

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



TESIS

**EFFECTO DEL ÁCIDO INDOLBUTÍRICO EN EL ENRAIZAMIENTO DE BROTES DE
PINO COLORADO (*Pinus oocarpa* Schiede)**

POR:

JULIO ERNESTO PERALTA RIVERA

GUATEMALA, AGOSTO DE 2011

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

EFFECTO DEL ÁCIDO INDOLBUTÍRICO EN EL ENRAIZAMIENTO DE BROTES DE
PINO COLORADO (*Pinus oocarpa* Schiede)

TESIS

PRESENTADA ANTE LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE
AGRONOMÍA DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

POR

JULIO ERNESTO PERALTA RIVERA

En el acto de investidura como

INGENIERO AGRÓNOMO

EN

RECURSOS NATURALES RENOVABLES

EN EL GRADO ACADÉMICO DE
LICENCIADO

GUATEMALA, AGOSTO DE 2011

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA

RECTOR MAGNÍFICO
LIC. CARLOS ESTUARDO GÁLVEZ BARRIOS

JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA

DECANO	Dr. LAURIANO FIGUEROA QUIÑONEZ
VOCAL PRIMERO	Dr. ARIEL ABDERRAMAN ORTIZ LÓPEZ
VOCAL SEGUNDO	Ing. Agr. Msc. MARINO BARRIENTOS GARCÍA
VOCAL TERCERO	Ing. Agr. Msc. OSCAR RENÉ LEIVA RUANO
VOVAL CUARTO	Br. LORENA CAROLINA FLORES PINEDA
VOCAL QUINTO	P. Agr. JOSUÉ ANTONIO MARTÍNEZ ROQUE
SECRETARIO	Ing. Agr. CARLOS ROBERTO ECHEVERRÍA ESCOBEDO

Guatemala, agosto de 2011

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

Honorables miembros:

De conformidad con las normas establecidas por la Ley Orgánica de la Universidad de San Carlos de Guatemala, tengo el honor de someter a vuestra consideración el trabajo de tesis titulado:

“EFECTO DEL ÁCIDO INDOLBUTÍRICO EN EL ENRAIZAMIENTO DE BROTES DE PINO COLORADO (*Pinus oocarpa* Schiede)”

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

Esperando que el presente trabajo cumpla con los requisitos necesarios para su aprobación, quedo con ustedes muy agradecido.

Atentamente

Julio Ernesto Peralta Rivera

ACTO QUE DEDICO A:

DIOS: Padre todo poderoso, padre de la sabiduría y del amor, por darme la vida, el apoyo y sabiduría, para cumplir este sueño tan importante en mi vida.

MIS PADRES: Thelma Rivera, por darme todo su amor y su apoyo incondicional en toda mi carrera y por ser la fuente de inspiración para lograr esta meta. Carlos Peralta, por apoyarme en lo que pudo y por enseñarme el camino de la verdad y la vida que es nuestro señor Jesucristo. Los quiero mucho.

MIS HERMANOS: Jorge, Guisela, Karla, Yesenia y Carlos, por apoyarme en todo lo que pudieron, los quiero mucho.

MI BISABUELA: Eudelia Sirín (Q.E.P.D.), por su valioso ejemplo del amor al prójimo, humildad y sencillez.

MIS ABUELOS: Ercilia Curiales (Q.E.P.D.), por todo su amor, Efraín Rivera (Q.E.P.D.), Eladio Peralta (Q.E.P.D.) y Marcela Echeverría, por su cariño.

MIS TÍOS: Margarita, Carmelina, Alberto, Oscar, Natalia, Mario, Ana, Enrique, María (Q.E.P.D.), Benancia (Q.E.P.D.), Alfonso (Q.E.P.D.), Francisca, Siriaca, Linda, por su cariño e inspiración.

MIS PRIMOS: Ingrid, Mivian, Verónica, Saidy, Bryan, Kevin, Alejandra, Yulisa, Erick, Willian, Norma, Mynor, Gustavo, Billy, Cristina, Enrique, Ángel, Luis Miguel (Q.E.P.D.), Álex, Estuardo, Sarbelio, Elfego, Rudy, Jaime, Enma, Diana.

MIS SOBRINOS: Carolina, Josselin, Erick, Humberto, Eneida, Valery, Carlos Manuel, Miguel Ángel, Delia, Luis Alberto, Carlos Daniel, José Andrés, con mucho cariño.

MIS CUÑADOS: Mauro Sian y Jorge Arredondo por su apoyo en lo que pudieron.

MARÍA LUISA SIAN: Por apoyarme en lo que pudo.

MIS AMIGOS: Jorge Anibal López, Judith García, Marlyn del Cid, Sandra Polanco (Paty), Edith Sapón, Alba Gálvez, Karla Soto, Nicté Gálvez, Manuel Cobar, José Miguel Girón, Juan Pablo Chou - Jo, Alejandro Toledo, Ricardo Rivas, Gustavo Popol, Lauro Rivera, Edwin Cano, Waldemar Nufio, Carolina Rodríguez, Rusvin Martínez, Mirti de León, Familias López Peralta, Palma García, Juarez Calderón, Gálvez y Güicol Juarez.

TESIS QUE DEDICO A:

DIOS TODO PODEROSO

MI FAMILIA

MIS AMIGOS

MIS COMPAÑEROS DE ESTUDIO

FACULTAD DE AGRONOMÍA

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

A MI PAÍS GUATEMALA

A TODAS LAS PERSONAS QUE CONTRIBUYERON A LA ELABORACIÓN DE ESTA
TESIS

AGRADECIMIENTO ESPECIAL A:

Ing. Agr. Edgar Franco, por su valiosa asesoría, guía, apoyo y acompañamiento en la realización de la presente investigación.

Ing. Agr. Mackmilan Cruz, por su apoyo con los reactivos para la realización de la fase experimental de la presente investigación.

Ing. Agr. Mónica Aldana, por su apoyo con bandejas para la realización de la fase experimental de la presente investigación.

Ing. Agr. Aníbal Sacbajá, por su apoyo con el pesado de muestras.

Oscar Bonilla, auxiliar del Centro de Telemática (CETE) de la facultad de Agronomía, por el apoyo con el análisis de los datos para el presente documento.

Ing. Agr. Edwin Cano, por su amistad y apoyo incondicional.

A todos los catedráticos de la facultad de agronomía que compartieron sus conocimientos para que pudiera alcanzar esta meta.

A la Asociación de Estudiantes de Agronomía Robin García, por su apoyo durante mi estancia en la Facultad.

ÍNDICE GENERAL

Título	Páginas
ÍNDICE DE CUADROS.....	IV
ÍNDICE DE FOTOGRAFÍAS	V
ÍNDICE DE GRÁFICAS	V
RESUMEN.....	VI
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. DEFINICIÓN DEL PROBLEMA.....	2
3. MARCO TEÓRICO	4
3.1 MARCO CONCEPTUAL	4
3.1.1 Propagación vegetativa.....	4
3.1.1.1 Métodos de propagación vegetativa	4
3.1.1.2 Estructuras de propagación vegetativa	5
3.1.1.3 Enraizamiento de estructuras vegetales	6
3.1.1.4 Propagación vegetativa inducida.....	9
3.1.1.5 Auxinas	11
3.1.1.6 Propagadores y medios de enraizamiento.....	15
3.1.1.7 Clonación.....	16
3.1.1.8 Propagación vegetativa en pinophytas.....	18
4.1 MARCO REFERENCIAL	24
4.1.1 Descripción del área experimental.....	24
4.1.2 Material experimental.....	24
4.1.3 Sustancia enraizadora.....	24
4.1.4 Características del invernadero.....	25
4.1.5 Descripción botánica del <i>P. oocarpa</i>	25
4.1.6 Taxonomía del <i>P. oocarpa</i>	26
4.1.7 Sinónimos del <i>P. oocarpa</i>	26
4.1.8 Distribución del <i>P. oocarpa</i>	26
4.1.9 Requerimientos Ambientales del <i>P. oocarpa</i>	27
4.1.9.1 Altura (msnm).....	27
4.1.9.2 Suelos	27
4.1.9.3 Clima	27
4.1.10 Usos que se le da al <i>P. oocarpa</i>	28
4.1.11 Descripción de la madera del <i>P. oocarpa</i>	28
4.1.12 Propagación del <i>P. oocarpa</i>	28
4. OBJETIVOS	29
4.1 GENERAL	29
4.2 ESPECÍFICOS	29

4.2.1	Cuantificar el número de raíces que se obtengan en los brotes de <i>Pinus oocarpa</i> por cada tratamiento.....	29
4.2.2	Conocer la longitud de raíces de los brotes de <i>Pinus oocarpa</i> por cada concentración de ácido indolbutírico aplicada.....	29
4.2.3	Cuantificar el peso seco de raíces de los brotes de <i>Pinus oocarpa</i> por cada concentración de ácido indolbutírico aplicada.....	29
4.2.4	Registrar el crecimiento inicial de los brotes enraizados durante los primeros cinco meses después de trasplantarlos a bandejas de mayor dimensión.....	29
5.	HIPÓTESIS.....	29
6.	METODOLOGÍA.....	30
6.1	LUGAR EN DONDE SE REALIZÓ EL EXPERIMENTO.....	30
6.2	PREPARACIÓN DE LAS PLANTAS MADRES.....	30
6.3	ETAPAS DEL EXPERIMENTO.....	31
6.3.1	Obtención de los brotes.....	31
6.3.2	Recipientes utilizados.....	31
6.3.3	Preparación del sustrato para el enraizamiento.....	32
6.3.4	Elaboración de microtúnel.....	32
6.3.5	Preparación de la sustancia enraizadora.....	32
6.3.6	Preparación del material vegetal.....	32
6.3.7	Aplicación de la sustancia enraizadora.....	33
6.3.8	Siembra.....	33
6.3.9	Riego.....	33
6.3.10	Control de plagas y enfermedades.....	33
6.3.11	Identificación de la presencia de raíces en los brotes.....	34
6.3.12	Trasplante.....	34
6.3.13	Fertilización de los brotes trasplantados.....	34
6.3.14	Evaluación del efecto del AIB en los brotes.....	34
6.3.15	Unidad experimental y número de repeticiones.....	35
6.3.16	Descripción de los tratamientos.....	35
6.3.17	Distribución de los tratamientos.....	36
6.3.18	Variable respuesta.....	36
6.3.19	Diseño experimental.....	37
6.3.20	Número de repeticiones.....	37
6.3.21	Análisis estadístico.....	37
6.3.21.1	Hipótesis.....	37
6.3.21.2	Supuestos.....	37
6.3.21.3	Modelo estadístico.....	37
6.3.22	Transformación de los datos.....	38
7.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	39
7.1	ENRAIZAMIENTO A LOS CUATRO MESES.....	39
7.1.1	Porcentaje de enraizamiento.....	39
7.1.2	Número de raíces.....	40
7.1.3	Longitud de raíces.....	41

7.1.4	Peso seco de raíces	42
7.1.5	Resumen del efecto del AIB en el enraizamiento de brotes de P. oocarpa a los cuatro meses	43
7.2	CRECIMIENTO A LOS NUEVE MESES	44
7.2.1	Porcentaje de enraizamiento	44
7.2.2	Número de raíces.....	45
7.2.3	Longitud de raíces	47
7.2.4	Peso seco de raíces	48
7.2.5	Crecimiento inicial.....	49
7.2.5.1	Altura de planta.....	49
7.2.5.2	Peso seco de la parte aérea de la planta (follaje).....	50
7.2.5.3	Peso seco total de la planta	51
7.2.6	Resumen del efecto del AIB en el enraizamiento de brotes de P. oocarpa a los nueve meses	52
8.	CONCLUSIONES.....	54
9.	RECOMENDACIONES	55
10.	BIBLIOGRAFÍA.....	56
11.	ANEXOS.....	60

ÍNDICE DE CUADROS

Título	Páginas
Cuadro 1. Estructuras que se utilizan en la propagación vegetativa	6
Cuadro 2. Tratamientos aplicados a los brotes de <i>Pinus oocarpa</i>	35
Cuadro 3. Cuadro resumen del efecto de los tratamientos en los brotes de <i>P. oocarpa</i> a los cuatro meses	43
Cuadro 4. Cuadro resumen del efecto de los tratamientos en los brotes de <i>P. oocarpa</i> en nueve meses	53
Cuadro 5A. Cronograma de actividades	63
Cuadro 6A. Matriz de datos del enraizamiento de brotes de <i>Pinus oocarpa</i> en cuatro meses	64
Cuadro 7A. Matriz de datos del enraizamiento de brotes de <i>Pinus oocarpa</i> en nueve meses.....	65
Cuadro 8A. Análisis de varianza para el Porcentaje de Enraizamiento en cuatro meses	66
Cuadro 9A. Prueba múltiple de medias Tukey para el Porcentaje de Enraizamiento en cuatro meses	66
Cuadro 10A. Análisis de varianza para el Número de raíces en cuatro meses.....	67
Cuadro 11A. Prueba múltiple de medias Tukey para el Número de raíces en cuatro meses.....	67
Cuadro 12A. Análisis de varianza para la Longitud de raíces en cuatro meses	68
Cuadro 13A. Prueba múltiple de medias Tukey para la Longitud de raíces en cuatro meses	68
Cuadro 14A. Análisis de varianza para el Peso seco de raíces en cuatro meses	69
Cuadro 15A. Prueba múltiple de medias Tukey para el Peso seco de raíces en cuatro meses	69
Cuadro 16A. Análisis de varianza para el Porcentaje de Enraizamiento en nueve meses	70
Cuadro 17A. Prueba múltiple de medias Tukey para el Porcentaje de Enraizamiento en nueve meses	70
Cuadro 18A. Análisis de varianza para el Número de raíces en nueve meses.....	71
Cuadro 19A. Prueba múltiple de medias Tukey para el Número de raíces en nueve meses	71
Cuadro 20A. Análisis de varianza para la Longitud de raíces en nueve meses	72
Cuadro 21A. Prueba múltiple de medias Tukey para la Longitud de raíces en nueve meses.....	72
Cuadro 22A. Análisis de varianza para el Peso seco de raíces en nueve meses	73
Cuadro 23A. Prueba múltiple de medias Tukey para el Peso seco de raíces en nueve meses	73
Cuadro 24A. Análisis de varianza para la Altura de planta en nueve meses.....	74
Cuadro 25A. Prueba múltiple de medias Tukey para la Altura de planta en nueve meses	74
Cuadro 26A. Análisis de varianza para el Peso seco de follaje en nueve meses.....	75
Cuadro 27A. Prueba múltiple de medias Tukey para el Peso seco de follaje en nueve meses	75
Cuadro 28A. Análisis de varianza para el Peso seco total de planta en nueve meses.....	76
Cuadro 29A. Prueba múltiple de medias Tukey para el Peso seco total de planta en nueve meses.....	76
Cuadro 30A. Especies más aprovechadas durante 1999-2004.....	77
Cuadro 31A. Especies de coníferas con mayor demanda de semillas durante 1999-2004.....	77
Cuadro 32A. Especies cuya venta de semillas generó más ingresos durante 1999-2004.....	78
Cuadro 33A. Especies de coníferas con mayor volumen aprovechado durante 2005.....	78
Cuadro 34A. Especies de coníferas con mayor demanda de semillas durante 2005	78
Cuadro 35A. Especies cuya venta de semillas generó más ingresos durante 2005.....	79
Cuadro 36A. Especies de coníferas con mayor área plantada durante 1998-2004.....	79
Cuadro 37A. Área reforestada por especie hasta el año 2008.....	80
Cuadro 38A. Frecuencia de códigos de forma y defectos del fuste para <i>Pinus oocarpa</i> en tres subregiones evaluadas	80
Cuadro 39A. Frecuencia de sanidad del fuste para la especie <i>Pinus oocarpa</i> en tres subregiones evaluadas.....	81

ÍNDICE DE FOTOGRAFÍAS

Título	Páginas
Fotografía 1. Setos o plantas de <i>Pinus oocarpa</i> con brotes para propagación vegetativa	30
Fotografía 2. Recipientes utilizados para la siembra de brotes de <i>Pinus oocarpa</i>	31
Fotografía 3A. Trasplante de brotes enraizados de <i>Pinus oocarpa</i> a bandejas de mayor dimensión para crecimiento.	61
Fotografía 4A. Plantas de <i>Pinus oocarpa</i> enraizadas con ácido Indolbutírico a diferentes concentraciones y el testigo.....	61
Fotografía 5A. Brotes de <i>Pinus oocarpa</i> enraizados en bandejas de 30cm ³ de capacidad	62
Fotografía 6A. Brotes de <i>Pinus oocarpa</i> con escaso desarrollo radicular.....	62

ÍNDICE DE GRÁFICAS

Título	Páginas
Gráfica 1. Porcentaje de enraizamiento por tratamiento en cuatro meses	40
Gráfica 2. Número de raíces y grupo Tukey por tratamiento en cuatro meses.....	41
Gráfica 3. Longitud de raíces en centímetros y grupo Tukey por tratamiento en cuatro meses	42
Gráfica 4. Peso seco de raíces en gramos y grupo Tukey por tratamiento en cuatro meses	43
Gráfica 5. Porcentaje de enraizamiento por tratamiento en nueve meses	45
Gráfica 6. Número de raíces y grupo Tukey por tratamiento en nueve meses.....	47
Gráfica 7. Longitud de raíces en centímetros y grupo Tukey por tratamiento en nueve meses	48
Gráfica 8. Peso seco de raíces en gramos y grupo Tukey por tratamiento en nueve meses	49
Gráfica 9. Altura de planta en centímetros y grupo Tukey por tratamiento después de nueve meses.....	50
Gráfica 10. Peso seco de parte aérea de la planta en gramos y grupo Tukey por tratamiento luego de nueve meses	51
Gráfica 11. Peso seco total de planta por tratamiento durante nueve meses.....	52

**EFFECTO DEL ÁCIDO INDOLBUTÍRICO EN EL ENRAIZAMIENTO DE BROTES DE
PINO COLORADO (*Pinus oocarpa* Schiede)**

**EFFECT OF THE INDOLBUTIRIC ACID IN THE ROOTING OF SHOOTS OF
REDDISH PINE (*Pinus oocarpa* Schiede)**

RESUMEN

Se evaluó el efecto que produce el Ácido Indolbutírico (AIB) en el enraizamiento de brotes de *Pinus oocarpa* Schiede con la finalidad de conocer la respuesta de esta especie a la formación de raíces para la propagación vegetativa de individuos que muestren características superiores. En Guatemala las plántulas que se utilizan en plantaciones se reproducen por medio de semillas. Sin embargo cuando se tienen procesos de mejoramiento es conveniente la propagación vegetativa de individuos con características superiores, con lo cual se logra incrementar la productividad y calidad de los productos forestales. En Guatemala no existen protocolos de propagación clonal para *P. oocarpa*, por lo cual es necesario evaluar la respuesta de los brotes de dicha especie al enraizamiento utilizando AIB a distintas concentraciones, como paso inicial para desarrollar un protocolo. El experimento se realizó en el Centro Experimental Docente de Agronomía (CEDA) de la Universidad de San Carlos de Guatemala, bajo condiciones controladas.

Las concentraciones de AIB aplicadas fueron 500 ppm, 1,000 ppm, 2,000 ppm y 3,000 ppm utilizando el método de inmersión rápida por cinco segundos. Se utilizó un diseño experimental Completamente al Azar con cuatro tratamientos, incluyendo un testigo y cuatro repeticiones. Las variables respuestas evaluadas fueron el número, longitud, peso seco de raíces y el crecimiento inicial cinco meses luego de haber enraizado. Además se evaluó el porcentaje de enraizamiento para conocer la capacidad que tiene la especie para enraizar.

Aunque no hubo diferencias significativas entre los tratamientos, se puede apreciar que la mejor concentración de AIB para el porcentaje de enraizamiento, número de raíces y crecimiento inicial es la concentración de 1,000 ppm; el mayor peso

seco de raíces se obtuvo con la concentración de 2,000 ppm, mientras que la mayor longitud de raíces se obtuvo en el testigo. Sin embargo no se encontraron diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos con AIB y el testigo.

1. INTRODUCCIÓN

En los últimos años se ha incrementado la producción de plántulas para realizar plantaciones forestales, ésta en el caso de coníferas se realiza por semilla, lo que no permite aprovechar el potencial de individuos superiores que puedan ser seleccionados y reproducidos en forma vegetativa para conservar sus características superiores.

En Guatemala las plantaciones forestales del Programa de Incentivos Forestales (PINFOR) ocupan alrededor de 102,304.54¹ ha, las cuales se localizan principalmente en los departamentos de Izabal, Alta Verapaz, Baja Verapaz y Petén. Entre las especies de coníferas prioritarias en el programa mencionado se encuentra el Pino colorado (*Pinus oocarpa*), el cual para el año 2005 se colocó entre las primeras tres especies de coníferas con mayor área plantada en el país (ver cuadro 36A de los anexos), (INAB 2005). Esta es una especie conífera muy utilizada para aserrío con fines comerciales y uso en la construcción de viviendas así también como combustible.

Pinus oocarpa es una especie que tiene demanda a nivel nacional como internacional, por lo cual las plantaciones en los últimos años han ido aumentando significativamente. Sin embargo la mayoría de las plantaciones presentan variabilidad genética, la cual se manifiesta en la forma y desarrollo de los árboles.

Para reducir la variabilidad de los árboles en plantaciones, existe la propagación clonal, un método de reproducción de forma asexual con el que se conservan las características genéticas deseadas de la planta que les da origen. En Guatemala poco se conoce sobre este método el cual es utilizado por empresas privadas de otros países, pero los protocolos utilizados son poco accesibles. Al tener información sobre la propagación clonal de *P. oocarpa* en Guatemala, se podrá clonar individuos superiores y con ello se podrá hacer evaluaciones de su comportamiento.

Se evaluó el efecto que produce el AIB a diferentes concentraciones para enraizar brotes de *P. oocarpa* y conocer su capacidad de enraizamiento para así iniciar un protocolo de propagación clonal de esta especie que pueda ser tomado como referencia para implementar la propagación clonal en esta especie en Guatemala.

¹Entrevista personal con el Lic. Mario Salazar, coordinador del programa PINFOR, INAB.

2. DEFINICIÓN DEL PROBLEMA

En Guatemala el *P. oocarpa* se reproduce únicamente por medio de semillas, las cuales en su mayoría provienen de árboles seleccionados, sin embargo, debido al cruzamiento que existe entre árboles sanos con árboles defectuosos, las características no deseadas son heredadas por algunos individuos que nacen de las semillas. Esto causa variabilidad en las plántulas que se obtienen, lo cual a su vez provoca que no todos los árboles desarrollen un crecimiento vegetativo adecuado, ocasionando que existan plantaciones heterogéneas en cuanto a las características deseadas. Además, no toda la madera que se extrae de estas plantaciones es de buena calidad, por lo cual se obtiene un menor ingreso económico para las personas que se dedican al aprovechamiento forestal de esta especie.

El INAB reporta para el año 2008 que algunas plantaciones de *P. oocarpa* de la subregiones I Metropolitana, subregión II Las Verapaces, al norte del país, subregiones III-3 Chiquimula y IV-1 Jalapa, presentan algunos problemas en su desarrollo producidos por el ataque de plagas y enfermedades como la roya del pino, el gorgojo del pino, barrenador de los brotes del pino, y problemas en la forma de los árboles los cuales se muestran en los cuadros 38A y 39A en anexos (INAB 2008).

Actualmente en Guatemala, el *P. oocarpa* es una de las especies predominantes sobre las demás coníferas debido a que se adapta a varios tipos de suelo y amplio rango de condiciones climáticas, por tal razón es muy utilizada por las diversas comunidades del país principalmente para consumo familiar y comercial. La madera de esta especie es de gran valor para las comunidades que viven en su rango de distribución, ya que esta se utiliza para la elaboración de viviendas, así también es de gran importancia para las empresas y personas que realizan plantaciones con fines comerciales.

Según datos del INAB, para el año 2005 se reportó un total de 5,613 ha plantadas de *P. oocarpa* a nivel nacional, mientras que para el año 2008 se reporta un total de 5,678.94 ha, teniendo un aumento de 65.94 ha en 3 años (ver cuadros 36A y

37A de los anexos), (INAB 2009). Para el año 2010 el INAB reporta un total de 5,888.7 ha de *P. oocarpa* aumentando 209.76 ha en los últimos dos años¹. Todas estas plantaciones se han establecido por medio de semilla lo cual provoca variaciones en los árboles, aunque esta provenga de árboles seleccionados.

Para obtener plantaciones uniformes de mejor calidad, existe la propagación clonal, la cual es una técnica que consiste en tomar una parte de una planta con características deseadas de la cual se obtiene una réplica exacta. Esta técnica ha sido utilizada en coníferas en diversos países incluyendo diferentes especies de pinos, entre ellas *P. oocarpa*. Se ha tenido éxito utilizando brotes provenientes de plantas jóvenes y aplicando diferentes sustancias enraizadoras como el ANA y el AIB, las cuales promueven y mejoran el enraizamiento en un menor tiempo que sin su aplicación. Debido a que esta tecnología ha sido desarrollada en su mayoría por empresas, la información sobre ella es poco accesible. En Guatemala se conoce sobre dicha técnica de propagación para *P. oocarpa*, pero no se han desarrollado protocolos para las poblaciones locales.

Debido a esta necesidad, se debe iniciar con la elaboración de un protocolo de clonación de esta especie y el primer paso para realizarlo es conocer la respuesta de los brotes de esta especie al inducir el enraizamiento con AIB a distintas concentraciones y evaluando el crecimiento inicial de los individuos.

¹Entrevista personal con el Lic. Mario Salazar, coordinador del programa PINFOR, INAB.

3. MARCO TEÓRICO

3.1 Marco conceptual

3.1.1 Propagación vegetativa

La propagación vegetativa es una forma por medio de la cual se pueden reproducir plantas por medio de partes o segmentos vegetativos. En esta práctica se utilizan tejidos vegetales que posean potencial de multiplicación y diferenciación celular para que puedan dar origen a nuevos tallos y raíces.

Desde hace mucho tiempo se ha realizado la propagación vegetativa, la cual ha sido practicada por todos los campesinos del mundo. Este tipo de propagación ha venido evolucionando a través del tiempo. Comprende desde métodos sencillos hasta métodos muy avanzados utilizando tecnologías, como el cultivo de tejidos vegetales (Vásquez *et al* 1997).

3.1.1.1 Métodos de propagación vegetativa

Existen varios métodos de propagación vegetativa. Entre ellos se mencionan los siguientes:

La micro propagación, la cual se realiza por medio de la utilización de células o tejidos vegetales, los cuales se cultivan *in vitro*. Con este tipo de propagación se obtienen cantidades masivas de individuos con características homogéneas, mejoradas y libres de enfermedades

La propagación a partir de segmentos ya sean bulbos, rizomas, estolones, tubérculos y otros segmentos como esquejes, los cuales se toman de plantas que conserven potencial para enraizar. Estos se separan de la planta madre colocándose en condiciones favorables de regeneración, formando raíces para dar origen a una nueva planta idéntica a la planta de donde se obtuvo (Vásquez *et al* 1997).

La propagación por injertos la cual consiste en unir dos partes vegetales, una que sirve de patrón y otra, el injerto, que posee las características que se desean reproducir.

La propagación por acodo en la cual se realiza el enraizamiento en una parte de la planta, ya sea enterrándola o realizando un anillamiento en una rama joven y cubriéndola con tierra (López y Mateo 2006).

3.1.1.2 Estructuras de propagación vegetativa

En las plantas vasculares, cualquiera de sus órganos tiene relación con su propagación vegetativa al sufrir modificaciones que le permiten transformarse en un organismo completo e independiente que posee los mismos caracteres genéticos que la planta que le dio origen. Esto se debe a la totipotencialidad que posee el tejido vegetal, o sea la capacidad que tienen de formar yemas y raíces adventicias (Vásquez *et al* 1997).

Algunos autores clasifican las estructuras vegetativas según los órganos vegetales de los que se originan. En el cuadro 1 se presentan las estructuras vegetales que dan origen a plantas nuevas.

Cuadro 1. Estructuras que se utilizan en la propagación vegetativa

Estructura	Tipos	Características
Tallos	Estolones	“Constan de secciones relativamente largas y delgadas de tallos aéreos horizontales con entrenudos largos y cortos alternados que generan raíces adventicias”.
	Rizomas	“Se generan a partir del crecimiento horizontal de un tallo subterráneo, por lo general más robusto que el que da origen a un estolón”.
	Tubérculos	“Son estructuras gruesas, suculentas, que actúan también como estructuras de reserva. Se forman en el extremo de tallos subterráneos delgados”.
	Brotes	“Son tallos que desarrollan raíces adventicias sin que sean independientes de la planta progenitora. Se desarrollan en las axilas de las hojas escamosas o de las yemas adventicias sobre las raíces”.
Yemas	Cormos	“Se forman en las yemas de las axilas de las hojas de un tallo robusto y suculento que proporciona los nutrientes necesarios para la nueva estructura”.
	Cormelos	“Son pequeñas estructuras semejantes a los estolones que se producen sobre el extremo inferior del cormo”.
	Bulbos	“Se desarrollan sobre tallos cortos y engrosados, a partir de yemas axilares de hojas carnosas”.
	Pseudobulbos	“Esta estructura vegetativa se da en la familia de las orquídeas. Son crecimientos tuberosos del tallo completo o de parte de éste o de las ramas”.
	Turiones	“Se presentan generalmente en especies acuáticas como estructuras de resistencia a condiciones ambientales adversas; se conocen también como yemas de invierno y se forman a partir de yemas que se desprenden del tallo o que persisten cuando el resto de la planta muere”.
	Chupones	“Son estructuras que se forman en las axilas de las hojas escamosas de los tallos subterráneos y de los rizomas, o de las yemas adventicias de las raíces”.
Raíces		“Las raíces carnosas y aglomeradas”
Hojas		“Se forman nuevos individuos a partir de las hojas que se desprenden y caen al suelo y que posteriormente desarrollan raíces adventicias”.
Florales		“En algunas plantas los meristemas apicales que normalmente se desarrollarían como flores se convierten en yemas vegetativas asociadas con raíces adventicias”.

Fuente: Elaboración propia basado en el libro LA REPRODUCCIÓN DE LAS PLANTAS: SEMILLAS Y MERISTEMOS

3.1.1.3 Enraizamiento de estructuras vegetales

El enraizamiento de estructuras vegetativas consiste en la inducción de formación de raíces en una sección de un tallo o una rama, la cual da origen a una planta nueva. Se han realizado experimentos con árboles en los cuales se ha obtenido éxito de más del 80% de enraizamiento. Para propagar plantas leñosas se utilizan comúnmente segmentos de ramas o brotes. Según la madurez de la madera de donde se obtienen los brotes, los cortes se han dividido en varios tipos que son: de maderas

duras, semiduras y suaves. Generalmente se distinguen por la forma y el color de las hojas y por los cambios de coloración del tallo o ramas.

Existen dos tipos de cortes de ramas: las de segmentos foliados los cuales proceden de árboles perennifolios y los de segmentos defoliados provienen de árboles caducifolios. (Hartmann y Kester 1976).

A. Enraizamiento de segmentos foliados

Según las condiciones de lignificación de la madera los segmentos foliados se dividen en: cortes de maderas blandas, cortes de maderas semiduras y cortes de maderas duras siempre verdes. Cualquiera de éstos llevan hojas o brotes meristemáticos y su tamaño es mucho más pequeño que los defoliados. Debido a la presencia de hojas que continúan transpirando activamente y a las condiciones diferenciales de madurez en las ramas jóvenes, los segmentos pueden deshidratarse muy fácilmente. Por esto, es necesario mantenerlos en compartimientos sombreados y húmedos hasta que enraizan y toman del suelo suficiente agua. Siempre es necesario emplear sustancias enraizadoras como el ácido indolbutírico (AIB) o el ácido naftalenacético (ANA) y con frecuencia es indispensable mantener los segmentos recién plantados bajo agua nebulizada para evitar la deshidratación (Hartmann y Kester 1976; López y Mateo 2006).

Se deben considerar tres aspectos para realizar este tipo de propagación: la elección y manejo de la planta donante, la obtención de las estacas y el enraizamiento y establecimiento del segmento (Vásquez *et al* 1997; Hartmann y Kester 1976).

a. Elección y manejo de la planta donante

Las plantas donantes deben ser vigorosas, sanas y estar sujetas a un buen manejo para asegurar la producción continua y prolongada de gran número de estacas de fácil enraizamiento.

Se pueden cosechar brotes de una misma planta donante cada dos o tres meses, pero no se recomienda hacer cosechas muy frecuentes, pues se afectarían las reservas alimenticias de la planta, su sistema radicular y la fertilidad del suelo.

La planta donante debe ser fertilizada con regularidad y mantener por lo menos una rama con hojas que pueda continuar fotosintetizando y que de esta manera sirva como brote alimentador para la planta donante. También debe mantenerse en la sombra, al menos por unas semanas, lo cual favorecerá el enraizamiento de las estacas, ya que en esta situación la planta no es afectada por el estrés hídrico (Hartmann y Kester 1976).

b. Obtención de estacas

Para obtener y manipular adecuadamente las estacas deben tomarse en cuenta la alta humedad del aire, la intensidad moderada de luz, con temperaturas estables, un medio favorable de enraizamiento, y una protección adecuada contra el viento, las plagas y las enfermedades. Sobre todo debe evitarse la deshidratación, pues los cortes con hojas pierden rápidamente agua por medio de la transpiración, aun cuando exista una alta humedad relativa. Y es que, como no tienen raíces, la absorción de agua es mucho más lenta, y esto afecta el estado de hidratación de la estaca (López y Mateo 2006).

La obtención de ramas de la planta donante debe realizarse por la mañana o por la tarde, puede ser antes de las 10 horas o después de las 16 horas, para evitar la pérdida de agua durante las horas de mayor insolación. La poda de las ramas elegidas debe realizarse a la altura de los 10 nudos o menos, como es el caso de los brotes obtenidos de tocones. Las hojas de las ramas de donde se obtendrán los cortes deberán tener entre 8 y 10 cm de largo, de lo contrario hay que reducir el área foliar, debido a que hojas muy grandes favorecen la pérdida de agua y las muy pequeñas no producen suficientes carbohidratos u otras sustancias necesarias para que el segmento sobreviva. Ya cortados los brotes se deben identificar con el número de la planta madre, luego se introducen lo más rápidamente en bolsas de plástico con algún

material que retenga bastante agua y se cierran para evitar la pérdida de humedad. Deben mantenerse en un sitio fresco y sombreado y en cuanto sea posible trasladarlos al área de enraizamiento del vivero. Al extraer los brotes para hacer los cortes deben mantenerse húmedos y frescos, exponiéndolos lo menos posible al viento, ya que éste incrementa la pérdida de humedad. Los cortes deben hacerse con instrumentos con filo, en forma oblicua por arriba del nudo, o bien rectos para evitar que el sistema radicular se forme de un sólo lado. La longitud óptima de las estacas es usualmente entre 6 y 10 cm independientemente del tipo de corte o tamaño, éstos siempre deberán contar al menos con una hoja en la punta de la estaca, para que ésta proporcione nutrientes y otras sustancias necesarias para el enraizamiento (Vásquez *et al* 1997).

c. Enraizamiento y establecimiento

El área donde se colocan las estacas para el enraizamiento debe estar fresca y sombreada. La temperatura adecuada es entre 20 y 25°C. Cuando las temperaturas suben arriba de 30°C la humedad relativa de la atmósfera o contenido de vapor de agua presente en el aire tendrá que ser muy alto para impedir que las plantas pierdan demasiada agua al incrementarse su transpiración. La sombra se puede producir con materiales de origen vegetal como hojas de palma, paja, ramas secas, o con mallas plásticas especiales diseñadas para ese propósito. Es importante que el material utilizado transmita una luz que sea apropiada para activar la fotosíntesis de las plantas (Mesén *et a* 2003; Vásquez *et al* 1997).

3.1.1.4 Propagación vegetativa inducida

No todas las plantas tienen la capacidad de enraizar espontáneamente, por lo que a veces es necesario aplicar sustancias hormonales que provoquen la formación de raíces. Las sustancias con las que mejores resultados se obtienen y que son más utilizadas son las auxinas (López y Mateo 2006).

Uno de los mejores estimuladores de enraizamiento es la auxina AIB, la cual ha sido la más utilizada para enraizar especies forestales. Esta hormona se caracteriza

por ser estable a la luz, y se transporta de forma lenta por lo cual se mantiene en el área donde fue aplicada e induce un mejor enraizamiento.

Otra de las auxinas utilizadas frecuentemente en la inducción de raíces es el ANA. Sin embargo, este compuesto es más tóxico que el AIB y se debe evitar las concentraciones altas de ANA ya que puede provocar daños a las plantas. El AIB y el ANA resultan más efectivos en el enraizamiento que el AIA. El AIA es muy inestable en las plantas y se descompone rápidamente en soluciones no esterilizadas aun cuando permanece activo en soluciones estériles durante varios meses. Los rayos fuertes del sol pueden ser capaces de destruir una solución de 10 ppm de AIA en 15 minutos. Los reguladores de crecimiento pueden modificar tanto el tipo de raíces como el número en que se produzcan. Las sustancias que promueven el enraizamiento son a menudo más eficaces cuando se combinan; utilizando partes iguales de AIB y ANA provocan un mayor porcentaje de enraizamiento en algunas especies, que utilizado por separado cada uno de ellos (Weaver 1976; Hartmann y Kester 1976).

El buen enraizamiento también depende de la presencia en las estacas de cierto número de cofactores que en combinación con las auxinas permiten que las estacas produzcan raíces; la fuente de esos cofactores son por lo común las hojas.

Los materiales nitrogenados y azúcares producidos en las hojas son quizá cofactores del enraizamiento. También existen pruebas de que ciertos compuestos fenólicos, como son el ácido caféico, el catecol y el ácido clorogénico, interactúan con las auxinas al inducir la iniciación de las raíces.

En algunas especies, las estacas gruesas que almacenan muchos materiales de reserva, no requieren hojas para enraizar, lo cual indica que ya están presentes en la madera, suficientes cofactores que estimulan la iniciación de las raíces. La capacidad de enraizamiento no la determina el tipo de hojas que abastecen a la estaca sino el tipo de tallo del que surgen las raíces. Puede demostrarse que la presencia de yemas en una estaca es favorable para el enraizamiento, si se retiran las yemas de una estaca o efectuando un anillado bajo las yemas (Weaver 1976).

La relación carbohidratos-nitrógeno es muy importante para el enraizamiento. El enraizado de las estacas puede ser estimulado con la adición de compuestos nitrogenados. Los tallos más firmes tienen un mayor contenido de carbohidratos, lo que permite un mayor número de raíces. La época del año influye en la mayor cantidad de carbohidratos dependiendo de la especie a tratar debido a que las etapas fisiológicas de las plantas varían durante el año. En regiones de clima templado y frío, la época con la cual se obtienen los mejores resultados es en diciembre y febrero debido a que las plantas tienen poca actividad metabólica al estar en reposo (López y Mateo 2008).

3.1.1.5 Auxinas

El término auxina del griego *auxein*, incrementar, se utilizó por primera vez por Frits Went, quien en 1926, descubrió que era posible que un compuesto no identificado produjera la curvatura de coleóptilos de avena hacia la luz. En la actualidad se descubrió que la auxina de Went es el ácido indolacético (AIA), algunos especialistas en fisiología vegetal aún consideran que el AIA y auxina son sinónimos. Las plantas contienen otros tres compuestos que estructuralmente son similares al AIA y provocan muchas de las mismas respuestas que este. Una de ellas es el ácido **4-cloroindolacético (4cloroAIA)**, el cual se puede encontrar en semillas jóvenes de varias leguminosas. Otra es el **ácido fenilacético (APA)**, el cual se encuentra difundido entre plantas y con frecuencia es más abundante que el AIA, pero es mucho menos activo para causar las respuestas similares a las del AIA. La tercera, el **ácido Indolbutírico (AIB)**, es de más reciente descubrimiento; en un principio se pensó que era solo una auxina sintética activa, pero se puede encontrar en hojas de maíz y de varias dicotiledóneas por lo que es probable que esté difundida en el reino vegetal (Salisbury 1994).

Las auxinas son hormonas que regulan el crecimiento vegetal y, en concentraciones muy bajas, regulan los procesos fisiológicos de las plantas. Estas pueden ser de origen natural, como el ácido indolacético (AIA), y sintéticas, como el ácido indolbutírico (AIB) y el ácido naftalenacético (ANA). Todas estimulan la formación y el desarrollo de las raíces cuando son aplicadas en la base de las estacas (Mesén *et al* 2003).

A. Efectos biológicos de las auxinas en la plantas

Las auxinas desempeñan un papel importante en la expansión de las células de tallos y coleóptilos. Las auxinas estimulan también la división celular, por ejemplo, frecuentemente estimulan el desarrollo de callos, de los que se desprenden crecimientos similares a raíces (Weaver 1976).

B. Forma de acción de las auxinas

La función de las auxinas en el enraizamiento se relaciona con la división y el crecimiento celular, la translocación de los nutrientes y de otras sustancias al sitio donde se aplica, además de las relaciones hídricas y fotosintéticas de las estacas, entre otros aspectos.

Una de las primeras teorías, la de que la auxina incrementa la plasticidad de las paredes celulares, ha sido la más aceptada, pero es necesario realizar más trabajos para descubrir cuáles son los mecanismos exactos que se encuentran implicados. Cuando se incrementa la flexibilidad de las paredes, disminuye la presión de esta alrededor de la célula y la presión de turgencia causada por las fuerzas osmóticas en la savia vacuolar, hace que el agua entre en las células, provocando que estas se expandan.

La plasticidad es una deformación irreversible de las paredes celulares provocada probablemente por la ruptura de enlaces cruzados entre las microfibrillas de celulosa de las paredes celulares. El aumento del tamaño de las células se produce en dos etapas: Primeramente ocurre cuando se aflojan las paredes celulares que es un proceso en el cual se requiere la presencia de auxinas y oxígeno, luego una absorción de agua y una expansión de las paredes.

Las auxinas pueden controlar el tipo de enzimas producidas en las células. Thimann (1969) sugirió que las auxinas pueden funcionar mediante la activación de un tipo de mensajero de ARN, que provoca la síntesis de enzimas específicas. Dichas

enzimas generan la inserción de nuevos materiales en las paredes celulares, lo cual da por resultado su expansión.

En muchas plantas y partes vegetales, las auxinas provocan y fomentan la síntesis de ARN y proteínas. Esa síntesis puede ser un requisito previo al crecimiento provocado por las auxinas. Aunque los efectos auxínicos en la síntesis de ARN mensajero específico del crecimiento pueden estar presentes en las células, el código de este se traduce a proteínas al aplicarse las auxinas. Es posible que dos ARN se encuentren presentes en la célula, uno que se active en la célula antes de la aplicación de las auxinas y otro que se asocie con la respuesta real de crecimiento (Weaver 1976; Garcidueñas y Ramírez 1993).

C. Transporte de la auxina

El AIA se transporta a través de células parenquimatosas las cuales se encuentran en contacto con haces vasculares. El AIA se mueve a través de tubos cribosos si se aplica a la superficie de una hoja lo bastante madura para exportar azúcares, pero el transporte normal en tallos y peciolo es de las hojas jóvenes hacia abajo, por los haces vasculares. También las auxinas sintéticas que se administran a plantas se mueven como el AIA. Este transporte tiene características que difieren de las del transporte en el floema. Primero, el movimiento de auxina es lento en raíces y tallos, aunque es 10 veces más rápido de lo que podría esperarse por difusión. Segundo, el transporte de la auxina es polar; en tallos siempre se presenta de manera hacia la base, sin importar si la base está abajo como es normal o si la planta se coloca de forma contraria. El transporte en las raíces también es polar, pero de preferencia hacia los ápices. Tercero, el movimiento de la auxina requiere energía metabólica, como lo evidencia la capacidad que tienen para bloquearlo los inhibidores de la síntesis del ATP o la carencia de oxígeno (Salisbury 1994).

D. Ácido Indolbutírico (AIB)

El AIB es un regulador del crecimiento que induce la formación y desarrollo de nuevas raíces en esquejes o estacas, además estimula el desarrollo general de las plántulas y acelera el establecimiento de la plantación después del trasplante. Se debe tratar únicamente plantas sanas y vigorosas, utilizando la menor cantidad posible del producto para aplicación en aspersión o inmersión, fertirrigación y riego rodado (Weaver 1976; Salisbury 1994; Hartmann y Kester 1976).

El AIB es más utilizado debido a que es estable a la luz y es insoluble en agua lo cual provoca que la sustancia permanezca por más tiempo en la estaca. El AIB se puede aplicar en forma líquida disuelto en alcohol o en polvo con talco neutro. (Castrillón *et al* 2008).

El AIB produce un sistema de raíces fuertes y fibrosas, mientras que los ácidos fenoxiacéticos a menudo producen un sistema de raíces atrofiado y mantoso, compuesto de raíces dobladas y gruesas. Tiene una actividad auxínica débil y los sistemas de enzimas destructores de auxinas la destruyen en forma relativamente lenta. Debido a que el AIB se desplaza muy poco, se retiene cerca del sitio de aplicación (Weaver 1976).

E. Métodos de aplicación de las auxinas

Cuando se aplican auxinas se aumenta el porcentaje de plantas enraizadas, se reduce el tiempo de iniciación de las raíces y se obtiene un mejor sistema radical (Mesén *et al* 2003).

Los métodos más comunes para la aplicación de auxinas para enraizar estacas son:

- a) Remojo prolongado por dos horas en la solución.

- b) Inmersión rápida por cinco segundos en una solución concentrada del producto en una concentración entre 500 y 10,000 mg/l ó ppm.
- c) Tratando la base de la estaca con un portador inerte como talco, el cual mantiene la sustancia enraizadora por un tiempo prolongado en contacto con la estaca.

Cuando se utiliza el método de inmersión rápida, se introduce la base de la estaca por unos pocos segundos en la solución e inmediatamente se evapora el alcohol en una corriente de aire antes de introducir la estaca en el propagador (Hartmann y Kester 1976).

La concentración óptima para la aplicación de auxinas varía con la especie y el método que se utilice (Castrillón *et al* 2008). Si se aplica una solución líquida de AIB se obtienen mejores resultados que aplicando mezclas en polvo, debido a que estas soluciones penetran con mayor facilidad a través de los cortes hechos para promover enraizamiento.

En algunas especies se obtienen mejores resultados si se les hace una incisión en la base de la estaca en donde se aplica la hormona. Una de las formas que ha dado buen resultado es realizando una incisión en cruz o eliminando una pequeña parte de corteza en la base. Cuando se realizan este tipo de incisiones se logra un mayor enraizamiento con menos concentraciones del enraizador (Hartmann y Kester 1976).

3.1.1.6 Propagadores y medios de enraizamiento.

El ambiente en el cual las estacas son puestas a enraizar es de vital importancia. Los propagadores deben reunir características que eviten cualquier desecación en las estacas.

Un propagador es una construcción que evita la pérdida de agua del medio que rodea a las estacas. Su función es similar a la de un almácigo, pues ambos propician las condiciones ambientales adecuadas para la germinación y establecimiento de las plántulas o para el enraizamiento de las estacas, según sea el caso de que se trate.

Hay propagadores con sistemas de aspersión de alto costo que regulan automáticamente la frecuencia y la intensidad de la aspersión. Se instalan en invernaderos con control de luz y humedad. Sin embargo, la humedad también se puede controlar de manera sencilla en un compartimiento que tenga una tapa transparente para permitir el paso de la luz y evitar la pérdida de humedad; el fondo del compartimiento se cubre con una mezcla de arena y grava saturadas de agua, sobre la cual se pone el medio de enraizamiento. Adicionalmente se debe reducir la insolación del dispositivo y dar aspersiones manuales periódicas (Mesén *et al* 2003; Hartmann y Kester 1976).

3.1.1.7 Clonación

La clonación se define como el proceso por el cual se produce la duplicación idéntica de un genotipo. Dicha duplicación, permite la multiplicación de un genotipo a partir de un solo individuo original. Si el individuo posee características superiores, las copias que se obtienen de él serán idénticas y las plantaciones que se realicen con ellos serán de un valor superior (Carpinetti 2006; Hartmann y Kester 1976).

A. Clon

Un clon es un material genéticamente uniforme derivado de un individuo y propagado exclusivamente por medios vegetativos como estacas, por tejidos o por injerto (Hartmann y Kester 1976).

Con la técnica de cultivo *in vitro* también se pueden obtener plantas clonales a partir de yemas axilares provenientes de árboles seleccionados. La técnica de cultivo de tejidos se inicia con la toma de segmentos de plantas en crecimiento que se esterilizan y se cultivan en soluciones nutritivas especiales. A estos medios se incorporan combinaciones adecuadas de hormonas de crecimiento para obtener una proliferación celular en el segmento. A partir de la proliferación puede ocurrir la

formación directa de raíces y tallos que originan una o varias plantas nuevas completas.

En los pinos es muy difícil realizar clonación de individuos adultos por lo cual se debe utilizar material proveniente de plántulas ya que el material joven presenta mejores condiciones para poder enraizar. Las estacas obtenidas a partir de árboles maduros son difíciles de enraizar debido a que ocurren cambios morfológicos que reducen la capacidad de enraizamiento (Aparicio *et al* 2006). Es posible que con la edad puedan acumularse inhibidores del enraizamiento como algunos tipos de fenoles, o que también disminuyan otros que favorecen el proceso (Vilches 2004).

B. Ventajas de utilizar clones

Una de las mayores ventajas del uso de clones en modo operacional es que en el caso de la productividad de las plantaciones, la magnitud de las ganancias genéticas obtenidas por intermedio de la selección y la velocidad con la cual éstas ganancias pueden ser transferidas a la industria con grandes beneficios cuantitativos y cualitativos. La mayor uniformidad de tamaños y forma de los fustes que se obtiene en una plantación clonal permite un mayor aprovechamiento para postes en comparación con la que se obtiene por una plantación derivada de semillas, por la mayor variación entre sus individuos (Carpineti 2006).

C. Riesgos de utilizar clones

Hasta el momento no se registran impactos negativos en la utilización de la técnica de clonación. Sin embargo un riesgo que se podría obtener sería la reducción de la base genética por medio del proceso de clonación, lo cual hace sensible las plantaciones a eventos bióticos y abióticos (Carpineti 2006).

3.1.1.8 Propagación vegetativa en pinophytas

A. Antecedentes

El primer caso conocido sobre propagación vegetativa en coníferas fue en Japón en el siglo XV con la conífera *Cryptomeria japónica* y con *Populus* en Europa, en los países Italia, España, Francia y Bélgica desde inicios del siglo XX (Aparicio *et al* 2006).

B. Estudios recientes sobre propagación vegetativa en coníferas

Vilches (2004) realizó un estudio sobre propagación vegetativa de *Sequoia sempervirens* utilizando estacas.

En este estudio evaluó la capacidad de enraizamiento en estacas de *Sequoia sempervirens*, obtenidas de plantas madres clonadas y originadas a partir de semillas, bajo dos condiciones de sustrato, arena pura y una mezcla de arena, tierra y sorgo (maicillo), y la aplicación de un regulador de crecimiento Ácido Naftalenacético (ANA). Los resultados obtenidos en la investigación demostraron que los efectos producidos en el enraizamiento de estacas de *Sequoia sempervirens* por la interacción entre las plantas madres, los sustratos y la hormona (ANA) no fueron significativos. Sin embargo, los efectos producidos tanto por las plantas madres propagadas, como por la hormona, individualmente, si fueron significativos. No ocurrió lo mismo con el efecto causado por los sustratos.

La aplicación de hormona (ANA, 4,000 ppm) mejoró significativamente el porcentaje de enraizamiento promedio de un 37.70 % en estacas no tratadas con hormona a un 53.17 % en las tratadas.

Castillo *et al* (2007) realizó propagación vegetativa de dos especies de *Podocarpus*: *Podocarpus oleifolius* y *Podocarpus montana* en donde utilizó AIB a distintas concentraciones para enraizar estacas de diferentes posiciones del árbol. Los mayores porcentajes de enraizamiento los obtuvo utilizando esquejes apicales en las

dos especies, obteniendo 42% para *P. oleifolius* y 44% para *P. montana*. Además presume que la procedencia de las plantas madres incidió en el enraizamiento de los esquejes ya que comparó material vegetativo proveniente dos procedencias y una de ellas mostró mayor capacidad de enraizamiento que la otra.

Sanchez y Justo (1997) estudiaron el efecto de diferentes dosis de AIB y de la temperatura del substrato sobre el enraizamiento de estacas juveniles de 5 especies de Cupresaceas (Junipero, Cipres, Cedro limon, Thuja y Falso Cipres). Evaluaron 2 condiciones de substrato (con y sin calefacción) y 5 niveles de AIB (0, 5,000, 10,000 y 20,000 ppm) en solución líquida, y 10,000 ppm en un producto comercial en polvo. La formación de callo y raíces se inicio antes de los 2 meses. Al finalizar los 3 meses todas las especies presentaron enraizamiento con porcentajes globales que variaron de 11.25% en Thuja hasta 42.48% en Falso Ciprés. En la mayoría de las especies la dosis óptima para la formación de callo y de raíces fue entre 10,000 y 20,000 ppm de AIB en solución líquida. En Thuja y Falso Ciprés el aumento en temperatura estimuló la formación de callo y raíces. En todas las especies la aparición de callos y raíces ocurrió en las heridas hechas a lo largo de las estacas, por lo que deduce que los cortes o heridas en las estacas tienen una gran influencia en la formación de raíces en estas especies de coníferas.

C. Propagación vegetativa en pinos

La investigación sobre el enraizamiento de estacas de pinos en el Continente Americano lo inició Smurfit Cartón en Colombia en 1987 y fue promovida por la baja producción y la alta demanda de semilla de las procedencias centroamericanas de las cuales se han obtenido mejores resultados en ensayos de procedencia / progenie a nivel internacional. Estos ensayos fueron orientados hacia la determinación de los métodos que permitieran el rejuvenecimiento fisiológico de árboles en edad de selección y a la multiplicación por medio de setos derivados de semillas de las mejores familias de los estudios genéticos. Actualmente en *Pinus radiata* se han perfeccionado métodos de propagación por medio de estaca a gran escala. En Túnez, Australia y Nueva Zelanda se están utilizando estacas enraizadas para establecer plantaciones (Aparicio *et al* 2006).

a. Clonación de pinos

La clonación de pinos en el mundo ya ha sido abordado de manera comercial como es el caso de Chile y Nueva Zelanda, con *Pinus radiata*, y en Australia, con el híbrido *Pinus elliotti* x *Pinus caribaea* var. *Hondurensis*.

No es posible la obtención de material enraizable de ramas maduras de pinos debido a problemas fisiológicos de la especie que dificultan el enraizamiento como: diferencias genéticas en la capacidad de enraizamiento, edad del material vegetativo, diferencias de enraizamiento entre las estacas de una misma planta, condiciones ambientales, época de colecta, tamaño y posición de las estacas en la planta y a tratamientos aplicados (Aparicio *et al* 2008). Otro problema asociado es la falta de juvenilidad del material obtenido de plantas de dos o más años de edad, cuando fue posible el enraizamiento. Cuando se utiliza material embrionario, los pinos forman embriones somáticos, y también se ha desarrollado la clonación a base de tejidos obtenidos de cotiledones de las semillas. De esta forma se han logrado plantaciones clonales exitosas en Nueva Zelanda, Chile y Australia. Los programas de propagación clonal de pinos se basan en la producción de plantas clonales a partir de material seminal selecto, producto de ensayos de progenies o cruzamientos controlados (Carpinetti 2006).

b. Experiencias recientes sobre propagación vegetativa de pinos

Muncharaz *et al* (1993) realizó un estudio sobre propagación vegetativa de *Pinus pinaster*, *Pinus pinea* y *Pinus halepensis* en donde utilizó AIB a distintas concentraciones. Como sustrato utilizó perlita o arena silíce con turba de fertilización media en partes iguales en volumen. Utilizó como plantas madres tres grupos de edad: de uno a cinco años, de entre quince y veinte años y, en *Pinus pinaster*, de más de cincuenta años. Tomó estacas, lignificadas y tiernas, con yema terminal o brotes fasciculares, las cuales fueron tratadas con AIB aplicando el método de inmersión rápida por cinco segundos. Las concentraciones fueron de 1,000 ppm, 5,000 ppm y 10,000 ppm, diluidas en etanol al 5%. También empleó un preparado comercial, a base

de AIB en talco. Además utilizó estacas a las cuales no se les aplicó ningún tratamiento. En el grupo de edades comprendidas entre 15 y 20 años, la tasa de enraizamiento varió entre el 20 y el 80%, con marcadas diferencias entre árboles; las tasas más altas corresponden frecuentemente a ejemplares de *P. pinaster*, en tanto que los de *P. halepensis* parecen tener mayores dificultades para ser reproducidos vegetativamente. En plántulas de uno o dos años, el enraizamiento sobrepasó el 90% en las tres especies, sin que pueda establecerse si existen diferencias en la aptitud de distintos individuos, ya que no fue posible obtener más de una estaca por planta madre.

CAMCORE (2000) reporta los estudios que se han realizado en la propagación vegetativa de las principales especies de pinos de México y Centro América en las cuales se utilizan sustancias enraizadoras como el AIB y el ANA a diferentes concentraciones y como sustrato han utilizado principalmente turba, arena y vermiculita. Las especies de pinos que se han propagado de forma vegetativa son: *Pinus caribaea* var. *Hondurensis*, *Pinus chiapensis*, *Pinus Greggii*, *Pinus herrerae*, *Pinus jaliscana*, *Pinus maximartinezii*, *Pinus maximinoi*, *Pinus oocarpa* y *Pinus patula*, en los cuales se ha logrado un porcentaje de enraizamiento hasta del 80% en algunas especies.

Niela *et al* (2003) evaluó la respuesta del manejo de plantas madres de *Pinus tadea* y *Pinus elliotii* utilizando contenedores de polietileno de 15 litros y 7 litros e intensidad lumínica: pleno sol y media sombra (30%). Como sustrato utilizó corteza compostada de pino. Las plantas trasplantadas a los recipientes fueron de 4 meses de edad y fueron podadas a 8 cm de altura realizando podas cada 2-5 meses. Los mejores resultados los obtuvo con recipientes de 15 litros a pleno sol para *Pinus tadea* y *Pinus elliotii* x *Pinus caribaea* logrando una mayor cantidad de brotes utilizables con buena capacidad de enraizamiento.

Castillo (2004) evaluó el efecto del ácido indolbutírico en el enraizamiento de brotes de pino candelillo (*Pinus maximinoi*). En este estudio utilizó brotes de pino candelillo a los cuales le aplicó en la base una solución de ácido indolbutírico a 1,000 ppm. El sustrato utilizado fue arena blanca utilizando como enraizador un propagador de subirrigación rústico y el producto comercial utilizado fue ROOTEX Plus. Según el

estudio, con esta metodología reporta un 95% de enraizamiento de los brotes los cuales enraizaron en un tiempo aproximado de dos meses y medio.

Balza (2005) realizó propagación vegetativa de *Pinus caribaea* utilizando AIB y ANA por separado y una combinación entre ellos al 50:50. Los mejores resultados para el porcentaje de enraizamiento, biomasa radicular y biomasa aérea los obtuvo con una combinación de las dos sustancias a 250 ppm y con AIB a 2,000 ppm y 3,000 ppm utilizando como disolvente alcohol. Los resultados para el porcentaje de enraizamiento fueron AIB + ANA 250ppm (90%), AIB 2,000 ppm (80%) y AIB 3,000 ppm (80%), logrando además un 78% de enraizamiento sin la aplicación de la hormona.

Aparicio *et al* (2006) evaluó el enraizamiento de brotes de *Pinus jaliscana*, para lo cual realizó 4 ensayos en los cuales utilizó un producto comercial que contiene AIB al 0.8%. En dicha investigación comparó la procedencia de los setos y los tipos y tamaños de brotes extraídos, obteniendo mejores resultados utilizando brotes de 5 cm de longitud sin remover las acículas de las estacas, logrando hasta un 90% con y sin hormona en un tiempo de 4 meses. Según el análisis estadístico realizado, no encontró diferencias significativas en el porcentaje de enraizamiento al aplicar el AIB, por lo cual concluyó que la especie es de fácil enraizamiento, ya que logró enraizar con éxito sin la aplicación del regulador de crecimiento.

Sánchez *et al* (2008) logró enraizar estacas de *Pinus radiata* sin la utilización de hormonas para enraizamiento, únicamente desinfectó las estacas sumergiéndolas en un fungicida (captan 200ppm). Como sustrato utilizó 80% de turba rubia y 20% de turba negra. Además utilizó dos tipos de contenedores: Arnabat y Jiffy 7-Forestal. Los brotes utilizados fueron de primer orden (apical) y de segundo orden (parte intermedia). Los mejores resultados que obtuvo fue con la bandeja Jiffy 7-Forestal y brotes de primer orden provenientes de plantas de 3 y 6 años de edad, obteniendo hasta un 90 y 97% de enraizamiento, así también obtuvo mayor número de raíces principales, ápices de raíz, número de bifurcaciones y peso seco de raíces. La mayor longitud de raíces se obtuvo con la bandeja Arnabat.

c. Estudios recientes sobre propagación vegetativa de *P. oocarpa* Schiede utilizando brotes

CAMCORE (2000) describe las principales características y métodos de propagación vegetativa de diferentes especies de pinos de México y Centro América, entre ellos el *P. oocarpa*. En Smurfit Cartón de Colombia se ha propagado a partir de brotes juveniles enraizados utilizando diferentes sustancias enraizadoras con las cuales se ha logrado un 41% de enraizamiento.

Almendares (2006) evaluó el enraizamiento de brotes de *Pinus oocarpa* en diferentes sustratos, utilizando diferentes concentraciones de ácido indolbutírico (AIB) y ROOTEX, en donde la hormona que presentó mayor desarrollo de raíces fue el ácido indolbutírico (AIB) a una concentración de 1000 ppm, en lo que se refiere a número y longitud de raíces. El sustrato que presentó mayor desarrollo de raíz fue arena + grava, favoreciendo el número y largo de raíces en los brotes. Los tratamientos que presentaron mayor sobrevivencia después del trasplante fueron Rootex a 1000 ppm en sustrato arena + grava, seguido por el tratamiento con Rootex a 3000 ppm en sustrato tierra + arena.

Aguilar (2006), realizó estudio sobre el enraizamiento de Clones de *Pinus oocarpa*, utilizando diferentes tipos de recipientes en donde evaluó el enraizamiento en 5 recipientes diferentes, estos fueron Jiffy pellet, paperpot, styrofoam, bandeja plástica y bolsa plástica. Estos clones se enraizaron en los diferentes recipientes dentro de un micro túnel de un invernadero del vivero de la Escuela Nacional de Ciencias Forestales (ESNACIFOR). Para la estimulación de raíces se utilizó el producto comercial Rootex 30. Los resultados con mayor éxito obtenidos fueron para la bandeja de styrofoam donde obtuvo un 96% de sobrevivencia, 22% de callo radicular y 68% de enraizamiento.

4.1 Marco referencial

4.1.1 Descripción del área experimental

La fase experimental se realizó en el Centro Experimental Docente de la Facultad de Agronomía (CEDA), el cual está localizado al Sur de las capital de Guatemala en la Ciudad Universitaria en la Zona 12 y se encuentra entre las coordenadas 14°35'11" latitud Norte y 90°35'58" longitud Oeste con una altitud media de 1,502 msnm. La zona de vida en la que se encuentra el departamento de Guatemala corresponde al Bosque Húmedo Subtropical templado (Bh –st).

Según el INSIVUMEH, en el CEDA se presenta una precipitación media anual de 1,216.2 mm al año, que se distribuyen en 110 días, desde Mayo hasta Octubre. La temperatura media anual es de 18.3 °C. La humedad relativa media es del 79%. La insolación promedio es de 6.65 horas/día. La radiación es de 0.33 cal/cm²/min (Cordón 1991).

4.1.2 Material experimental

Los brotes que se utilizaron en la investigación fueron tomados de plantas que se encuentran en el CEDA los cuales provienen de semilla adquirida en el Banco de Semillas Forestales BANSEFOR, cuya procedencia es de San Jerónimo, Baja Verapaz, y que fueron establecidas en el año 2008. Estas plantas han sido podadas a 0.2 m de altura, se han fertilizado, monitoreado y controlado plagas y enfermedades.

4.1.3 Sustancia enraizadora

Se utilizó AIB como sustancia que induce el enraizamiento, se preparó utilizando como base AIB tipo reactivo y se diluyó en alcohol al 50%. Para realizar las diluciones se utilizaron recipientes de plástico de 75ml de capacidad los cuales fueron identificados.

4.1.4 Características del invernadero

El enraizamiento de brotes de *P. oocarpa* se realizó en un invernadero de la Facultad de Agronomía de la USAC, el cual está construido con una base de bloc y una estructura metálica cubierto con saran negro que reduce el 60% de la radiación solar.

4.1.5 Descripción botánica del *P. oocarpa*

El *P. oocarpa* es un árbol mediano de 12 a 18 m, con diámetro normal de 40 a 75 cm, las hojas son perennifolias (SIRE 2003). El *P. oocarpa* puede alcanzar alturas hasta de 45 m y DAP de hasta 1 m, con fuste recto y cilíndrico. La copa es irregular, las ramas finas y relativamente ralas, las inferiores horizontales, las superiores más ascendentes. La corteza es de color rojizo oscuro a grisáceo. Las hojas son en forma de aguja, en grupos de cinco de vez en cuando 3 ó 4 hojas por fascículo, de 14-25 cm de largo, erguidas, gruesas y ásperas, con bordes finamente aserrados. Los estróbilos femeninos son pequeños, en inflorescencias terminales en la parte superior de la copa, y los masculinos en las ramas inferiores. Los conos son fuertes y pesados, de ovoides a globosos, de 5-10 cm de largo, de color café oscuro, a veces con tinte verdoso, lustrosos, con escamas leñosas, se presentan en grupos de dos a tres en la rama. Las semillas son triangulares, pequeñas de 4-7 mm de longitud, de color café oscuro, con un ala membranosa color café de 10-12 mm de largo (CATIE 1999, Standley y Steyermark 1958).

La época de reproducción sucede de noviembre a febrero aunque es más abundante en diciembre y enero. La maduración de los conos ocurre 26 meses después de la polinización, de enero a marzo, las semillas se encuentran maduras de febrero a marzo. La apertura de los conos se ve favorecida por la ocurrencia de altas temperaturas debido a que son serotinos (SIRE 2003).

4.1.6 Taxonomía del *P. oocarpa*

Reino: plantae

División: pinophyta,

Subclase: pinice

Orden: pinales

Familia: pinaceae

Género: pinus

Especie: oocarpa

Nombre científico: *Pinus oocarpa* Schiede

4.1.7 Sinónimos del *P. oocarpa*

A esta especie también se le conoce científicamente como: *Pinus oocarpa* fo. *trifoliata* Martínez; *Pinus oocarpa* var. *Manzanoi* Martínez; *Pinus oocarpa* var. *oocarpoides* Endl.; *Pinus oocarpoides* Lindex London Ency. Los nombres comunes como se le conoce en diferentes regiones son: Pino prieto – Sinaloa; pino resinoso, ocote macho, pino amarillo, pino avellano Jalisco; Ichtaj (tzolzal) - Chiapas; ocote chino, pino colorado, pino negruzco, pino rojo (SIRE 2003; Standley y Steyermark 1958).

4.1.8 Distribución del *P. oocarpa*

Este árbol es Nativo de México y Centroamérica. En Guatemala, Honduras, Nicaragua y El Salvador representa la especie dominante de los bosques de pino. Se extiende desde México hasta el Noreste de Nicaragua. En Guatemala, Honduras, Nicaragua y El Salvador representa la especie dominante de los bosques de pino. El *P. oocarpa* se encuentra formando rodales puros en muchos sitios a lo largo de su rango natural, asociado con robles y otras especies de pino. Se le ha encontrado a altitudes desde 200 hasta 2500 msnm (CAMCORE 2000; CATIE 1999; Standley y Steyermark 1958).

4.1.9 Requerimientos Ambientales del *P. oocarpa*

4.1.9.1 Altura (msnm)

El *P. oocarpa* se desarrolla en alturas que van desde los 200 hasta los 2500 msnm (SIRE 2003) pero su mejor desarrollo lo alcanza de 600 a 1800 msnm (CATIE 1999).

4.1.9.2 Suelos

Según la Clasificación de la FAO los suelos en donde se desarrolla el *P. oocarpa* son Leptosol y Podsol. Es una especie pionera que se adapta a diferentes tipos de suelo, erosionados e infértiles, delgados, arenosos, pedregosos y accidentados, con pH de ácido a neutro de 4.5-6.8, con buen drenaje con una capa de material orgánico de 10 a 15 cm de profundidad y de fertilidad baja. Alcanza su mejor desarrollo en suelos profundos. El color de los suelos es marrón-rojizo. En condiciones naturales esta especie crece sobre suelos erosionados y delgados, que se han derivado de materiales volcánicos antiguos, con un alto contenido de cuarzo (SIRE 2003; CAMCORE 2000).

La especie parece estar asociada a la ocurrencia de fuegos, que aparentemente ayudan a su establecimiento exitoso. Sin embargo, si la frecuencia es demasiado alta la regeneración y futura productividad de los árboles se ve amenazada. (CATIE 1999; CAMCORE 2000)

4.1.9.3 Clima

En su ambiente natural el *P. oocarpa* se encuentra en temperaturas que son de 13 a 23°C y las precipitaciones de 650- 2000 mm. Se desarrolla mejor cuando la precipitación anual supera los 1200 mm con una época seca de 5-6 meses. Ocasionalmente se le encuentra en áreas donde la precipitación alcanza los 3000mm (OFI– CATIE 2003).

4.1.10 Usos que se le da al *P. oocarpa*

La madera de *P. oocarpa* es utilizada para la construcción en general, muebles, ebanistería, molduras, artesanías, y en pulpa para papel. También se usa como combustible, como leña y carbón. La resina se emplea en la fabricación de aguarrás y brea. Varios ensayos sobre la producción de pulpa han mostrado que esta especie es apropiada para la producción de papel (SIRE 2003; CAMCORE 2000; Standley y Steyermark 1958).

4.1.11 Descripción de la madera del *P. oocarpa*

La madera del *P. oocarpa* es moderadamente pesada, textura fina, brillo mediano a alto. Presenta una ligera diferencia entre la albura y el duramen, la albura es de color amarillo cremoso, y el duramen es de color café pálido. El duramen es moderadamente resistente a la pudrición blanca y café, es resistente al ataque de termitas y soporta la intemperie, pero la albura no.

El veteado de la madera es pronunciado debido a que los anillos de crecimiento son visibles. Presenta un olor característico que se deriva de la resina pero no tiene sabor. Es de fácil secado, aserrado y es fácil de trabajar, y además se puede preservar por cualquier método (OFI – CATIE 2003).

4.1.12 Propagación del *P. oocarpa*

La propagación del *P. oocarpa* se realiza por semillas, estructuras vegetativas y cultivo de tejidos o micro propagación.

La propagación asexual se puede realizar por medio de brotes, acodos, esquejes y estacas. Esta especie tiene la capacidad de rebrotar en tocones, tallos y ramas jóvenes en árboles de 2 a 4 años de edad. (OFI – CATIE 2003).

4. OBJETIVOS

4.1 General

Evaluar el efecto del Ácido Indolbutírico en el enraizamiento de brotes de *Pinus oocarpa*, aplicado en diferentes concentraciones.

4.2 Específicos

- 4.2.1 Cuantificar el número de raíces que se obtengan en los brotes de *Pinus oocarpa* por cada tratamiento.
- 4.2.2 Conocer la longitud de raíces de los brotes de *Pinus oocarpa* por cada concentración de ácido indolbutírico aplicada.
- 4.2.3 Cuantificar el peso seco de raíces de los brotes de *Pinus oocarpa* por cada concentración de ácido indolbutírico aplicada.
- 4.2.4 Registrar el crecimiento inicial de los brotes enraizados durante los primeros cinco meses después de trasplantarlos a bandejas de mayor dimensión.

5. HIPÓTESIS

Los brotes de *Pinus oocarpa* responden favorablemente a la aplicación del Ácido Indolbutírico incrementando el número de brotes enraizados a mayor concentración aplicada, obteniéndose mayor número, longitud, peso seco de raíces y peso seco de la parte aérea.

6. METODOLOGÍA

6.1 Lugar en donde se realizó el experimento

El lugar en donde se llevó a cabo la investigación fue en el Centro Experimental Docente de Agronomía (CEDA), en un invernadero de sarán el cual reduce la radiación solar en un 60%.

6.2 Preparación de las plantas madres

Las plantas de donde se obtuvo el material vegetal se encuentran en el vivero de la Facultad de Agronomía en el Centro Experimental Docente de Agronomía (CEDA), de la Universidad de San Carlos de Guatemala (USAC), los cuales se plantaron en el año 2008. Estas plantas han sido podadas y fertilizadas. La primera poda se realizó en el año 2008, la altura de poda fue de 0.2 m. La segunda poda fue realizada en Abril del año 2009, se quitaron brotes y se podó para dejar la planta a 0.2 m. La tercera poda se realizó en Junio del mismo año y fue similar a la segunda. La fertilización se llevó a cabo en el mes de Junio del 2009, se les aplicó fertilizante 20-20-0 (ver fotografía 1).



Fotografía 1. Setos o plantas de *Pinus oocarpa* con brotes para propagación vegetativa

6.3 Etapas del experimento

6.3.1 Obtención de los brotes

Para obtener los brotes de *P. oocarpa* se realizó una poda a las plantas jóvenes que fueron plantadas en un área del vivero forestal de la Facultad de Agronomía, ver fotografía 1.

Los brotes fueron cortados cuando alcanzaron una longitud de 7 a 8 cm, luego colocaron en bolsas de nylon y fueron trasladadas al lugar en donde se prepararon y fueron puestos a enraizar.

6.3.2 Recipientes utilizados

Como recipiente para enraizar los brotes en cuatro meses se utilizaron bandejas pequeñas de plástico, las cuales están formadas por 128 celdas con una capacidad de 30 cm³. Para evaluar el crecimiento inicial de los brotes en los primeros 5 meses, estos se trasplantaron a bandejas de 24 celdas de 150 cm³, de capacidad las cuales son adecuadas para un mejor crecimiento de las plantas y un mejor desarrollo radicular (ver fotografía 2).



Fotografía 2. Recipientes utilizados para la siembra de brotes de *Pinus oocarpa*

6.3.3 Preparación del sustrato para el enraizamiento

Se utilizó como sustrato una mezcla de 75% de turba (peat moss) y 25% de arena blanca. Se desinfectó la arena blanca utilizándose para ello agua a alta temperatura. La turba se obtuvo en el mercado la cual ya venía desinfectada. Se homogenizó el sustrato tamizándolo con un tamiz de 2 mm.

6.3.4 Elaboración de microtúnel

Luego de la siembra de los brotes, se construyeron estructuras en forma de microtúnel sobre las bandejas utilizando alambre galvanizado y se le colocó nylon transparente encima, esto para mantener la humedad relativa en los brotes. El nylon fue retirado poco a poco luego de 15 días de haberse colocado, esto con el fin de aclimatar los brotes y promover el enraizamiento con el aumento de la radiación.

6.3.5 Preparación de la sustancia enraizadora

Se obtuvo el AIB tipo reactivo en el laboratorio de cultivo de tejidos el cual se encontraba a una concentración de 4,000 ppm. Luego se utilizó alcohol al 50% para realizar las diluciones de la sustancia enraizadora.

Para realizar las diluciones de AIB se utilizaron recipientes de plástico de 75ml de capacidad los cuales se identificaron con rótulos elaborados con cinta adhesiva.

6.3.6 Preparación del material vegetal

Los brotes juveniles se obtuvieron de plantas podadas de 2 años de edad.

El tamaño de los brotes utilizados fue de 7 a 8 cm de longitud, a los cuales se les eliminó hojas de la parte inferior para poderlas enterrar dos centímetros aproximadamente para que enraizaran. Luego se sumergió la base de los brotes en el

regulador de crecimiento por cinco segundos, se esperó que el alcohol se evaporara y luego se procedió a la siembra.

Se tuvo dos réplicas del experimento, una se utilizó para determinar el efecto de AIB en la inducción de raíces en 4 meses y la otra para evaluar además de la inducción de raíces, el crecimiento inicial de las plantas que se enraízan en los primeros 5 meses después del trasplante.

6.3.7 Aplicación de la sustancia enraizadora

Se aplicó cuatro concentraciones de AIB a los brotes, estas fueron de 500 ppm, 1000 ppm, 2000 ppm y 3000 ppm las cuales se diluyeron en alcohol al 50%. El método de aplicación del AIB fue el de inmersión rápida, con un tiempo de 5 segundos.

6.3.8 Siembra

Luego de aplicar el regulador de crecimiento a los brotes, se procedió a la siembra en las bandejas. Los brotes sin regulador de crecimiento se sembraron antes de la aplicación a los demás tratamientos. Luego se sembraron los brotes que contenían regulador de crecimiento a diferentes concentraciones.

6.3.9 Riego

Se aplicó riego por nebulización manual a los brotes utilizando para ello un atomizador para aplicar gotas finas y mantener turgentes las hojas de los brotes y evitar la transpiración excesiva. El riego se aplicó cada dos días.

6.3.10 Control de plagas y enfermedades

Para controlar plagas y enfermedades, en primer lugar se lavaron las bandejas con agua y detergente, se esterilizó el sustrato agregándole agua hirviendo. Luego con la colocación del nylon en forma de microtúnel se controló que no entraran insectos plaga. Después de un tiempo de haber retirado el nylon de las bandejas se detectó la presencia de barrenadores de los brotes de pino (*Lepidoptera, Piralidae*), las cuales

fueron controladas aplicando insecticidas sistémicos a los brotes así también aplicando control manual extrayendo y destruyendo las larvas.

6.3.11 Identificación de la presencia de raíces en los brotes

Se determinó la presencia de raíces en los brotes de *P. oocarpa* al momento de observar la presencia de crecimiento apical en cada brote. Para saber si estos brotes formaban raíces, se sacaron algunos brotes con crecimiento apical y se observó la presencia de raíces, mientras que los que no presentaban crecimiento apical, no formaron raíces.

6.3.12 Trasplante

Al identificar la presencia de raíces en los brotes, se trasplantó un lote de estos a bandejas con celdas de 150 cm³ de capacidad en donde permanecieron por 5 meses más para evaluar el porcentaje de enraizamiento, número, longitud, peso seco de raíces y parte aérea, además de su crecimiento.

6.3.13 Fertilización de los brotes trasplantados

Antes de sacar los brotes enraizados de las bandejas, se les aplicó fertilizante 20-20-20 dos veces a una concentración de 1000 ppm (1g/l) utilizando una regadera de mano. La aplicación del fertilizante fue cada mes en los meses de junio y julio del año 2010. Además se les aplicó micorrizas, utilizando suelo de plantación de pino de la misma especie. El suelo se diluyó en agua y luego se aplicó con una regadera a la base de los brotes.

6.3.14 Evaluación del efecto del AIB en los brotes

A los 4 meses después de puestos a enraizar se sacaron los brotes enraizados de las bandejas con cuidado de no dañar las raíces, luego se llevaron al laboratorio en donde se cortaron las raíces de los brotes y se determinó la longitud, número de raíces

por tratamiento y luego se colocaron en sobres de papel para introducirlas en el horno de secado debidamente identificadas por tratamiento y repetición. La longitud de raíces se determinó utilizando una regla graduada. En el horno de secado se mantuvieron las raíces por 24 horas a 103 °C. Posteriormente se pesaron las raíces en una balanza analítica para determinar el peso seco.

Otro lote de plantas se transfirió a bandejas con un volumen de 150 cm³ de capacidad y se dejaron en las bandejas por cinco meses, cumplido este tiempo se observó su crecimiento. Se midió la altura de las plantas con una regla graduada, posteriormente fueron colectadas y secadas en un horno a 103 °C por 24 horas, luego se determinó el peso seco de las plantas de cada una de las unidades experimentales.

6.3.15 Unidad experimental y número de repeticiones

La unidad experimental consistió en 6 brotes a los que se les aplicó tratamiento colocados cada uno en una celda de una bandeja. El número de repeticiones por cada tratamiento fue de cuatro, se tuvo un testigo, al cual no se le aplicó tratamiento alguno.

6.3.16 Descripción de los tratamientos

Se aplicó un total de 4 tratamientos con AIB y un testigo a los brotes de *P. oocarpa* los cuales se describen en el cuadro 2.

Cuadro 2. Tratamientos aplicados a los brotes de *Pinus oocarpa*

Tratamiento	Código	ppm de AIB
1	A	500
2	B	1,000
3	C	2,000
4	D	3,000
5	E	TESTIGO

6.3.17 Distribución de los tratamientos

La distribución de los tratamientos se realizó por sorteo, quedando de la siguiente manera:

B	E	D	C	A
A	E	B	C	D
E	B	A	D	C
C	D	A	E	B

Donde

A = T1 (500 ppm AIB)

B = T2 (1000 ppm AIB)

C = T3 (2000 ppm AIB)

D = T4 (3000 ppm AIB)

E = TESTIGO (ningún tratamiento)

6.3.18 Variable respuesta

Las variables respuesta que se evaluaron en el estudio fueron el número, longitud, peso seco de raíces a los cuatro meses de puestos a enraizar y el crecimiento inicial en cinco meses después de ser trasplantados a bandejas con celdas de un 150 cm³ de capacidad, los cuales se evaluaron en la altura de planta y peso seco de la planta.

6.3.19 Diseño experimental

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar, con cuatro repeticiones. El nivel de significancia utilizado fue de 0.05.

6.3.20 Número de repeticiones

El número de repeticiones fue de 4 por cada tratamiento y un testigo.

6.3.21 Análisis estadístico

6.3.21.1 Hipótesis

Para el análisis de varianza se formularon las siguientes hipótesis:

$H_0: \tau = \tau_i$ (Todos los tratamientos producen el mismo efecto sobre la unidad experimental).

$H_a: \tau \neq \tau_i$ (Al menos uno de los tratamientos produce efectos distintos sobre la unidad experimental).

6.3.21.2 Supuestos

Normalidad

Homogeneidad

Independencia

6.3.21.3 Modelo estadístico

El modelo utilizado para evaluar las variables se presenta a continuación:

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \epsilon_{ij}$$

Donde:

Y_{ij} = Variable de respuesta de la ij - ésima unidad experimental

μ = media general de la variable respuesta

τ_i = efecto del AIB en la ij - ésima unidad experimental

ϵ_{ij} = error experimental asociado a la ij - ésima unidad experimental

6.3.22 Transformación de los datos

Para cumplir con los supuestos de normalidad del diseño se realizó una transformación de los datos realizando una sumatoria de las repeticiones con respecto a los tratamientos, luego se procedió a calcular el porcentaje de enraizamiento por cada tratamiento, luego se generó la matriz de resultados que se presentan en el cuadro 4 y se efectuó el análisis de varianza utilizando el programa Info Stat. Para calcular el porcentaje de enraizamiento se utilizó la siguiente fórmula:

$$\text{Porcentaje de Enraizamiento} = \frac{\text{No. De brotes enraizados} \times 100}{6 \text{ brotes por Unidad Experimental}}$$

7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1 Enraizamiento a los cuatro meses

7.1.1 Porcentaje de enraizamiento

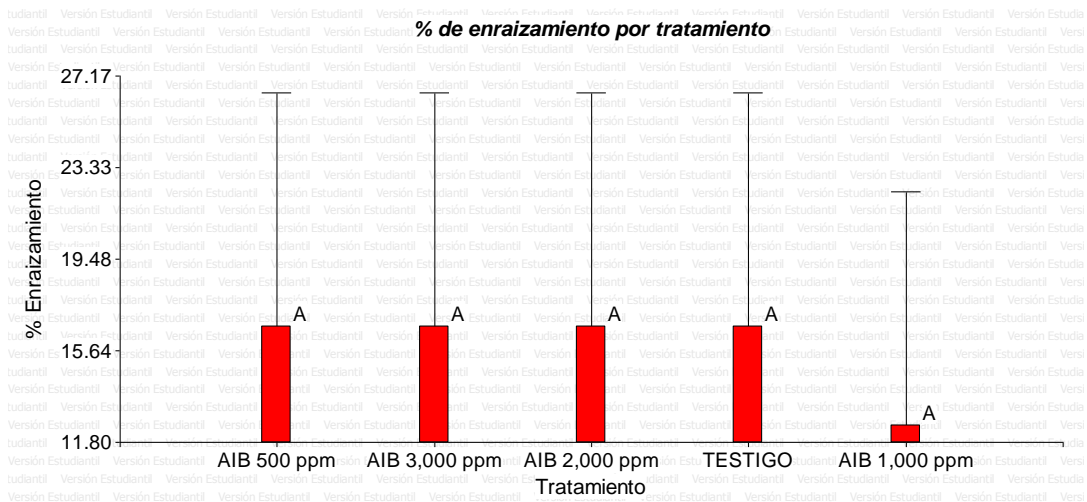
Después de cuatro meses de haber sido tratados los brotes con AIB y puestos en el medio para enraizar, se obtuvo un porcentaje de enraizamiento de los brotes del 16.66% en los tratamientos de 500 ppm, 2,000 ppm, 3,000 ppm y el testigo, y un porcentaje del 12.5% para el tratamiento de 1,000 ppm, siendo éste el más bajo porcentaje de todos los tratamientos. De un total de 120 brotes, únicamente enraizaron 19, lo cual equivale al 16% del total de los brotes sembrados incluyendo todos los tratamientos y el testigo. La mayoría de los brotes formaron callo radicular pero no enraizaron, algunos empezaban a producir raíces, y otros presentaron raíces bien desarrolladas, esto pudo deberse a que fueron tomados brotes de distintas plantas madres lo cual pudo provocar variación en el enraizamiento de los brotes, ya que no se conoce la capacidad de enraizamiento de cada una de ellas. El tamaño y la eliminación de dos tercios de acículas de los brotes también pudo haber tenido efecto, lo cual según Aparicio (2006), reduce el porcentaje de enraizamiento, ya que el logró hasta un 90% de enraizamiento con *Pinus jaliscana* con brotes de 5 cm, si eliminar acículas. También pudo deberse a la edad de las plantas madres ya que se recomienda no utilizar plantas mayores de 2 años lo cual reduce la capacidad de enraizamiento de los brotes.

En la gráfica 1, se muestran los resultados obtenidos para el porcentaje de enraizamiento donde se observan resultados similares en la mayoría de los tratamientos a excepción de la concentración de 1,000 ppm.

Luego del análisis estadístico realizado se observó que no existen diferencias significativas en la respuesta de los tratamientos y el testigo por lo tanto no se rechaza la hipótesis nula propuesta para el análisis, ya que sin la aplicación del regulador de crecimiento se obtuvieron datos similares a la mayoría de los demás tratamientos.

El análisis de varianza y la prueba múltiple de medias para el porcentaje de enraizamiento se observan en los cuadros 8A y 9A de los anexos. Así también en la gráfica 1 se muestra el efecto de los tratamientos para el porcentaje de enraizamiento y el grupo Tukey por cada tratamiento.

Aunque estadísticamente no se obtienen diferencias significativas, se observa que biológicamente, los brotes de *P. oocarpa* los cuatro meses respondieron de una mejor forma al aplicar concentraciones de 500, 3,000, 2,000 y sin aplicar el AIB, no así para la concentración de 1,000 ppm.

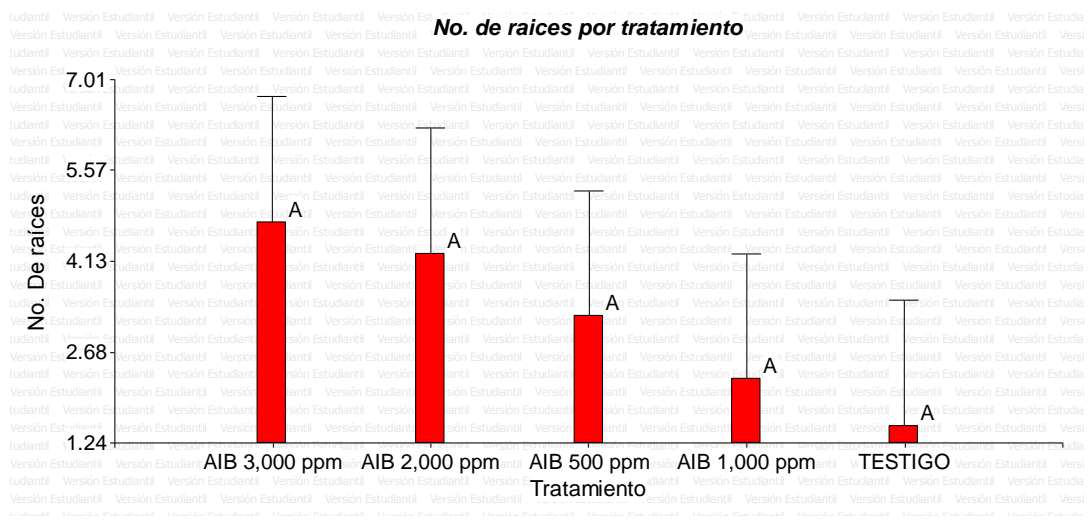


Gráfica 1. Porcentaje de enraizamiento por tratamiento en cuatro meses

7.1.2 Número de raíces

Luego de cuatro meses de puestos a enraizar, se cuantificó el número de raíces en los brotes enraizados de *P. oocarpa*, obteniendo un mayor número de raíces al aplicar la concentración de AIB a 3,000 ppm obteniendo un valor de 4.8 raíces, seguida por el tratamiento de 2,000 ppm con 4.3 raíces. La concentración más baja se obtuvo al no aplicar ninguna concentración de AIB en donde se obtuvo 1.5 raíces. Se observa en la gráfica 2 que a mayor concentración aplicada, se obtienen mejores resultados, sin embargo el análisis estadístico indicó que no existen diferencias significativas con la aplicación de las diferentes concentraciones. Esto significa que estadísticamente según

el modelo utilizado, para lograr un mayor número de raíces da lo mismo aplicar o no aplicar el AIB con estas distintas concentraciones, sin embargo física y biológicamente, se observó que los brotes de *P. oocarpa* respondieron mejor al aplicar las concentraciones de 2,000 ppm, y 3,000 ppm aumentando el número de raíces por brote aunque la cantidad de brotes enraizados fue baja. Con esto se cumple la hipótesis planteada para esta investigación aunque no estadísticamente, en donde se supone que a mayor concentración, existe un mejor efecto del AIB en los brotes. Los datos del análisis estadístico se observan en los cuadros 10A y 11A de los anexos.

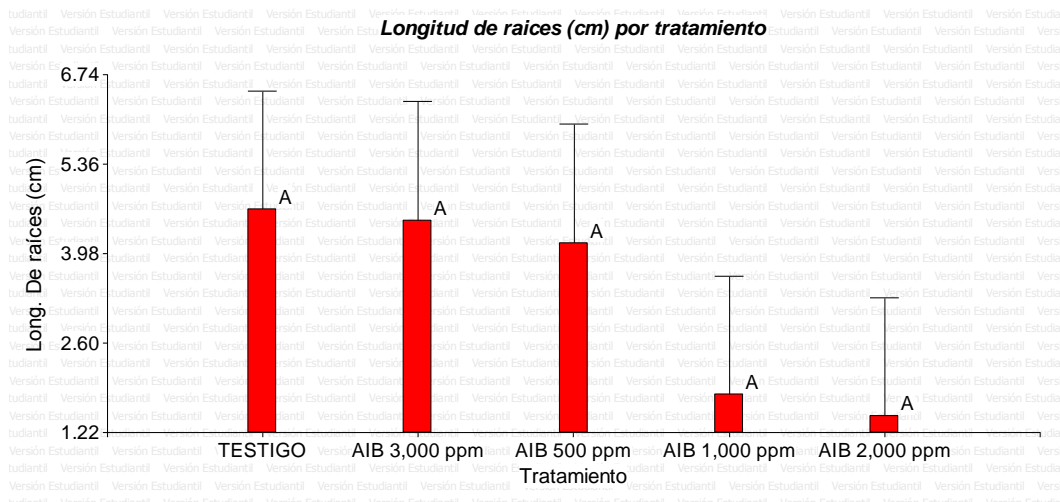


Gráfica 2. Número de raíces y grupo Tukey por tratamiento en cuatro meses

7.1.3 Longitud de raíces

Se obtuvo una mayor longitud de raíces al no aplicar ningún tratamiento a los brotes de *P. oocarpa* obteniendo 4.65 cm de largo, mientras que el menor valor se obtuvo al aplicar una concentración de 2,000 ppm la cual produjo una longitud de raíces de 1.47 cm. de esta manera se demuestra que el *P. oocarpa* es una especie con buena capacidad de enraizamiento, y puede lograrlo sin la aplicación de AIB, lo cual concuerda con varias investigaciones sobre otras especies de pinos, los cuales, al utilizar material juvenil, son capaces de enraizar sin aplicar algún regulador de crecimiento.

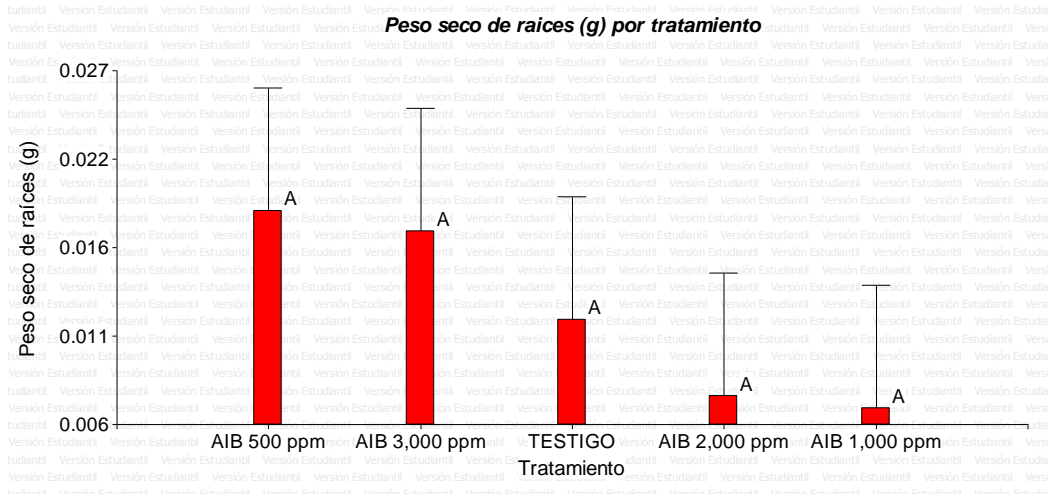
En la gráfica 3 se observan los resultados obtenidos en la aplicación de los tratamientos, así también la agrupación de estos según el Análisis de Varianza y la Prueba Múltiple de Medias Tukey los cuales indican que no existen diferencias significativas entre aplicar y no aplicar las concentraciones de AIB. En los cuadros 12A y 13A de los anexos se observan los datos de este análisis estadístico.



Gráfica 3. Longitud de raíces en centímetros y grupo Tukey por tratamiento en cuatro meses

7.1.4 Peso seco de raíces

En lo que corresponde al peso seco de las raíces, en cuatro meses se obtuvo un mayor peso seco de raíces al aplicar una concentración de AIB a 500 ppm con un valor de 0.018 gramos, seguido por la concentración de 3,000 ppm con 0.017 gramos. El valor más bajo se obtuvo con la concentración de 1,000 ppm con un valor de 0.007 gramos. Se observa en la gráfica 4 que con la concentración de 500 ppm se obtuvieron los mejores resultados, pero según el Análisis de Varianza y la prueba de Tukey realizados, no existieron diferencias significativas entre los tratamientos por lo cual se acepta de nuevo la hipótesis nula en la cual se plantea que ninguno de los tratamientos produce efectos diferentes sobre la unidad experimental. En los cuadros 14A y 15A de los anexos se observan los datos obtenidos con el análisis estadístico para el peso seco de raíces.



Gráfica 4. Peso seco de raíces en gramos y grupo Tukey por tratamiento en cuatro meses

7.1.5 Resumen del efecto del AIB en el enraizamiento de brotes de *P. oocarpa* a los cuatro meses

En el cuadro 3 se observa un resumen del efecto de los distintos tratamientos con AIB aplicados a los brotes de *P. oocarpa*. Se observan datos similares en el porcentaje de enraizamiento en la mayoría de los tratamientos y el testigo, menos en la concentración de 1,000 ppm la cual presenta el resultado más bajo. En el número de raíces se observan datos parecidos entre las concentraciones de 2,000 ppm y 3,000 ppm, siendo estos los resultados más altos. En la longitud de raíces, el testigo presenta el resultado más alto, pero no es significativo ya que las concentraciones de 3,000 ppm y 500 ppm muestran valores cercanos. En el peso seco de raíces se observan las concentraciones de 500 ppm y 3,000 ppm con los resultados más altos.

Cuadro 3. Cuadro resumen del efecto de los tratamientos en los brotes de *P. oocarpa* a los cuatro meses

Tratamiento	Variable respuesta (promedio)			
	% Enraiz.	No. raíces	Long. raíces	Peso seco raíces
A (500 ppm)	16.66	3.25	4.14	0.0185
B (1000 ppm)	12.5	2.25	1.8	0.0067
C (2000 ppm)	16.66	4.25	1.47	0.0075
D (3000 ppm)	16.66	4.75	4.49	0.0173
E (TESTIGO)	16.66	1.5	4.66	0.012

7.2 Crecimiento a los nueve meses

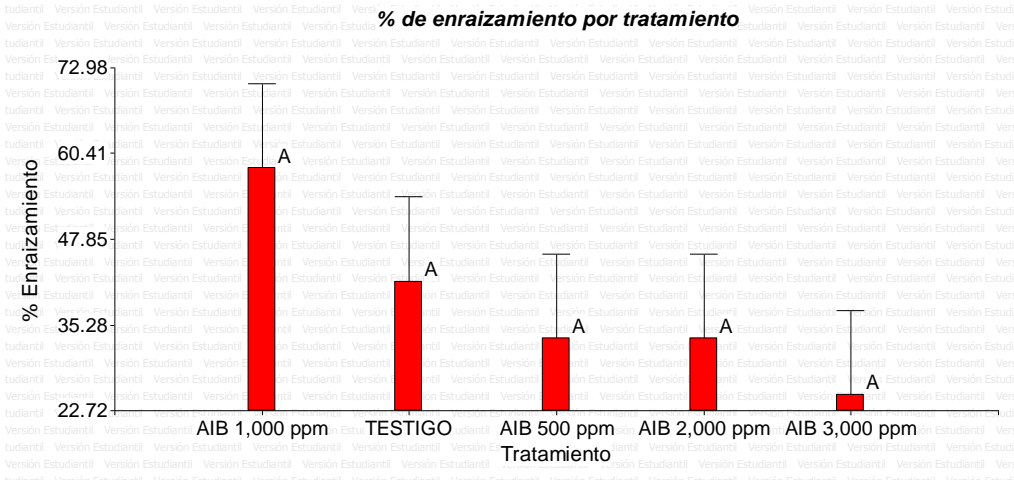
7.2.1 Porcentaje de enraizamiento

Luego del trasplante de los brotes a bandejas de mayor dimensión, se dejaron crecer las plantas por 5 meses más para hacer un total de nueve meses desde la siembra. Luego de los nueve meses, el porcentaje de enraizamiento más alto se obtuvo al aplicar el AIB a 1,000 ppm con el 58% de brotes enraizados, mientras que sin la aplicación de AIB el 42% de plantas enraizaron. Con la aplicación del AIB a 3,000 ppm se obtuvo el porcentaje más bajo de enraizamiento siendo este del 25%. En este caso hubo un aumento en el porcentaje de enraizamiento ya que se obtuvieron 46 plantas enraizadas de un total de 120, siendo el 38% incluyendo todos los tratamientos y el testigo. Además que ocurrió lo contrario a lo observado en los primeros cuatro meses, puesto que la concentración de 1,000 ppm mejoró los resultados siendo el más alto, a diferencia de los resultados obtenidos a los cuatro meses en donde esta concentración fue la más baja. Esto pudo deberse a que los brotes necesitaban mayor tiempo para lograr enraizar ya que estos fueron trasplantados a bandejas más grandes en donde permanecieron más tiempo. La interacción entre el tipo de bandeja y la hormona puede ser un factor importante para aumentar el porcentaje de enraizamiento lo cual concuerda con el estudio realizado por Aguilar (2006) quien obtuvo diferencias en el porcentaje de enraizamiento al utilizar diferentes tipos de bandejas en el enraizamiento de estacas de *P. oocarpa* en combinación con AIB. Sánchez *et al* (2008) también encontró diferencias al utilizar dos tipos de bandejas sin la aplicación de algún regulador de crecimiento. Otro factor que cabe mencionar es que según López y Mateo (2008) la relación carbohidratos-nitrógeno es muy importante para el enraizamiento, en donde indican que el enraizado de las estacas puede ser estimulado con la adición de compuestos nitrogenados. A los brotes trasplantados, se les aplicó fertilizaciones con NPK y micorrizas, lo cual también pudo haber influido en el aumento de la cantidad de brotes enraizados. En este tiempo se observó un mejor efecto de las distintas concentraciones más que el observado a los cuatro meses pudiéndose deber al tiempo y recipiente utilizado. Otro de los aspectos que se debe mencionar es que el *P. oocarpa* es una de las especies de pino más resinosas, lo cual también pudo haber influido en el

tiempo de enraizamiento, ya que existen otras especies de pino que logran enraizar en un tiempo de dos meses.

Al igual que para cuatro meses, al realizar el análisis estadístico se observó que no existen diferencias significativas entre los tratamientos y el testigo por lo que tuvo que aceptarse la hipótesis nula. Esto pudo deberse a que los brotes de *P. oocarpa* logran enraizar sin la aplicación del AIB, sin embargo se logra observar una diferencia entre los tratamientos aunque estadísticamente no sea significativa, pero física y biológicamente se observa que los brotes respondieron mejor a la concentración de 1,000 ppm. El análisis de varianza y la prueba múltiple de medias se observan en los cuadros 16A y 17A de los anexos.

En la gráfica 5 se observa el efecto de los tratamientos para el porcentaje de enraizamiento y el grupo Tukey por cada tratamiento.



Gráfica 5. Porcentaje de enraizamiento por tratamiento en nueve meses

7.2.2 Número de raíces

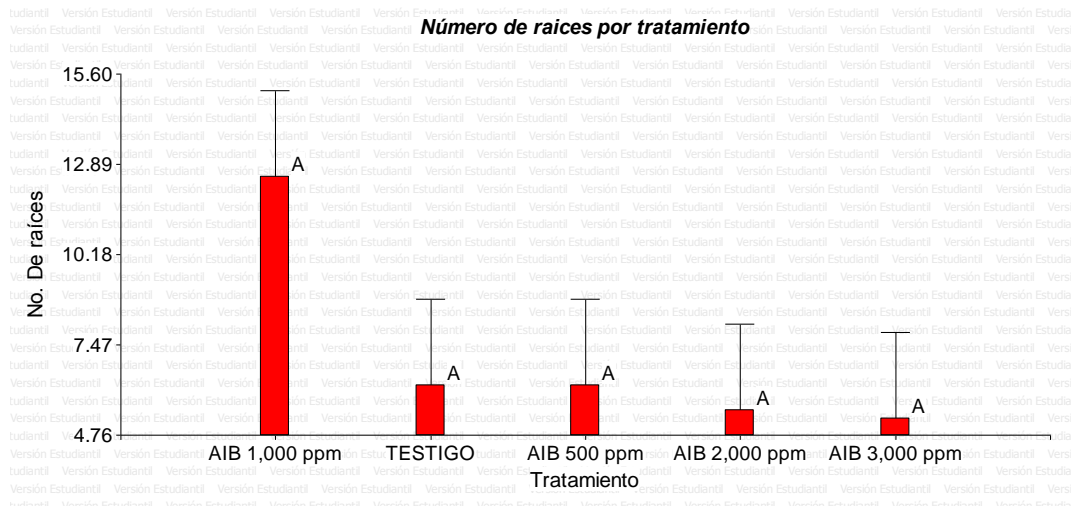
Luego de nueve meses en las bandejas grandes, el mayor número de raíces se obtuvo al aplicar el AIB a 1,000 ppm con un valor de 12.5 raíces por planta, mientras que con el testigo se obtuvo un valor de 6.3 raíces. La concentración que produjo un menor número de raíces fue el AIB a 3,000 ppm, obteniéndose un valor de 5.3 raíces por planta. Se observa que los resultados obtenidos fueron diferentes a los obtenidos a

los cuatro meses ya que la concentración de 3,000 ppm en el caso de nueve meses fue la más baja, siendo la concentración de 1,000 ppm, la más alta y seguida por el testigo.

Esto concuerda con el trabajo realizado por Almendares (2006), quien obtuvo los mejores resultados con la concentración de 1,000 ppm en cuanto al número de raíces. Al igual que para el porcentaje de enraizamiento, el número de raíces también pudo ser afectado por la interacción entre el AIB, el fertilizante y el tipo de bandeja utilizada, tal y como sucedió con Sánchez *et al* (2008) quien mejoró el número de raíces utilizando bandejas para especies forestales.

La cantidad de raíces por planta mejoró en comparación con la cantidad obtenida en cuatro meses ya que se aumentó tres veces la cantidad con 1,000 ppm que con 3,000 ppm. El tiempo puede ser un factor determinante para observar un efecto positivo del AIB en los brotes de *P. oocarpa* ya que al momento de sacar el bloque de cuatro meses se observaron brotes en los que iniciaba la formación de raíces y al ser trasplantados a bandejas grandes por cinco meses más, estas lograron desarrollarse. Esto pudo deberse a que fueron tomados brotes de distintas plantas madres sin evaluar cada una por separado, desconociendo la capacidad de enraizamiento de cada una de ellas por lo cual pudo haber existido una respuesta fisiológica distinta por los brotes tomados de cada planta madre.

Según el análisis estadístico realizado para el número de raíces, no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos y el testigo. Por lo cual se puede decir que estadísticamente el AIB no es necesario para enraizar brotes de *P. oocarpa*. Sin embargo, biológicamente los brotes respondieron favorablemente a la aplicación de AIB a 1,000 ppm, por lo cual podría recomendarse esta concentración para aumentar el número de raíces. En la gráfica 6 se muestra el número de raíces por tratamiento y la agrupación que se hace de los tratamientos de acuerdo a la prueba de Tukey. En los cuadros 18A y 19A de los anexos se muestran los resultados del análisis de varianza y de la prueba de Tukey.



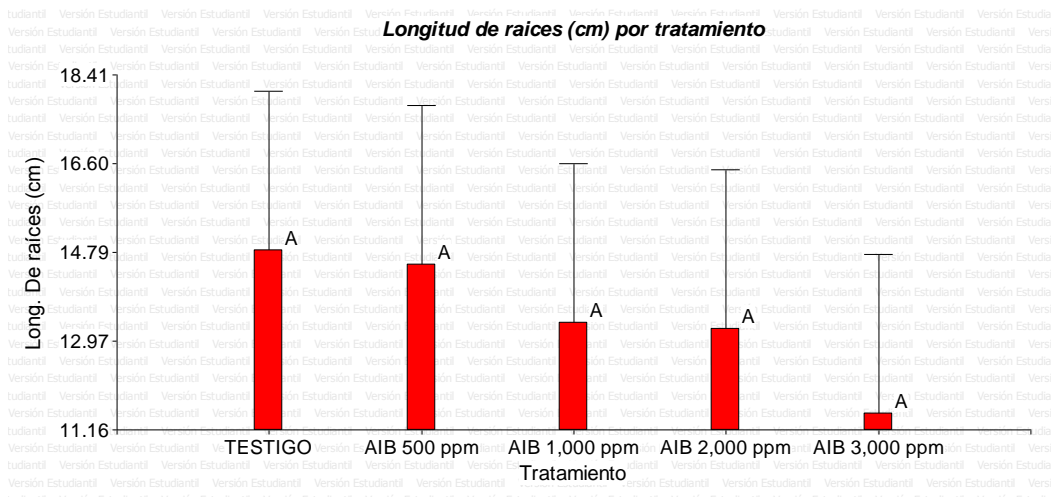
Gráfica 6. Número de raíces y grupo Tukey por tratamiento en nueve meses

7.2.3 Longitud de raíces

En cuanto a la longitud de raíces, en nueve meses se obtuvo la mayor longitud en los brotes de *P. oocarpa* sin la aplicación de AIB obteniéndose una longitud de 14.83 cm, seguido por el tratamiento en el cual se aplicó el AIB a 500 ppm con una longitud de 14.54 cm. El tratamiento que produjo un valor más bajo en la longitud de raíces fue el tratamiento de 3,000 ppm de AIB con un valor de 11.49 cm. Con los resultados obtenidos para este parámetro, se observa que para alcanzar una mayor longitud de raíces, los brotes de *P. oocarpa* no necesitan ser tratados con AIB, puesto que para cuatro meses se obtuvo un resultado similar. Con esto se demuestra que el AIB no produce ningún efecto en cuanto a la longitud de raíces.

Según el análisis estadístico no se observan diferencias significativas en los datos por lo cual nuevamente se acepta la hipótesis nula. Esto se debió a que ninguno de los tratamientos mejoró los resultados en comparación del testigo.

En la gráfica 7 se muestran los tratamientos y la longitud de raíces, así como el grupo Tukey. Los datos del análisis de varianza se muestran en los cuadros 20A y 21A de los anexos.



Gráfica 7. Longitud de raíces en centímetros y grupo Tukey por tratamiento en nueve meses

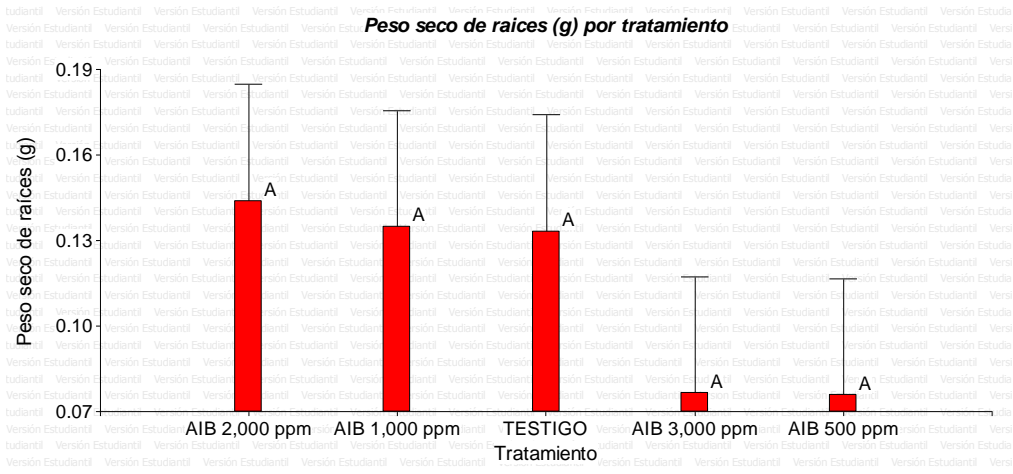
7.2.4 Peso seco de raíces

Después de nueve meses de crecimiento de las plantas de *P. oocarpa* en bandejas con celdas de 150 cm³, el tratamiento de 2,000 ppm de AIB produjo el mayor peso seco de raíces teniendo un valor de 0.141 gramos. También se observa que la concentración de 1,000 ppm presentó un valor muy cercano con un valor de 0.132 gramos de peso seco de raíces. El menor valor se obtuvo al aplicar AIB a 500 ppm siendo el valor de este de 0.073 gramos. Se observa que después de nueve meses la concentración de 500 ppm fue la que presentó el peso más bajo ocurriendo lo contrario que en cuatro meses en donde esta fue la mejor.

En cuanto al peso seco de raíces, los resultados obtenidos en nueve meses presentan una reacción en los brotes de *P. oocarpa* similar a los obtenidos con *P. caribaea* en el cual Balza (2005), obtuvo los mejores resultados en biomasa radicular al aplicar AIB a 2,000 ppm.

Al igual que para los parámetros anteriores, no se encontraron diferencias significativas con el análisis estadístico realizado, por lo cual se vuelve a aceptar la hipótesis nula en la cual se indica que el AIB no produce un efecto diferente en el peso seco de raíces de los brotes de *P. oocarpa*, aunque biológicamente se observa que este aumenta con la concentración de 2,000 ppm.

En la gráfica 8 se muestran los resultados del análisis de varianza y la prueba de Tukey realizado para el peso seco de raíces; así también en los cuadros 22A y 23A de los anexos se muestra el análisis de varianza para el peso seco de raíces en donde tampoco se obtuvieron diferencias significativas.



Gráfica 8. Peso seco de raíces en gramos y grupo Tukey por tratamiento en nueve meses

7.2.5 Crecimiento inicial

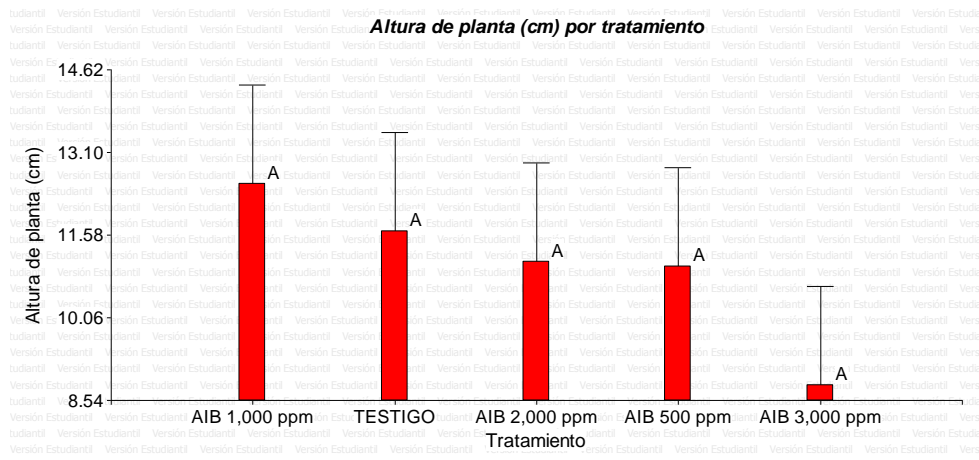
El crecimiento inicial de los brotes de *P. oocarpa* se evaluó mediante los parámetros de altura de planta, peso seco de follaje y peso total de la planta en los cuales se obtuvieron los resultados que se presentan a continuación.

7.2.5.1 Altura de planta

El tratamiento con AIB a 1,000 ppm aplicado en el enraizamiento de brotes de *P. oocarpa* produjo plantas con una altura de 12.53 cm, el cual es el mejor crecimiento en altura en comparación con los brotes enraizados con los otros tratamientos y el testigo. Pero al observar el agrupamiento que se obtuvo mediante el ANDEVA y la prueba de Tukey se observa que ninguno de los tratamientos produjo diferencias significativas en el crecimiento de los brotes de *P. oocarpa*. Esto se debe a que esta especie es capaz de enraizar y crecer bien sin la aplicación de AIB, sin embargo al observar el comportamiento de los brotes, se determina que estos responden biológicamente a la

aplicación de esta sustancia aumentando la altura al aplicar la concentración de 1,000 ppm.

En los cuadros 24A y 25A de los anexos se muestra el análisis de varianza para el crecimiento en altura y en la gráfica 9 se muestran el crecimiento en altura de las plantas obtenido con cada tratamiento y la agrupación derivada de la prueba de Tukey.



Gráfica 9. Altura de planta en centímetros y grupo Tukey por tratamiento después de nueve meses

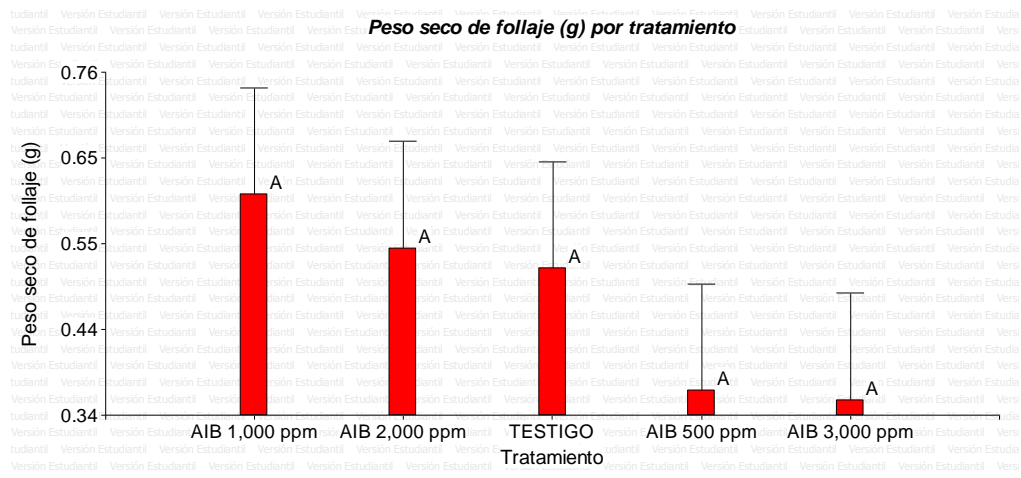
7.2.5.2 Peso seco de la parte aérea de la planta (follaje)

El valor más alto de peso seco de la parte aérea de la planta se obtuvo con la aplicación de AIB a 1,000 ppm con un valor de 0.61 gramos por planta, seguido por la concentración de 2,000 ppm con un valor de 0.54 gramos de peso por planta. El valor más bajo obtenido fue cuando se aplicó AIB a 3,000 ppm siendo este de 0.36 gramos por planta. Al realizar el análisis de varianza se observó que las diferencias entre los tratamientos no fueron significativas, ver los cuadros 26A y 27A de los anexos. Por esa razón no se rechaza la hipótesis nula.

Aunque estadísticamente no se encuentren diferencias significativas, podría decirse que se obtiene un mejor peso seco del follaje de los brotes al ser tratados con 1,000 ppm, ya que con esta concentración física y biológicamente estos logran un

mejor desarrollo y asimilación de nutrientes, por lo cual para mejorar los resultados se podría utilizar esta concentración.

En la gráfica 10 se observa el peso de la parte aérea de la planta de acuerdo al tratamiento utilizado para el enraizamiento y el grupo en que se ubican las respuestas de acuerdo a la prueba de Tukey.



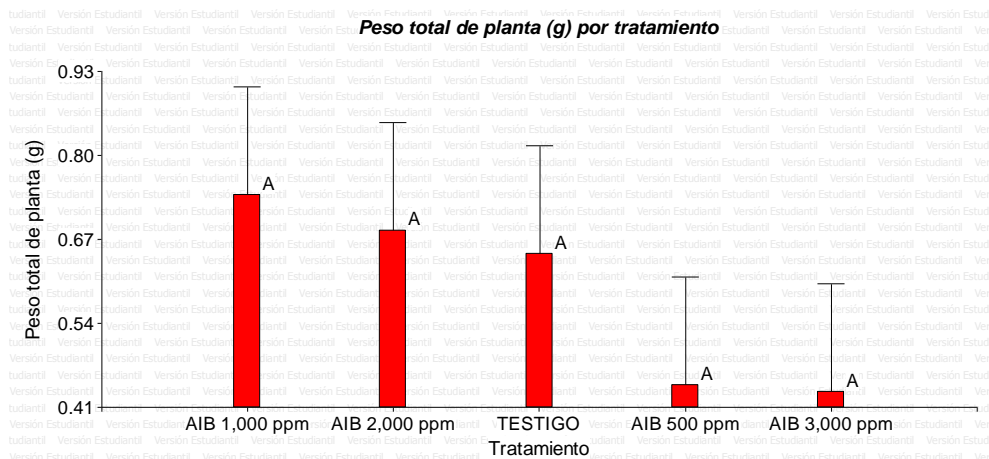
Gráfica 10. Peso seco de parte aérea de la planta en gramos y grupo Tukey por tratamiento luego de nueve meses

7.2.5.3 Peso seco total de la planta

El mayor peso seco acumulado por las plantas luego de nueve meses de crecimiento, se obtuvo con la aplicación del AIB a una concentración de 1,000 ppm, con un valor de 0.74 gramos seguido por la concentración de 2,000 ppm con un valor de 0.68 gramos. El valor más bajo fue de 0.43 gramos obtenido con la concentración de 3,000 ppm. Con esto no se cumple en su totalidad la hipótesis planteada para esta investigación, ya que no se obtienen mejores resultados en todos los parámetros a mayor concentración de AIB. Sin embargo se observa que los brotes respondieron biológicamente en la mayoría de parámetros a la concentración de 1,000 ppm aunque la estadística no lo defina así.

Al realizar el análisis estadístico se constató que no existieron diferencias significativas entre el testigo y los tratamientos, por lo cual se optó por aceptar la hipótesis nula formulada en el diseño estadístico en donde se plantea que ninguno de los tratamientos produce un efecto diferente.

En la gráfica 11 se observa el comportamiento de los tratamientos y el testigo en relación al peso seco total de la planta mediante la prueba de Tukey realizada y los valores obtenidos con las distintas concentraciones de AIB. En los cuadros 28a y 29a de los anexos, se observa el análisis de varianza y la prueba múltiple de medias aplicada para el peso seco total de la planta.



Gráfica 11. Peso seco total de planta por tratamiento durante nueve meses

7.2.6 Resumen del efecto del AIB en el enraizamiento de brotes de *P. oocarpa* a los nueve meses

En el cuadro 4 se presenta un resumen del efecto del AIB en enraizamiento y crecimiento inicial durante nueve meses. En este se observa que para las variables porcentaje de enraizamiento, número de raíces, peso seco de follaje, peso total de planta y altura de planta, la concentración de 1,000 ppm fue la que mejores resultados produjo. Para el peso seco de raíces, la concentración de 2,000 ppm fue la que mejores resultados mostró y para la longitud de raíces no existió ningún tratamiento

que produjera mejores resultados ya que se obtuvo la mayor longitud sin la aplicación de AIB.

Cuadro 4. Cuadro resumen del efecto de los tratamientos en los brotes de *P. oocarpa* en nueve meses

Tratamiento	Variable respuesta (promedio)						
	% Enraiz.	No. raíces	Long. Raíces (cm)	Peso seco raíces (cm)	Altura de planta (cm)	Peso seco follaje (g)	Peso seco total (g)
A (500 ppm)	33.33	6.25	14.54	0.073	11.00	0.369	0.442
B (1000 ppm)	58.34	12.5	13.36	0.132	12.53	0.608	0.740
C (2000 ppm)	33.34	5.5	13.22	0.141	11.09	0.543	0.684
D (3000 ppm)	25.00	5.25	11.49	0.074	8.81	0.358	0.432
E (TESTIGO)	41.67	6.25	14.83	0.130	11.65	0.518	0.649

8. CONCLUSIONES

- ✓ Biológicamente el AIB produce efectos positivos en el enraizamiento de brotes de *P. oocarpa* aunque no se hayan encontrado diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos aplicados.
- ✓ Se cuantificó el número de raíces por cada tratamiento y se demostró que la concentración de 1,000 ppm es la que mejores resultados produce.
- ✓ Se cuantificó la longitud de raíces en los brotes de *P. oocarpa* y se observó que el AIB no la afecta, lo cual se demuestra al comparar los datos obtenidos por cada tratamiento observándose que sin la aplicación de este se obtiene una mayor longitud.
- ✓ Se cuantificó el peso seco de raíces por cada tratamiento y se observa que con la concentración de 2,000 ppm se acumula mayor peso seco de raíces que con las demás concentraciones.
- ✓ Se registró el crecimiento inicial en cinco meses de los brotes de *P. oocarpa* y se observó que el AIB produce un mejor crecimiento al ser aplicado a 1,000 ppm, lo cual se manifiesta en la altura, peso seco del follaje y peso total de la planta.
- ✓ Los brotes de *P. oocarpa* logran producir raíces sin necesidad de la aplicación del AIB por lo cual se concluye que esta especie es capaz de enraizar sin la aplicación de algún regulador de crecimiento.

9. RECOMENDACIONES

- ✓ Validar los resultados obtenidos en la presente investigación para realizar un protocolo para el enraizamiento de brotes de *P. oocarpa*.
- ✓ Realizar investigaciones sobre el enraizamiento de brotes de *P. oocarpa* de distintas procedencias, para compararlos con los estudios que se han realizado con otras especies de pinos, los cuales presentan diferencias entre las procedencias de las plantas madres.
- ✓ Realizar estudios sobre el enraizamiento de brotes de *P. oocarpa* en distintos lugares del rango de distribución de la especie en Guatemala para realizar comparaciones con la presente investigación.
- ✓ Evaluar el enraizamiento de brotes de *P. oocarpa* de cada planta madre por separado para conocer la capacidad de enraizamiento de los brotes que se extraen de cada una de ellas y evitar coeficientes de variación muy altos.

10. BIBLIOGRAFÍA

1. Aguilar Aguilar, MA. 2006. Enraizamiento de clones de *Pinus oocarpa*, utilizando diferentes tipos de recipientes (en línea). Tesis Ing. For. Honduras, Escuela Nacional de Ciencias Forestales (ESNACIFOR). Consultado 1 jul 2009. Disponible en:
<http://orton.catie.ac.cr/cgi-bin/wxis.exe/?IsisScript=TESNA.xis&method=post&formato=2&cantidad=1&expresion=mfn=000145>
2. Almendares Rodríguez, JY. 2006. Enraizamiento de rebrotes de *Pinus oocarpa* Schiede en diferentes sustratos, utilizando diferentes concentraciones de ácido indol-butírico (AIB) y Rootex (en línea). Tesis Ing. For. Honduras, Escuela Nacional de Ciencias Forestales (ESNACIFOR). 96 p. Consultado 8 jun 2009. Disponible en:
http://www.google.com.gt/search?hl=es&q=enraizamiento+de+rebrotes+de+pinus+oocarpa+con++%C3%A1cido+indol++but%C3%ADrico&btnG=Buscar&meta=lr%3Dlang_es
3. Aparicio Rentería, A; Cruz, H; Montiel, O. 2008. Multiplicación clonal de pinos a través del uso de estacas: una alternativa para mantener ganancias genéticas forestales (en línea). México. Consultado 21 jun 2011. Disponible en <http://redalyc.uaemex.mx/pdf/497/49711434007.pdf>
4. Aparicio Rentería, A; Rebolledo Camacho, V; Cruz Jiménez, H. 2006. Multiplicación clonal de *Pinus jaliscana* Pérez De la Rosa a través de la técnica de enraizamiento de estacas (en línea). Xalapa, México. Consultado 18 jun 2009. Disponible en <http://redalyc.uaemex.mx/src/inicio/ArtPdfRed.jsp?iCve=49780204&iCveNum=9557>
5. Balza Gerardo. 2005. Propagación vegetativa con pino caribe (en línea). Venezuela. Consultado 15 jun 2011. Disponible en http://www.tec.cr/sitios/Docencia/forestal/Revista_Kuru/antiores/anterior6/pdf/actualidad1.pdf
6. Cabrera Gaillard, C. 2003. Plantaciones forestales: oportunidades para el desarrollo sostenible (en línea). Guatemala, Universidad Rafael Landívar, Programa de Fortalecimiento Institucional en Políticas Ambientales (FIPA–USAID). Consultado 8 jun 2009. Disponible en: <http://www.url.edu.gt/PortalURL/Archivos/51/Archivos/06-PlantacionesForestales.pdf>
7. CAMCORE (Central American and México Coniferous Resources Cooperative, US). 2000. Conservation & testing of tropical & subtropical forest tree species. Nort Caroline, US. 233 p.

8. Carpineti, L. 2006. Importancia de la silvicultura clonal (en línea). Argentina, INTA. Consultado 18 jun 2009. Disponible en <http://www.inta.gov.ar/ediciones/idia/forest/genetica02.pdf>
9. Castillo, D. 2004. Experiencias en la propagación vegetativa del pino candelillo *Pinus maximinoi* H.E. More, con énfasis en la utilización del ácido indolbutírico en el vivero forestal de P&C Maderas Internacionales, en el departamento de Escuintla, Guatemala. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC. 61 p.
10. Castrillón, JC; Carvajal, E; Lagarreto, G; Magnitskiy, S. 2008. El efecto de auxinas sobre el enraizamiento de estacas de agraz (*Vaccinium meridionale* Swartz) en diferentes sustratos (en línea). Colombia. Consultado 18 abr 2009. Disponible en <http://www.scielo.org.co/pdf/agc/v26n1/v26n1a03.pdf>
11. CATIE, CR. 1999. Nota técnica sobre manejo de semillas forestales de *Pinus oocarpa* no. 22 (en línea). Costa Rica. Consultado 14 jun 2009. Disponible en <http://orton.catie.ac.cr/reprodoc/a0008s/a0008s22.pdf>
12. Cordón Sosa, EN. 1991. Levantamiento detallado de suelos del Centro Experimental Docente de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC. 138 p.
13. García, W. 1993. Estudio de la respuesta del pinabete (*Abies guatemalensis* Rehder) a su reproducción vegetativa *in vitro* utilizando dos medios de cultivo, dos explantes y seis combinaciones hormonales. Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC. 56 p.
14. Garcidueñas, MR; Ramírez, H. 1993. Control hormonal del desarrollo de las plantas. México, Limusa. 263 p.
15. Hartmann, HT; Kester, DE. 1976. Propagación de plantas: principios y prácticas. Trad. por Antonio Marino A. México, Continental. 810 p.
16. INAB (Instituto Nacional de Bosques, GT). 2004a. Comercialización de semillas forestales-BANSEFOR (en línea). Guatemala, INAB, Boletín de Estadística Forestal 1999-2004. Consultado 10 feb 2010. Disponible en: <http://200.30.150.38/Documentos/Boletines/Boletin%20Estadistico%201999-2004.pdf>
17. _____. 2004b. Especies aprovechadas (en línea). Guatemala, INAB, Boletín de Estadística Forestal 1999-2004. Consultado 10 feb 2010. Disponible en: <http://200.30.150.38/Documentos/Boletines/Boletin%20Estadistico%201999-2004.pdf>
18. _____. 2005a. Comercialización de semillas forestales-BANSEFOR (en línea). Guatemala, INAB, Boletín de Estadística Forestal 2005. Consultado 10 feb 2010. Disponible en: <http://200.30.150.38/Documentos/Boletines/Boletin%20Estadistico%2019992004.p>

19. _____. 2005b. Producción forestal por especie (en línea). Guatemala, INAB, Boletín de Estadística Forestal 2005. Consultado 10 feb 2010. Disponible en: <http://200.30.150.38/Documentos/Boletines/Boletin%20Estadistico%201999-2004.pdf>
20. _____. 2005c. Programa de Incentivos Forestales -PINFOR- (en línea). Guatemala, INAB, Boletín de Estadística Forestal 2005. Consultado 10 feb 2010. Disponible en: <http://200.30.150.38/Documentos/Boletines/Boletin%20Estadistico%201999-2004.pdf>
21. _____. 2008. Informe de crecimiento y productividad inicial de plantaciones forestales beneficiarias del programa de incentivos forestales -PINFOR- (en línea). Guatemala. Consultado 23 mar 2011. Disponible en <http://200.30.150.38/Documentos/Informes/PPMF/Informe%20de%20crecimiento%20de%20Plantaciones.pdf>
22. INAB (Instituto Nacional de Bosques, GT); MIF (Manejo de Información Forestal); PINFOR (INAB, Programa de Incentivos Forestales, GT). 2009. Listado de proyectos desde enero 1997 hasta abril 2009 (en línea). Guatemala. Consultado 30 jul 2009. Disponible en <http://portal.inab.gob.gt/documentos/PINFOR/Proyectos%20Pinfor.pdf>
23. López Bautista EA. 2008. Diseño y análisis de experimentos: fundamentos y aplicaciones en agronomía (en línea). Guatemala. Consultado 20 ene 2011. Disponible en <http://issuu.com/byrong/docs/disenoyanalisisexperimentos>
24. López Zepeda, GA; Mateo Sánchez, JJ. 2008. Manual para la clonación de coníferas ornamentales (en línea). México, Universidad Autónoma de Hidalgo, Fundación Hidalgo Produce. Consultado 15 abr 2009. Disponible en <http://hidalgoproduce.org.mx/FORESTAL.htm>
25. Mesén, F; Leakey, RRB; Newton, AC. 2003. Propagadores de subirrigación: un sistema simple y económico para la propagación vegetativa de especies forestales (en línea). Costa Rica, CATIE. Consultado 18 abr 2009. Disponible en orton.catie.ac.cr/repdoc/A0018S/A0018S20.pdf
26. Monserrath Castillo, S; Duval Cueva, V; Nicolay Aguirre, M; Gunter, S. 2007. Propagación vegetativa de dos especies de la familia podocarpaceae (en línea). Bosques Latitud Cero no. 3:3-5. Consultado 15 jun 2011. Disponible en <http://w3.forst.tu-muenchen.de/~waldbau/litorg0/2019.pdf>
27. Niella, F; Rocha, P; Pezzutti, R; Schenone R. 2003. Manejo intensivo para la producción de estacas en plantas madres de *Pinus taeda* y *Pinus elliottii* x *caribaea*: efecto del tamaño de contenedor e intensidad lumínica (en línea). Argentina, INTA. Consultado 15 jun 2011. Disponible en <http://www.inta.gov.ar/concordia/info/Forestales/contenido/pdf/2003/posters03/217%20NIELLA%20POSTER.pdf>

28. OFI (Instituto Forestal de Oxford, UK); CATIE, CR. 2003. Árboles de Centro América (en línea). Costa Rica. Consultado 21 feb 2011. Disponible en http://herbaria.plants.ox.ac.uk/adc/downloads/capitulos_especies_y_anexos/pinus_oocarpa.pdf
29. Salisbury, F; Ross, C. 1994. Fisiología vegetal. Trad. por Virgilio Gonzales. México, Iberoamericana. 759 p.
30. Sánchez Mateo, JJ. 1997. Efecto del AIB y temperatura del sustrato en la formación de raíces adventicias en cinco especies de coníferas ornamentales (en línea). México. Consultado 15 jun 2011. Disponible en <http://agris.fao.org/agris-search/search/display.do?f=1998/MX/MX98014.xml;MX1998C00086>
31. Sánchez Zabala, J; Ortega Lasuen, U; Majada Guijo, J; Txarterina Urkiri; K; Duñabeitia Aurrekoetxea, M. 2008. Optimización de la propagación vegetativa por estaquillado de genotipos de interés comercial de *Pinus radiata* (en línea). España. Consultado 15 jun 2011. Disponible en <http://www.secforestales.org/buscador/pdf/C28-Acta29.pdf>
32. SIRE (Sistema de Información para la Reforestación, MX). 2003. *Pinus oocarpa* Schiede (en línea). México, SIRE / CONABIO / CONAFOR. (Paquetes Tecnológicos). Consultado 15 abr 2009. Disponible en <http://www.conafor.gob.mx:8080/documentos/docs/13/974Pinus%20oocarpa.pdf>
33. Standley, PC; Steyermark, JA. 1958. Flora of Guatemala. Chicago, US, Chicago Natural History Museum, Fieldiana: Botany v. 24, pte. 1, 477 p.
34. Valdez Orellana, SP. 1999. Efecto de la temperatura, radiación, sustratos y reguladores de crecimiento en la germinación de la semilla de pinabete (*Abies guatemalensis* Rehder). Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC. 93 p.
35. Vásquez Yáñez, C; Orozco, A; Rojas, M; Sánchez, ME; Cervantes, V. 1997. La reproducción de las plantas: semillas y meristemos (en línea). México, Fondo de Cultura Económica. Consultado 3 jun 2009. Disponible en http://bibliotecadigital.ilce.edu.mx/sites/ciencia/volumen3/ciencia3/157/htm/sec_6.htm
36. Vilches, M. 2004. Propagación vegetativa de *Sequoia sempervirens* (D. Don) Endl. a través de estacas (en línea). Tesis Ing. For. Chile, Universidad de Chile. 98 p. Consultado 17 ago 2010. Disponible en http://www.cybertesis.cl/tesis/uchile/2004/ramos_m/sources/ramos_m.pdf
37. Weaver, R. 1976. Reguladores de crecimiento de las plantas en la agricultura. México, Trillas. 622 p.
38. Zazo Muncharaz, J; Rodríguez Barreal, JA; Gómez Sanz, V; García García, M; Sáiz de Omeñaca, JA. 1993. Propagación vegetativa (macropropagación) de pinos españoles (en línea). España. Consultado 15 jun 2011. Disponible en <http://www.secforestales.org/buscador/pdf/1CFE02-050.pdf>

11.ANEXOS



Fotografía 3A. Trasplante de brotes enraizados de *Pinus oocarpa* a bandejas de mayor dimensión para crecimiento.

500ppm

1,000ppm

2,000ppm

3,000ppm

TESTIGO



Fotografía 4A. Plantas de *Pinus oocarpa* enraizadas con ácido Indolbutírico a diferentes concentraciones y el testigo



Fotografía 5A. Brotes de *Pinus oocarpa* enraizados en bandejas de 30cm³ de capacidad



Fotografía 6A. Brotes de *Pinus oocarpa* con escaso desarrollo radicular.

Cuadro 5A. Cronograma de actividades

Actividad Meses	Año 2009				Año 2010												Año 2011					
	Sep	Oct	Nov	Dic	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic	Ene	Feb	Mar	Abr	May	
Seminario 1	x																					
Aprobación del proyecto	x																					
Preparación de de las plantas madres	x	x	x	x																		
Preparación del sustrato					x																	
Elaboración de microtúnel					x																	
Preparación de la sustancia enraizadora					x																	
Preparación del material vegetal					x																	
Aplicación de la sustancia enraizadora					x																	
Siembra					x																	
Riego					x	x	x	x														
Control de plagas y enfermedades						x	x	x	x	x	x	x	x	x								
Identificación de la presencia de raíces en los brotes									x													
Trasplante									x													
Fertilización										x	x											
Etapa de crecimiento										x	x	x	x	x								
Evaluación del efecto del AIB en los brotes																x	x	x	x			
Análisis de los resultados																x	x	x	x			
Finalización																				x	x	
Seminario 2																						x

Cuadro 6A. Matriz de datos del enraizamiento de brotes de *Pinus oocarpa* en cuatro meses

Tratamiento	Repetición	No. De raíces	Long. De raíces (cm)	Peso seco de raíces (g)	% Enraizamiento
AIB 500 ppm	I	6	5,86	0,022	33,33
AIB 500 ppm	II	5	7,3	0,044	16,67
AIB 500 ppm	III	0	0	0	0
AIB 500 ppm	IV	2	3,4	0,008	16,67
AIB 1,000 ppm	I	0	0	0	0
AIB 1,000 ppm	II	9	7,2	0,027	50
AIB 1,000 ppm	III	0	0	0	0
AIB 1,000 ppm	IV	0	0	0	0
AIB 2,000 ppm	I	9	3,51	0,013	50
AIB 2,000 ppm	II	0	0	0	0
AIB 2,000 ppm	III	8	2,37	0,017	16,67
AIB 2,000 ppm	IV	0	0	0	0
AIB 3,000 ppm	I	1	7,6	0,024	16,67
AIB 3,000 ppm	II	8	6,1	0,016	33,33
AIB 3,000 ppm	III	10	4,26	0,029	16,67
AIB 3,000 ppm	IV	0	0	0	0
TESTIGO	I	3	7,87	0,013	33,33
TESTIGO	II	0	0	0	0
TESTIGO	III	0	0	0	0
TESTIGO	IV	3	10,75	0,035	33,33

Cuadro 7A. Matriz de datos del enraizamiento de brotes de *Pinus oocarpa* en nueve meses

Tratamiento	Repetición	No. De raíces	Long. De raíces (cm)	Altura de planta (cm)	Peso seco de raíces (g)	Peso seco de follaje (g)	Peso seco Total de la planta (g)	No. Plantas enraizadas	% Enraizamiento
AIB 500 ppm	I	1	23,7	14	0,098	0,334	0,432	1	16,67
AIB 500 ppm	II	1	14,5	9	0,028	0,21	0,238	1	16,67
AIB 500 ppm	III	11	8,13	10,9	0,097	0,476	0,573	2	33,33
AIB 500 ppm	IV	12	11,82	10,12	0,068	0,458	0,526	4	66,67
AIB 1,000 ppm	I	14	13,14	14,5	0,188	0,826	1,014	3	50
AIB 1,000 ppm	II	10	17,47	11,87	0,114	0,486	0,599	4	66,67
AIB 1,000 ppm	III	18	14,34	12,9	0,152	0,639	0,792	4	66,67
AIB 1,000 ppm	IV	8	8,47	10,83	0,073	0,481	0,554	3	50
AIB 2,000 ppm	I	5	12,42	14	0,282	0,94	1,222	1	16,67
AIB 2,000 ppm	II	12	14,83	11,38	0,089	0,429	0,519	5	83,33
AIB 2,000 ppm	III	1	8,5	7	0,013	0,13	0,143	1	16,67
AIB 2,000 ppm	IV	4	17,12	12	0,179	0,673	0,852	1	16,67
AIB 3,000 ppm	I	15	22	15,75	0,168	0,811	0,98	4	66,67
AIB 3,000 ppm	II	0	0	0	0	0	0	0	0
AIB 3,000 ppm	III	3	7,03	9,5	0,023	0,174	0,197	1	16,67
AIB 3,000 ppm	IV	3	16,93	10	0,103	0,449	0,552	1	16,67
TESTIGO	I	7	13,99	12	0,135	0,619	0,754	3	50
TESTIGO	II	8	24,14	15,4	0,27	0,768	1,038	2	33,33
TESTIGO	III	1	9,5	8,7	0,029	0,24	0,269	1	16,67
TESTIGO	IV	9	11,7	10,5	0,087	0,446	0,533	4	66,67

Cuadro 8A. Análisis de varianza para el Porcentaje de Enraizamiento en cuatro meses

Variable	N	R²	R² Aj	CV
% Enraizamiento	20	0.01	0.00	123.80

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	55.56	4	13.89	0.04	0.9972
Tratamiento	55.56	4	13.89	0.04	0.9972
Error	5763.44	15	384.23		
Total	5819.01	19			

Cuadro 9A. Prueba múltiple de medias Tukey para el Porcentaje de Enraizamiento en cuatro meses**Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=42.80048**

Error: 384.2296 gl: 15

Tratamiento	Medias	n	E.E.	Grupo Tukey
AIB 500 ppm	16.67	4	9.80	A
AIB 3,000 ppm	16.67	4	9.80	A
AIB 2,000 ppm	16.67	4	9.80	A
TESTIGO	16.67	4	9.80	A
AIB 1,000 ppm	12.50	4	9.80	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$)

Cuadro 10A. Análisis de varianza para el Número de raíces en cuatro meses

Variable	N	R²	R² Aj	CV
No. De raíces	20	0.11	0.00	125.00

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	29.20	4	7.30	0.46	0.7666
Tratamiento	29.20	4	7.30	0.46	0.7666
Error	240.00	15	16.00		
Total	269.20	19			

Cuadro 11A. Prueba múltiple de medias Tukey para el Número de raíces en cuatro meses**Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=8.73400**

Error: 16.0000 gl: 15

Tratamiento	Medias	n	E.E.	Grupo Tukey
AIB 3,000 ppm	4.75	4	2.00	A
AIB 2,000 ppm	4.25	4	2.00	A
AIB 500 ppm	3.25	4	2.00	A
AIB 1,000 ppm	2.25	4	2.00	A
TESTIGO	1.50	4	2.00	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$)

Cuadro 12A. Análisis de varianza para la Longitud de raíces en cuatro meses

Variable	N	R²	R² Aj	CV
Long. De raíces (cm)	20	0.16	0.00	110.86

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	38.22	4	9.56	0.71	0.5981
Tratamiento	38.22	4	9.56	0.71	0.5981
Error	202.11	15	13.47		
Total	240.33	19			

Cuadro 13A. Prueba múltiple de medias Tukey para la Longitud de raíces en cuatro meses

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=8.01486

Error: 13.4737 gl: 15

Tratamiento	Medias	n	E.E.	Grupo Tukey
TESTIGO	4.66	4	1.84	A
AIB 3,000 ppm	4.49	4	1.84	A
AIB 500 ppm	4.14	4	1.84	A
AIB 1,000 ppm	1.80	4	1.84	A
AIB 2,000 ppm	1.47	4	1.84	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$)

Cuadro 14A. Análisis de varianza para el Peso seco de raíces en cuatro meses

Variable	N	R²	R² Aj	CV
Peso seco de raíces (g)	20	0.13	0.00	117.71

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	4.7E-04	4	1.2E-04	0.55	0.7031
Tratamiento	4.7E-04	4	1.2E-04	0.55	0.7031
Error	3.2E-03	15	2.1E-04		
Total	3.7E-03	19			

Cuadro 15A. Prueba múltiple de medias Tukey para el Peso seco de raíces en cuatro meses**Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.03187**

Error: 0.0002 gl: 15

Tratamiento	Medias	n	E.E.	Grupo Tukey
AIB 500 ppm	0.02	4	0.01	A
AIB 3,000 ppm	0.02	4	0.01	A
TESTIGO	0.01	4	0.01	A
AIB 2,000 ppm	0.01	4	0.01	A
AIB 1,000 ppm	0.01	4	0.01	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$)

Cuadro 16A. Análisis de varianza para el Porcentaje de Enraizamiento en nueve meses

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
% Enraizamiento	20	0.22	0.01	64.48

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	2555.44	4	638.86	1.05	0.4167
Tratamiento	2555.44	4	638.86	1.05	0.4167
Error	9166.33	15	611.09		
Total	11721.78	19			

Cuadro 17A. Prueba múltiple de medias Tukey para el Porcentaje de Enraizamiento en nueve meses

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=53.97658

Error: 611.0889 gl: 15

Tratamiento	Medias	n	E.E.	Grupo Tukey
AIB 1,000 ppm	58.34	4	12.36	A
TESTIGO	41.67	4	12.36	A
AIB 500 ppm	33.34	4	12.36	A
AIB 2,000 ppm	33.34	4	12.36	A
AIB 3,000 ppm	25.00	4	12.36	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$)

Cuadro 18A. Análisis de varianza para el Número de raíces en nueve meses

Variable	N	R²	R² Aj	CV
No. De raíces	20	0.26	0.07	72.79

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	146.30	4	36.58	1.35	0.2973
Tratamiento	146.30	4	36.58	1.35	0.2973
Error	406.25	15	27.08		
Total	552.55	19			

Cuadro 19A. Prueba múltiple de medias Tukey para el Número de raíces en nueve meses

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=11.36329

Error: 27.0833 gl: 15

Tratamiento	Medias	n	E.E.	Grupo Tukey
AIB 1,000 ppm	12.50	4	2.60	A
TESTIGO	6.25	4	2.60	A
AIB 500 ppm	6.25	4	2.60	A
AIB 2,000 ppm	5.50	4	2.60	A
AIB 3,000 ppm	5.25	4	2.60	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$)

Cuadro 20A. Análisis de varianza para la Longitud de raíces en nueve meses

Variable	N	R²	R² Aj	CV
Long. De raíces (cm)	20	0.04	0.00	48.15

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	27.97	4	6.99	0.17	0.9525
Tratamiento	27.97	4	6.99	0.17	0.9525
Error	632.48	15	42.17		
Total	660.45	19			

Cuadro 21A. Prueba múltiple de medias Tukey para la Longitud de raíces en nueve meses**Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=14.17852**

Error: 42.1653 gl: 15

Tratamiento	Medias	n	E.E.	Grupo Tukey
TESTIGO	14.83	4	3.25	A
AIB 500 ppm	14.54	4	3.25	A
AIB 1,000 ppm	13.36	4	3.25	A
AIB 2,000 ppm	13.22	4	3.25	A
AIB 3,000 ppm	11.49	4	3.25	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$)

Cuadro 22A. Análisis de varianza para el Peso seco de raíces en nueve meses

Variable	N	R²	R² Aj	CV
Peso seco de raíces (g)	20	0.15	0.00	74.52

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.02	4	4.5E-03	0.68	0.6169
Tratamiento	0.02	4	4.5E-03	0.68	0.6169
Error	0.10	15	0.01		
Total	0.12	19			

Cuadro 23A. Prueba múltiple de medias Tukey para el Peso seco de raíces en nueve meses**Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.17867**

Error: 0.0067 gl: 15

Tratamiento	Medias	n	E.E.	Grupo Tukey
AIB 2,000 ppm	0.14	4	0.04	A
AIB 1,000 ppm	0.13	4	0.04	A
TESTIGO	0.13	4	0.04	A
AIB 3,000 ppm	0.07	4	0.04	A
AIB 500 ppm	0.07	4	0.04	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$)

Cuadro 24A. Análisis de varianza para la Altura de planta en nueve meses

Variable	N	R²	R² Aj	CV
Altura de planta (cm)	20	0.13	0.00	33.07

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	30.16	4	7.54	0.57	0.6897
Tratamiento	30.16	4	7.54	0.57	0.6897
Error	199.12	15	13.27		
Total	229.28	19			

Cuadro 25A. Prueba múltiple de medias Tukey para la Altura de planta en nueve meses

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=7.95541

Error: 13.2745 gl: 15

Tratamiento	Medias	n	E.E.	Grupo Tukey
AIB 1,000 ppm	12.53	4	1.82	A
TESTIGO	11.65	4	1.82	A
AIB 2,000 ppm	11.10	4	1.82	A
AIB 500 ppm	11.01	4	1.82	A
AIB 3,000 ppm	8.81	4	1.82	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$)

Cuadro 26A. Análisis de varianza para el Peso seco de follaje en nueve meses

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Peso seco de follaje (g)	20	0.16	0.00	54.23

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.20	4	0.05	0.72	0.5905
Tratamiento	0.20	4	0.05	0.72	0.5905
Error	1.01	15	0.07		
Total	1.21	19			

Cuadro 27A. Prueba múltiple de medias Tukey para el Peso seco de follaje en nueve meses**Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.56774**

Error: 0.0676 gl: 15

Tratamiento	Medias	n	E.E.	Grupo Tukey
AIB 1,000 ppm	0.61	4	0.13	A
AIB 2,000 ppm	0.54	4	0.13	A
TESTIGO	0.52	4	0.13	A
AIB 500 ppm	0.37	4	0.13	A
AIB 3,000 ppm	0.36	4	0.13	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$)

Cuadro 28A. Análisis de varianza para el Peso seco total de planta en nueve meses

Variable	N	R²	R² Aj	CV
Peso total de planta (g)	20	0.16	0.00	57.33

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.33	4	0.08	0.71	0.5958
Tratamiento	0.33	4	0.08	0.71	0.5958
Error	1.71	15	0.11		
Total	2.04	19			

Cuadro 29A. Prueba múltiple de medias Tukey para el Peso seco total de planta en nueve meses**Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.73778**

Error: 0.1142 gl: 15

Tratamiento	Medias	n	E.E.	Grupo Tukey
AIB 1,000 ppm	0.74	4	0.17	A
AIB 2,000 ppm	0.68	4	0.17	A
TESTIGO	0.65	4	0.17	A
AIB 500 ppm	0.44	4	0.17	A
AIB 3,000 ppm	0.43	4	0.17	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes($p \leq 0.05$)

Cuadro 30A. Especies más aprovechadas durante 1999-2004

Especies	Volumen (m³)
<i>Quercus sp</i>	1,067,390
<i>Pinus sp</i>	603,410
<i>Pinus oocarpa</i>	579,292
<i>Pinus maximinoi</i>	457,660
<i>Cupressus lusitanica</i>	199,689
<i>Pinus pseudostrobus</i>	100,219
<i>Latifolias varias</i>	84,385
<i>Arbutus xalapensis</i>	72,351
<i>Liquidámbar styraciflua</i>	51,600
<i>Alnus sp</i>	41,267
<i>Vochysia guatemalensis</i>	28,041
<i>Swietenia macrophyla</i>	22,665
<i>Cedrela odorata</i>	18,635
<i>Terminalia amazonia</i>	14,398
<i>Pinus tecunumanii</i>	12,672
<i>Enterolobium cyclocarpum</i>	12,063
<i>Pinus montezumae</i>	12,008
Total	3,377,745

Fuente: Boletín de Estadística Forestal 1999-2004 INAB

Cuadro 31A. Especies de coníferas con mayor demanda de semillas durante 1999-2004

Nombre científico	Venta (Kg)	Semillas viables
<i>Abies guatemalensis</i>	243.03	74,250
<i>Cupressus lusitánica</i>	133.45	1,948,077
<i>Pinus maximinoi</i>	125.61	1,229,997
<i>Pinus oocarpa</i>	105.22	774,206
<i>Pinus pseudostrobus</i>	93.58	959,640
<i>Pinus caribaea</i>	82.88	516,913
<i>Pinus ayacahuite</i>	44.76	165,492
<i>Pinus montezumae</i>	29.55	N/D
<i>Pinus chiapensis</i>	18.93	225,802
<i>Pinus tecunumanii</i>	11.72	74,404
<i>Thuja occidentalis</i>	7.36	98,738

Fuente: Boletín de Estadística Forestal 1999-2004 INAB

Cuadro 32A. Especies cuya venta de semillas generó más ingresos durante 1999-2004

Nombre científico	Venta (Q)
<i>Pinus maximinoi</i>	238,844
<i>Tectona grandis</i>	183,895
<i>Pinus oocarpa</i>	142,714
<i>Switenia macrophyla</i>	125,136
<i>Switenia humilis</i>	115,048
<i>Pinus pseudostrobus</i>	87,063
<i>Tabebuia donnell Smithii</i>	61,677
<i>Switenia mahogany</i>	56,999
<i>Pinus montezumae</i>	22,735
<i>Tabebuia rosa</i>	18,735

Fuente: Boletín de Estadística Forestal 1999-2004 INAB

Cuadro 33A. Especies de coníferas con mayor volumen aprovechado durante 2005

Especie	Volumen (m ³)
PINUMA	112,665
PINUOO	88,264
CUPRLU	33,775
PINUCA	18,149
PINUPS	13,233
PINUHA	8,882
PINUTE	6,866
PINUAY	2,936

Fuente: Boletín de Estadística Forestal 2005 INAB

Cuadro 34A. Especies de coníferas con mayor demanda de semillas durante 2005

Nombre científico	Venta (Kg)	Semillas viables
<i>Pinus maximinoi</i>	23.53	N/D
<i>Cupressus lusitanica</i>	21.57	N/D
<i>Pinus ayacahuite</i>	16.82	N/D
<i>Pinus oocarpa</i>	14.40	724,320
<i>Thuja occidentalis</i>	3.60	208,800
<i>Pinus chiapensis</i>	3.00	204,000
<i>Pinus tecunumanii</i>	2.50	N/D
<i>Pinus caribaea</i>	1.00	37,700

Fuente: Boletín de Estadística Forestal 2005 INAB

Cuadro 35A. Especies cuya venta de semillas generó más ingresos durante 2005

Nombre científico	Venta (Q)
<i>Pinus maximinoi</i>	54,117
<i>Swietenia macrophyla</i>	47,934
<i>Swietenia humilis</i>	32,685
<i>Tabebuia donnell Smithii</i>	30,355
<i>Pinus ayacahuite</i>	30,269
<i>Pinus oocarpa</i>	25,913
<i>Chalophyllum brasiliense</i>	23,636
<i>Tectona grandis</i>	22,687
<i>Leucaena leucocephala</i>	17,411
<i>Cupressus lusitanica</i>	17,255

Fuente: Boletín de Estadística Forestal 2005 INAB

Cuadro 36A. Especies de coníferas con mayor área plantada durante 1998-2004

Nombre científico	Hectáreas
<i>Pinus maximinoi</i>	7,264
<i>Pinus caribaea</i>	6,909
<i>Pinus oocarpa</i>	5,613
<i>Cupressus lusitanica</i>	3,654
<i>Pinus hartwegii</i>	1,109
<i>Pinus pseudostrobus</i>	842
<i>Pinus ayacahuite</i>	109
<i>Pinus tecunumanii</i>	88
<i>Pinus montezumae</i>	75
<i>Pinus chiapensis</i>	21
<i>Abies guatemalensis</i>	19
<i>Pinus patula</i>	7
Total	25,710

Fuente: Boletín de Estadística Forestal 2005 INAB

Cuadro 37A. Área reforestada por especie hasta el año 2008

Especie	Nombre común	Código	ha.	%
<i>Pinus maximinoi</i>	Pino	PINUMI	17,391.05	18%
<i>Tectona grandis</i>	Teca	TECTGR	14,691.84	15.60%
<i>Pinus caribaea</i> var. <i>hondurensis</i>	Pino	PINUCH, PINUCC, PINUCB	8,720.34	9.26%
<i>Tabebuia donnell Smithii</i>	Palo Blanco	TABEDO, CYBIDO, ROSEDO	5,682.80	6.04%
<i>Pinus oocarpa</i>	Pino	PINUOO	5,678.94	6.03%
<i>Gmelina arborea</i>	Melina	GMELAR	4,760.57	5.06%
<i>Cedrela odorata</i>	Cedro	CEDROD	1,133.06	1.20%
<i>Calophyllum brasiliense</i>	Santa María	CALOBR	919.17	0.98%
<i>Swietenia macrophylla</i>	Caoba	SWIEMA	750.94	0.80%
<i>Abies guatemalensis</i>	Pinabete	ABIEGU	49.18	0.05%
Total Área Especies Prioritarias			59,777.89	63.49%
Otras Especies			34,373.15	36.51%
Total Área			94,151.04	100%

Fuente: Datos del Instituto Nacional de Bosques (INAB)

Cuadro 38A. Frecuencia de códigos de forma y defectos del fuste para *Pinus oocarpa* en tres subregiones evaluadas

Código	Descripción	Subregión					
		I		III-3		IV-1	
		Pl/ha	%	Pl/ha	%	Pl/ha	%
1	Cola de zorro	-	-	-	-	22	2
2	Poco sinuoso	273	23	274	28	323	29
3	Muy sinuoso	95	8	216	22	45	4
4	Torcedura basal	83	7	-	-	156	14
5	Bifurcado	36	3	-	-	100	9
6	Inclinado	36	3	49	5	45	4
7	Enfermo	12	1	-	-	67	6
8	Con plagas	-	-	-	-	22	2
9	Copa asimétrica	12	1	-	-	-	-
A	Tallo quebrado con recuperación	24	2	-	-	22	2
B	Tallo quebrado sin recuperación	12	1	-	-	-	-
C	Sin copa	12	1	-	-	22	2
D	Pre plantación	213	18	-	-	67	6
E	Spp extraña	-	-	-	-	33	3
G	Raleado	463	39	39	4	-	-
L	Ejes rectos y sin defecto de forma	308	26	88	9	368	33

Fuente: Documento informe del crecimiento de plantaciones del programa PINFOR 2008

Cuadro 39A. Frecuencia de sanidad del fuste para la especie *Pinus oocarpa* en tres subregiones evaluadas

Código	Descripción	Subregión					
		I		III-3		IV-1	
		Pl/ha	%	Pl/ha	%	Pl/ha	%
A	Vigoroso	760	80	697	67	1068	80
D	Afectado eje principal	-	-	-	-	80	6
F	Afectado eje y ramas	-	-	-	-	40	3

Fuente: Documento informe del crecimiento de plantaciones del programa PINFOR 2008