: guía de especies. Santo domingo. Enda-Caribe y CATIE. 377 p.
- Hallo S. 1993. Gevuina Nut a cool climate macadamia. In crop and food research Tomado de: <http://www.crop.cri.nz/broadshe/gevuina.html>. Consultado 04 de septiembre 2010.
- Hartmann H, Kester J, Davies F, Genéve R. 2002. *Plant propagation principles and practices*. 7th edition. Prentice Hall. 710 p.
- IRENA, Managua (Nicaragua). Caoba: *Swietenia macrophylla* King. *Swietenia Humilis* zucc. Meliaceae. Managua (Nicaragua), 1992. 6p. Nota Técnica-IRENA (Nicaragua). no.11.Descriptores: Fitogeografía; Factores del medio ambiente; silvicultura; semillas; viveros; plantación; manejo forestal; usos; productos forestales; *Swietenia macrophylla*; *Swietenia humilis*; Nicaragua.
- Jarma A, Combatt E, Polo J, Beltrán J. 2006. Propagación por miniestacas de roble (*Tabebuia rosea*) en función del sustrato y el regulador de crecimiento. Tomado de: [Http://www.una.ac.cr/inis/docs/suelos/propmicol.pdf](http://www.una.ac.cr/inis/docs/suelos/propmicol.pdf) Consultado 20 de agosto del 2010.
- Leakey RRB, Mesén F, Tchoundjeu Z, Longman K A, Dick JMCP, Newton A, Matin A, Grace J, Munro RC, Mutoka PN, 1990. Low-technology techniques for the vegetative propagation of tropical trees. *Commonwealth Forestry Review* 69 (3): 247-257.
- Madrid S, Chápela F. 2005. La certificación forestal en México. Los casos de Durango y Oaxaca. Consejo Civil Mexicano para la Silvicultura Sostenible, A.C. y Estudios Rurales y Asesorías Campesina A.C. Estudio de caso. México, D.F.

- Martínez DM, 1997. Monografía de *Tabebuia rosea* (Bertol) DC. In MUSALEM, M.A. apuntes del curso de árboles y arbustos de uso múltiple. Programa de maestría en Agroforestería para el Desarrollo Sostenible. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo México. 18 p.
- Martínez DMP, Musálem CK, Pérez LH, Musálen MA. 2006. Guía silvicultural de maculís (*Tabebuia rosea* Bertol) DC. Árbol tropical de usos múltiples en México. In Musálem, M.A. (Ed) Serie guías silviculturales de las especies de árboles de uso múltiple en México. Sección I árboles de la región húmeda. Especies nativas. Programa Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. INIFAP. Centro de Investigación Regional del Centro. Campo Experimental Valle de México. El Horno Chapingo. 23 p.
- Masera OR, Hernández T, Ordoñez A, Guzmán A. 1995. Land use change and forestry regional perspective. Preliminary national inventory of greenhouse gases: México. UNEP Project GF/4102-92-01. Instituto Nacional de Ecología, Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente, US Country Studies Program, México, D.F.
- Mayhew J. E, Newton, A. C. 1998. The silviculture of mahogany. Oxon, Inglaterra, CAB International. 226 p.
- Medel F. 1987. Árboles frutales. Situación y potencial en el sur de Chile. Corporación de Fomento de la Producción. Santiago Chile. 59 p.
- Mesén JF. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de subirrigación. CATIE. PRODEFOR. Serie Técnica Manual Técnico No. 30.
- Mesén JF, Leakey RRB, Newton AC. 1992. Hacia el desarrollo de técnicas de silvicultura clonal para el pequeño finquero, El Chasquis. Pp. 6-18.
- Pennington TD y Sarukhán J. 1998. Los árboles tropicales de México. 2\* ed. Fondo de Cultura Económica - UNAM. México. 521 p.
- Pennington TD y Sarukhán J. 2005. Árboles tropicales de México. Universidad autónoma de México. Fondo de Cultura Económica 3era. Edición. México. D. F.523 p.
- Piotto D, Montagnini F, Ugalde L, Kanninen M. 2004. Growth and effects of thinning of mixed and pure plantations with native trees in humid tropical Costa Rica. Forest Ecology and Management. 177: 427- 439.
- Puroshotham KA, Sulladmanth UV. 1985. Studies on the rooting of invigorated sucker cuttings of coffee. Journal Coffee Research (India). 15 (1-2): 21-28.
- Santelices R, Cabello A. 2006. Efecto del ácido indolbutírico, del tipo de la cama de arraigamiento, del sustrato, y del árbol madre en la capacidad de arraigamiento de estacas de *Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser. Revista Chilena de Historia Natural. 79: 55 - 64.

- SEMARNAT. 2009. El medio ambiente en México en resumen. México. D.F. Pp. 11 - 18.
- Sivori E, Montaldi E, Caso O. 1980. Fisiología vegetal. Buenos aires. Argentina. Hemisferio Sur. 679 p.
- Villavicencio EL, Valdez HJL. 2003. Análisis de la estructura arbórea del sistema agroforestal rusticano de café en San Miguel, Veracruz, México. Agrociencia. 37:413-423.
- Weaver R. 1976. Reguladores de crecimiento de plantas en la agricultura. México. Trillas. 622 p.
- Westwood M. 1982. Fruticultura de zonas templadas. Madrid. Mundiprensa. 461 p.

## VIII ANEXOS

### Anexo 1. Porcentaje de sobrevivencia para Macuilís *Tabebuia rosea* (Bertol) dc.

Fuente	gl	SC	CM	F	Pr>F
modelo	11	6543.22	594.83	1.29	0.27
error	36	16631.25	461.97		
<b>Total corregido</b>	47	23174.47			

Tukey Grouping	Mean	N	TESTACA (cm)
A	46.875	16	5
A	47.500	16	8
A	55.313	16	11

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes

Tukey Grouping	Mean	N	DOSIS AIB (ppm)
A	65.000	12	0
B A	48.750	12	500
B A	46.250	12	1000
B	39.583	12	1500

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes

**Anexo 2. Porcentaje de formación de callo para Macuilís *Tabebuia rosea* (Bertol).**

Fuente	gl	SC	CM	F	Pr>F
modelo	11	6730.72	611.88	3.24	0.0037
error	36	6806.25	189.06		
<b>Total corregido</b>	<b>47</b>	<b>13536.97</b>			

Tukey Grouping	Mean	N	T ESTACA (cm)
A	62.813	16	5
A	68.438	16	8
A	72.813	16	11

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes

Tukey Grouping	Mean	N	DOSIS AIB (ppm)
A	82.500	12	0
B	61.250	12	500
B A	67.500	12	1000
B	60.833	12	1500

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes

**Anexo 3. Análisis de varianza y comparación de medias para el porcentaje de sobrevivencia para caoba (*Swietenia macrophylla* King).**

Fuente	gl	SC	CM	F	Pr>F
modelo	11	1118.75	101.70	1.00	0.4656
error	36	3662.50	101.73		
<b>Total corregido</b>	<b>47</b>	<b>4781.25</b>			

Fuente	gl	SC	CM	F	Pr > F
TESTACA	2	162.5000000	81.2500000	0.80	0.4578
DOSIS	3	252.0833333	84.0277778	0.83	0.4883
TESTACA*DOSIS	6	704.1666667	117.3611111	1.15	0.3523

Tukey Grouping	Mean	N	T ESTACA (cm)
A	13.750	16	5
A	9.375	16	8
A	12.500	16	11

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes

Tukey Grouping	Mean	N	DOSIS AIB (ppm)
A	12.083	12	0
A	10.833	12	500
A	15.417	12	1000
A	9.167	12	1500

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes

**Anexo 4. Análisis de varianza y comparación de medias para el porcentaje de enraizamiento para caoba (*Swietenia macrophylla* King).**

Source	gl	SC	CM	F	Pr > F
TESTACA	2	0.01143448	0.00571724	16.81	<.0001
DOSIS	3	0.12767715	0.04255905	125.13	<.0001
TESTACA*DOSIS	6	0.07024395	0.01170732	34.42	<.0001

Tukey Agrupamiento	Media	Número de observaciones	dosis AIB (ppm)
B	0.121297	12	0
B	0.108617	12	500
A	0.155081	12	1000
C	0.015868	12	1500

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes

Tukey Agrupamiento	Media	Número de observaciones	tamaño (cm)
A	0.110678	16	5
B	0.078394	16	8
A	0.111574	16	11

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes



**Anexo 5. Análisis de varianza y comparación de medias para el número de raíces para caoba (*Swietenia macrophylla* King).**

Fuente	gl	SC	CM	F	Pr>F
modelo	11	34.07	3.09	1.20	0.32
error	36	92.96	2.58		
<b>Total corregido</b>	<b>47</b>	<b>127.03</b>			

Fuente	gl	SC	CM	F Value	Pr > F
T ESTACA	2	4.66291667	2.33145833	0.90	0.4144
DOSIS	3	9.14750000	3.04916667	1.18	0.3307
T ESTACA*DOSIS	6	20.26375000	3.37729167	1.31	0.2788

Tukey Grouping	Mean	N	DOSIS AIB (ppm)
A	2.7167	12	0
A	2.3750	12	500
A	3.5500	12	1000
A	2.6750	12	1500

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes

Tukey Grouping	Mean	N	T ESTACA (cm)
A	3.1063	16	5
A	2.9875	16	8
A	2.3938	16	11

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes

**Anexo 6. Análisis de varianza de longitud de raíces en estacas de caoba (*Swietenia macrophylla* King).**

Fuente variación	de	GI	SC	CM	F	Pr<F
Modelo		11	1.73	0.16	0.84	0.6044
Tamaño (cm)		2	0.17	0.08	0.44	0.6447
Dosis (ppm)		3	0.40	0.13	0.70	0.5561
Tamaño*dosis		6	1.17	0.19	1.04	0.4178
Error		36	6.75	0.19		
Total		47	8.48			

**Anexo 7. Análisis de varianza y comparación de medias para el diámetro de raíces en estacas de caoba (*Swietenia macrophylla* King).**

Fuente	gl	SC	CM	F	Pr>F
modelo	11	49.55	4.50	2.18	0.03
error	36	74.24	2.06		
Total corregido	47	123.79			

Fuente	gl	SC	CM	F Value	Pr > F
TESTACA	2	1.01375000	0.50687500	0.25	0.7834
DOSIS	3	13.46750000	4.48916667	2.18	0.1077
TESTACA*DOSIS	6	35.07125000	5.84520833	2.83	0.0230