

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES



**PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE COPAIBA
(*COPAIFERA PAUPERA* (HERZOG) DWYER)
MEDIANTE ENRAIZAMIENTO DE ESTAQUILLAS
JUVENILES EN CÁMARAS DE SUBIRRIGACIÓN, EN
JENARO HERRERA, LORETO, PERÚ.**

Presentado por:

Erika Joanna Morales Ruiz

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO FORESTAL

Lima - Perú
2016

DEDICATORIA

A mi madre por su apoyo incondicional y constante, a mi padre, a mi familia, a mí y a la vida que me ha dado tanto y por lo maravillosa que es.

A todas las personas que luchan por cambiar el mundo, por querer un mundo mejor, un país mejor, libre de injusticias, desigualdades y corrupción. A todos los que buscamos la armonía entre lo social, económico y ambiental.

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento

A mí.

A mis papás, mis hermanas, mis chukys y mi familia por el apoyo en este largo camino y el buen recibimiento cuando regresaba de viaje.

A mi patrocinador el Ing. Ignacio Lombardi por el asesoramiento y consejos para lograr los objetivos de la investigación.

A Fico Yopez por la idea en la iniciativa y el apoyo en la presente tesis.

Al Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) de Iquitos, al Ing. Herminio Inga por darme la oportunidad de realizar mi tesis en el vivero de CIJH del Programa de Investigación de Manejo Integral del Bosque y Servicios Ambientales (PROBOSQUE), por todo el apoyo brindado y facilitar las instalaciones para el desarrollo del presente trabajo de tesis.

A los técnicos del vivero Don Leo Ríos Macedo y Javier Souza Padilla por su apoyo a lo largo de la investigación.

A mis amigas: Mariana por el apoyo constante y mutuo mientras realizábamos nuestra tesis en Jenaro Herrera, a Cecilia por darme alojamiento, amistad y buena compañía en la ciudad de Iquitos, a las terrucas inocentes Bashi, Agatha, Andrea y Zurita por brindarme su apoyo constante a la distancia.

A Malu, Mariana y Eduardo por presionarnos constantemente para acabar la tesis.

A Damaris, mamá Edith, tía Nora y toda la familia Vega Bardales por acogerme en su hogar y hacerme sentir parte de la familia con su apoyo incondicional en Iquitos.

RESUMEN

Copaifera paupera, conocida como copaiba es un árbol nativo de la Amazonía Peruana. Su madera es de muy buena calidad, trabajable, y con ella se elaboran muebles, vigas, columnas, parquet, etc. Además, se obtiene un aceite exudado, el aceite de copaiba que tiene propiedades medicinales. Por lo tanto, esta especie es importante para la población local y citadina. Si se desea preservar la especie y cubrir la demanda de venta de plántulas se necesita una forma de reproducción que permite multiplicar genotipos y aumentar la ganancia genética en períodos muy cortos. El objetivo del estudio fue evaluar el efecto de 4 dosis de ácido indol-3-butírico (0 (testigo), 3000, 5000 y 7000 ppm) y 3 tipos de sustrato (arena fina, arena media y cascarilla de arroz carbonizada) sobre el enraizamiento de estacas de copaiba mediante cámaras de subirrigación. La investigación se realizó en el vivero del Centro de Investigaciones Jenaro Herrera del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) en Loreto, Perú, a través de un diseño completamente al azar con parcelas divididas (DCA y PD) con 12 tratamientos, con 25 repeticiones. Se evaluó el porcentaje de sobrevivencia, mortandad, brotación y enraizamiento, además de presencia de callos, número de raíces promedio y longitud de raíz mayor. Al término de 72 días las estacas del sustrato arena media y de la dosis 7000 ppm de AIB (independientemente) mostraron mayor enraizamiento. El tratamiento T2 (arena fina + 3000 ppm de AIB), reportó mejores resultados en sobrevivencia, presencia de callos y enraizamiento. El sustrato cascarilla de arroz carbonizada presentó los mejores resultados para porcentaje de brotación, número de raíces promedio y longitud de raíz mayor. Al aplicar dosis de AIB a 3000 ppm se obtuvo el mayor porcentaje de sobrevivencia y brotación, y presencia de callos.

Palabras claves: *Copaifera paupera*, cámara de subirrigación, propagación vegetativa, enraizamiento, ácido indolbutírico

ÍNDICE GENERAL

	Página
I. Introducción	1
II. Revisión de Literatura	3
1. Generalidades de Copaiba	3
1.1. Taxonomía.....	3
1.2. Morfología.....	3
1.3. Fenología	5
1.4. Usos.....	5
2. Sistemas de propagación.....	5
2.1. Propagación sexual.....	5
2.2. Propagación asexual	5
3. Propagación vegetativa a través de estacas	7
4. Bases fisiológicas de la formación de raíces adventicias.....	7
5. Factores bióticos que influyen en el enraizamiento	10
5.1. Selección y edad de la planta madre	10
5.2. Sección de la planta madre para la obtención de estacas	11
6. Factores abióticos que influyen en el enraizamiento	12
6.1. Efecto de la luz.....	12
6.2. Efecto de la temperatura ambiental.....	13
6.3. Efecto del medio de enraizamiento	13
6.4. Efecto de la humedad relativa.....	14
6.5. Efecto de reguladores de crecimiento	15
7. Cámara de subirrigación	18
8. Sustratos	20
8.1. Arena	21
8.2. Cascarilla de arroz carbonizada	22
9. Ácido indol 3 butírico (AIB).....	22
10. Experiencias	23
III. Materiales y Métodos.....	27
1. Área de estudio.....	27
2. Materiales y equipos	28
3. Metodología	29
3.1. Población y muestra.....	29
3.2. Diseño de la investigación.....	29
3.2.1. Cosecha de material vegetativo.....	29
3.2.2. Obtención de estaquillas.....	29
3.2.3. Desinfección de estaquillas.....	30
3.2.4. Aplicación de dosis hormonal	30
4. Sustrato.....	31
4.1. Arena	31
4.2. Cascarilla de arroz carbonizada	32
5. Ácido indol 3 butírico	32
6. Cámaras de sub-irrigación	32
6.1. Características.....	32
7. Instalación de estaquillas	33
8. Monitoreo	34

9.	Evaluaciones.....	34
9.1.	Variables.....	35
9.1.1.	Porcentaje de enraizamiento.....	35
9.1.2.	Porcentaje de mortandad.....	35
9.1.3.	Porcentaje de sobrevivencia.....	35
9.1.4.	Porcentaje de brotación.....	35
9.1.5.	Presencia de callo.....	35
9.1.6.	Número de raíces promedio por estaca.....	35
9.1.7.	Longitud de raíz mayor (CM).....	36
10.	Diseño estadístico.....	36
10.1.	Procesamiento y análisis de datos.....	36
IV.	Resultados y discusión.....	39
1.	Caracterización del desarrollo de estacas.....	39
1.1.	Porcentaje de enraizamiento.....	39
1.2.	Poncentaje de mortandad.....	44
1.3.	Porcentaje de sobrevivencia.....	46
1.4.	Porcentaje de brotación.....	49
1.5.	Presencia de callos.....	53
1.6.	Número de raíces promedio por estaca.....	59
1.7.	Longitud de raíz mayor.....	62
V.	Conclusiones.....	65
VI.	Recomendaciones.....	67
VII.	Referencias bibliográficas.....	69
VIII.	Anexos.....	77

Índice de tablas

	Página
Tabla 1: Granulometría de la arena.....	21
Tabla 2: Insumos.....	28
Tabla 3: Materiales y equipos.....	28
Tabla 4: Temperaturas interna y ambiental.....	34
Tabla 5: Evaluaciones de estaquillas.....	34
Tabla 6: Descripción de los tratamientos.....	36
Tabla 7: Análisis de varianza.....	37

Índice de figuras

	Página
Figura 1: Rama terminal de <i>Copaifera paupera</i> (Copaiba).....	4
Figura 2: Características de la cámara de sub-irrigación.	20
Figura 3: Cosecha de rebrotes.....	29
Figura 4: Estaca de copaiba	30
Figura 5: Desinfección de estaquillas.....	30
Figura 6: Desinfección sustrato arena.	31
Figura 7: Desinfección sustrato cascarilla de arroz.....	32
Figura 8: Cámara de sub-irrigación.....	33
Figura 9: Instalación de estaquillas.....	33
Figura 10: Porcentaje de enraizamiento por tratamiento.	39
Figura 11: Porcentaje de enraizamiento por tipo de sustrato.....	40
Figura 12: Porcentaje de enraizamiento por dosis de AIB.	41
Figura 13: Porcentaje de mortandad por tratamiento.....	44
Figura 14: Porcentaje de mortandad por tipo de sustrato.....	45
Figura 15: Porcentaje de mortandad por dosis de AIB.	45
Figura 16: Porcentaje de sobrevivencia por tratamiento.....	47
Figura 17: Porcentaje de sobrevivencia por tipo de sustrato.	47
Figura 18: Porcentaje de sobrevivencia por dosis de AIB.....	48
Figura 19: Brotación por tratamiento	49
Figura 20: Brotación por tipos de sustrato.	50
Figura 21: Brotación por dosis de AIB.....	50
Figura 22: Caracterización de estacas por tratamiento.	52
Figura 23: Presencia de callos por tratamientos.....	54
Figura 24: Presencia de callos por tipo de sustrato.	55
Figura 25: Presencia de callos por dosis de AIB.....	56
Figura 26: Caracterización total de estacas por tratamiento.	57
Figura 27: Número de raíces promedio por tratamiento.....	59
Figura 28: Número de raíces promedio por tipo de sustrato.....	61
Figura 29: Número de raíces promedio por dosis de AIB.	61
Figura 30: Longitud de raíz mayor por tratamiento.....	63

Figura 31:	Longitud de raíz mayor por tipo de sustrato.....	63
Figura 32:	Longitud de raíz mayor por dosis de AIB.	64

Índice de anexos

	Página
Anexo 1 Ubicación de centro de investigaciones de Jenaro Herrera, Requena, Loreto, Perú	77
Anexo 2 Distribución de tratamientos.....	78
Anexo 3 Análisis estadístico enraizamiento	79
Anexo 4 Análisis estadístico mortandad.....	80
Anexo 5 Análisis estadístico sobrevivencia.....	81
Anexo 6 Análisis estadístico brotación.....	82
Anexo 7 Análisis estadístico presencia de callos.....	83
Anexo 8 Análisis estadístico número de raíz promedio	84
Anexo 9 Análisis estadístico longitud de raíz mayor	85
Anexo 10 Estacas enraizadas	86
Anexo 11 Estacas con brotación	88

I. INTRODUCCIÓN

La gran diversidad de flora de nuestra amazonia peruana alberga una serie de especies de valor comercial, las que por el aprovechamiento selectivo se ven afectadas y pueden ir desapareciendo, entre ellas se encuentra la copaiba (*Copaifera paupera* (Herzog) Dwyer). Esta especie es perjudicada por este tipo de aprovechamiento, el cual limita la disponibilidad de semillas tanto en calidad como en cantidad necesaria para su producción y reposición a través de programas de reforestación. La propagación sexual (por semilla) de la copaiba es exitosa. Sin embargo, esta especie tiene un periodo fenológico anual para la obtención de semillas (Reynel et al., 2003), lo cual restringe la posibilidad de abastecimiento y reproducción rápida.

La propagación vegetativa por medio de estaquillas es una alternativa viable que ofrece muchas ventajas si se emplea correctamente. Gárate (2010) destaca la propagación vegetativa por el método de estacas juveniles y la considera como un proceso de impacto tecnológico: por su eficiencia en la obtención de altos porcentajes de enraizamiento, por la reducción del tamaño de la estaca (que permite una mayor eficiencia del material vegetativo), de gran aplicabilidad por su práctica implementación y de mayor viabilidad económica para el establecimiento de plantones clonales a gran escala.

Hartmann y Kester (1995) señalan que la propagación vegetativa se utiliza para producir una planta que posea el mismo genotipo que la planta madre y esto es posible porque todas las células de una planta poseen la información necesaria y/o suficiente para reproducir la planta entera. Mesén et al. (1996) señalan que la propagación vegetativa y la silvicultura clonal ofrecen los medios para lograr las mejores ganancias genéticas en menos tiempo.

Además, es posible eliminar la dependencia del uso de semillas (Mesen et al., 1992; Hartmann y Kester, 1995); la propagación vegetativa es importante en el mejoramiento genético forestal, porque permite multiplicar genotipos superiores y aumentar la ganancia genética en períodos muy cortos (Zobel y Talbert, 1988).

La copaiba se encuentra en la región amazónica, mayormente por debajo de los 700 msnm; es una especie esciófita presente en bosques primarios. Su madera es de muy buena calidad, es trabajable y de buena durabilidad, se utiliza para elaborar muebles, estructuras de construcción como vigas, columnas y travesaños, machihembrados, parquet, contrachapados y laminados; además se usa su exudado, llamado aceite de copaiba, con fines medicinales y para la elaboración de cosméticos y jabones (Reynel et al., 2003). Por lo tanto, esta especie es importante para la población local y citadina. Si se desea preservar la especie y cubrir la demanda de venta de plántulas se necesita una forma de reproducción que sea eficaz y rápida; la propagación vegetativa mediante enraizamiento de estaquillas es la alternativa adecuada ya que genera una rápida producción de plántulas mediante clones, no se depende de la fenología de la especie y no demanda de una alta inversión económica.

El Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) ha desarrollado proyectos de propagación vegetativa de especies forestales en los departamentos de Loreto, Pucallpa y San Martín. El Centro de Investigaciones de Jenaro Herrera (CIJH) del IIAP de Iquitos cuenta con el Programa de Investigación en Manejo Integral del Bosque y Servicios Ambientales (PROBOSQUES) que viene desarrollando el proyecto de propagación vegetativa de diferentes especies forestales como caoba, lupuna, huacapú, palo rosa, copaiba, entre otras. Para la propagación vegetativa de estas especies se emplean diferentes sustratos y diferentes dosis de hormonas reguladoras de crecimiento como el ácido indol-3-butírico, mediante camas o cámaras de subirrigación. Ésta hormona, AIB, se considera la auxina más comúnmente utilizada para la formación de raíces, porque es mucho más potente que el ácido indolacético y que otras auxinas de síntesis (Rout, G. R. 2006).

Considerando la importancia de la especie y el hecho que aún no existen resultados de investigaciones en enraizamiento por estacas juveniles se planteó como objetivo general de la presente investigación contribuir al conocimiento de la propagación vegetativa de la copaiba usando cuatro dosis de ácido indol-3-butírico (AIB) y tres tipos de sustrato, mediante cámaras de subirrigación. Los objetivos específicos fueron: determinar el nivel de enraizamiento de las estaquillas empleando tres tipos de sustrato (arena fina, arena media y cascarilla de arroz), y finalmente conocer cuál es el efecto de cuatro dosis de AIB (0 ppm (testigo), 3000 ppm, 5000 ppm y 7000 ppm) sobre el enraizamiento de las estaquillas juveniles de copaiba, mediante el uso de una tecnología sencilla y económica como es la utilización de cámaras de subirrigación.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

1. GENERALIDADES DE COPAIBA

Reynel et al. (2003) indica que Copaiba se encuentra distribuida en Región Amazónica, mayormente debajo de los 700 msnm. Se le observa en ámbitos con pluviosidad elevada y constante; es una especie esciófita, presente en bosques primarios; prefiere suelos arcillosos a limosos, fértiles y bien drenados, con pedregrosidad baja a media.

1.1. TAXONOMÍA

Según Tropicos.org (2016), la descripción taxonómica de la especie es:

Reino	: Plantae
División	: Magnoliophyta
Clase	: Equisetopsida
Subclase	: Magnoliidae
Orden	: Fabales
Familia	: Fabaceae
Género	: <i>Copaifera</i> L.
Especie	: <i>Copaifera paupera</i> (Herzog) Dwyer

1.2. MORFOLOGÍA

Árbol de 20 a 30 m de altura; de tronco recto, con copa globosa y amplia, puede alcanzar 30 m de alto, corteza rugosa, gris verdosa con lenticelas pequeñas parduzcas, con ramitas glabras. Hojas paripinnadas coriáceas, alternas, compuestas, presentan de 4 a 5 pares de folíolos, pelúcidos punteados, densos y finamente reticulados; lustrosas en ambas caras, oblicuamente oblonga elípticas, redondeadas o agudas en la base, obtusamente acuminadas de 3 a 5 cm de largo y de 1 a 2 cm de ancho. Inflorescencia terminal racimosa, en panículas estrechas. Flores blancas, sésiles, olorosas, pequeñas, bisexuales, glabras por fuera y vellosas por dentro. Fruto

legumbre bivalva dehiscente. Semillas de 1, 2 hasta 4 cubiertas por un arilo de vivo color anaranjado. (IIAP, 2003).

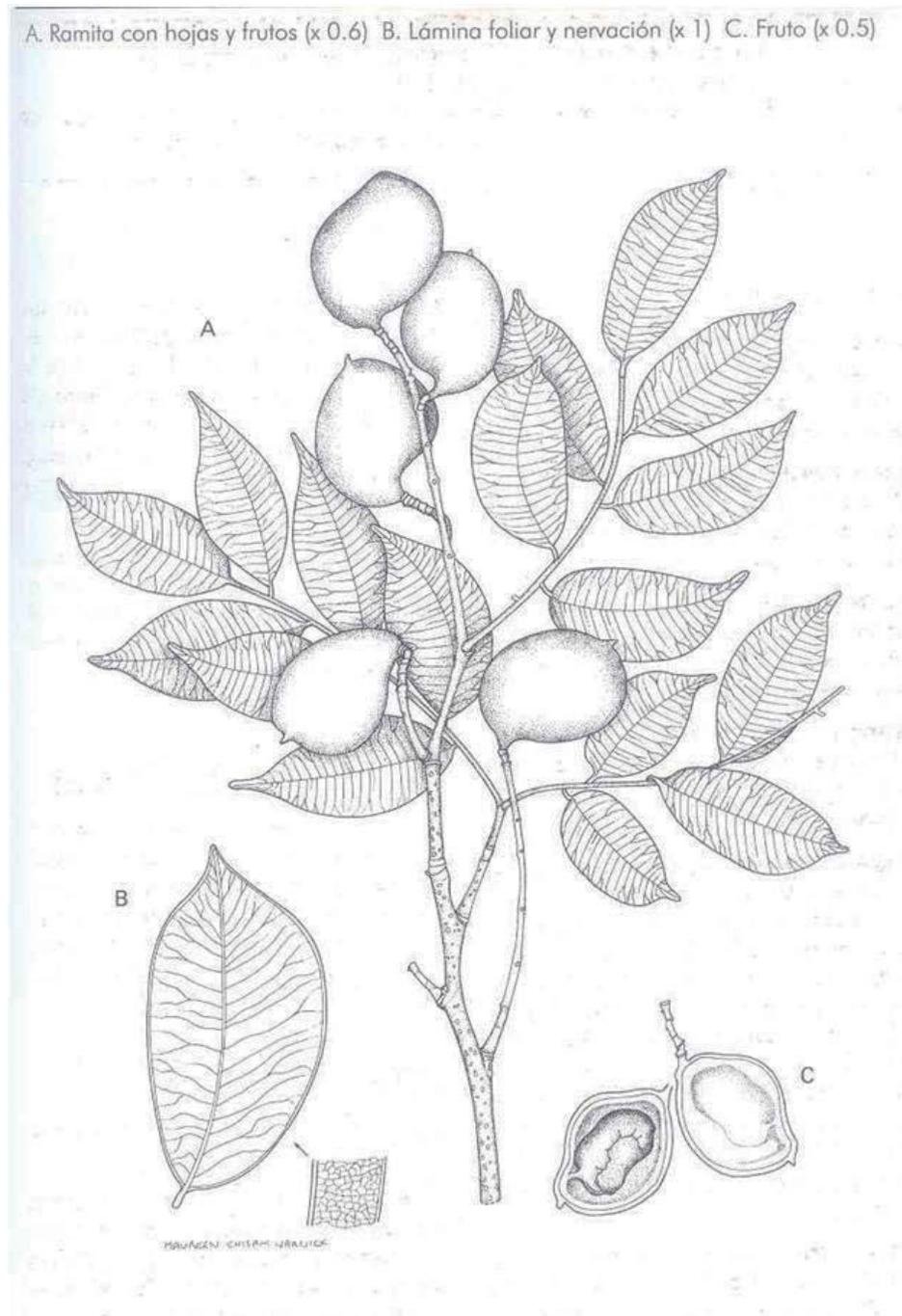


Figura 1: Rama terminal de *Copaifera paupera* (Copaiba).

FUENTE: Reynel et al. (2003)

1.3. FENOLOGÍA

Reynel et al. (2003) nos manifiesta registros de floración a lo largo del año, y de fructificación entre fines de la estación seca e inicios de la estación de lluvias, en septiembre-enero.

1.4. USOS

La madera de copaiba es de muy buena calidad, semidura y semipesada, de color blanquecino en la albura a rojo amarillento en el duramen cuando seca, con grano recto y textura media a fina, también con veteado de arcos superpuestos y bandas longitudinales angostas. Es trabajable, de buena durabilidad, y con ella se elaboran muebles, estructuras de construcción como vigas, columnas y travesaños, machihembrados, parquet, contrachapados y laminados (INIA-OIMT, citado por Reynel et al, 2003).

Horadando el tronco del árbol se obtiene un aceite exudado, el bálsamo de Copaiba, que tiene propiedades medicinales como cicatrizante para lesiones en la piel. Este bálsamo contiene hidrocarburos sesquiterpénicos, aceites esenciales y ácidos resínicos; se le emplea también en la fabricación de cosméticos y jabones (Trease & Evans, citado por Reynel et al, 2003).

2. SISTEMAS DE PROPAGACIÓN

2.1. PROPAGACIÓN SEXUAL

La propagación sexual o germinativa, se refiere a la propagación por medio de semillas, en la cual existe una recombinación genética de los progenitores, logrando así la posibilidad de una variabilidad entre las nuevas plantas (Hartmann y Kester, 1996).

Reynel et al. (2003) indican que la propagación sexual (por semilla) de la copaiba en viveros es exitosa. Por su parte, MINAGRI (2015) nos señala que mediante semilla sexual, con previa eliminación del arilo, en plantaciones en fajas se logró una supervivencia del orden del 47%, y en plantaciones demostrativas una planta de 3,5 años logró una altura de 2,28 m, con una supervivencia del 98%.

2.2. PROPAGACIÓN ASEXUAL

La propagación vegetativa, se define como la multiplicación de una planta a partir de una célula, un tejido, un órgano (raíces tallos, ramas, hojas) (Rojas et al., 2004). Esto es posible, debido a que las células vegetales conservan la capacidad de regenerar la estructura entera de la planta; esta capacidad se debe a factores como la totipotencia, es decir, que cada célula

vegetal viviente contiene en su núcleo, la información genética necesaria para reconstituir todas las partes de la planta y sus funciones, a través de reproducción somática basada exclusivamente en mitosis; y la diferenciación o capacidad de las células maduras de volver a una condición meristemática y desarrollar un punto de crecimiento nuevo (Hartmann y Kester, 1995; Rojas et al., 2004; Vieira de Souza, 2007).

Para las plantas superiores, Barbat (2006) menciona que las técnicas de mayor importancia comercial son: el estaqueado, injerto y algunas prácticas de cultivos en “vitro” relacionadas con la propagación. Con la propagación vegetativa se asegura la conservación de un germoplasma valioso; asimismo, nos permite obtener descendencias homogéneas desde el punto de vista genético (clones) ya que permite captar y transferir al nuevo árbol (ramet) todo el potencial genético del árbol donador (ortet) (Zobel y Talbert, 1988; Hartmann y Kester 1995; Barbat, 2006; Soudre et al., 2008). Es probable que en algunos casos no se aprecien las características fenotípicas del individuo original, debido a que el nuevo individuo puede ser influenciado por la variación ambiental (Zobel y Talbert, 1988), pero si es claro que el nuevo individuo es genéticamente idéntico al original.

Además, es posible eliminar la dependencia del uso de semillas (Mesen et al., 1992; Hartmann y Kester, 1995); la propagación vegetativa es importante en el mejoramiento genético, porque permite multiplicar genotipos superiores y aumentar la ganancia genética en períodos muy cortos (Zobel y Talbert, 1988).

Es importante estudiar varias especies de árboles y arbustos de interés, ya que existen muchas barreras que dificultarían su reproducción, o que puedan estar en peligro de extinción; sin embargo, es posible propagar en cierto grado todas las especies difíciles, siempre en cuando se conozcan las condiciones adecuadas que permitan propagarlo; entendiéndose que la propagación vegetativa está aumentando rápidamente y es de vital importancia para el mejoramiento genético forestal (Zobel y Talbert, 1988).

3. PROPAGACIÓN VEGETATIVA A TRAVÉS DE ESTACAS

Rojas et al., (2004) manifiesta que la propagación por estacas consiste en cortar brotes, ramas o raíces de la planta, las cuales se colocan en una cama enraizadora, con el fin de lograr la emisión de raíces y brotación en la parte aérea, hasta obtener una nueva planta. O bien como cualquier porción de una planta (raíz, tallo, hoja) que es separada de ésta y que es inducida para que forme raíces (Wells, 1979).

La estaca es una porción separada de la planta, provista de yemas caulinares y hojas, e inducida a formar raíces y brotes a través de manipulaciones químicas, mecánicas y/o ambientales (Baldini, 1992); la estaca una vez enraizada se llama barbado (Baldini, 1992; Barbat, 2006). Asimismo, Cuculiza (1956) indica que en una acepción más amplia, se denominan estacas: a raíces, hojas, fracciones de hojas utilizadas como tales; con la finalidad de obtener nuevas plantas.

Las estacas se dividen en tres grandes grupos, atendiendo a su origen: estacas de raíz, de tallo y de hojas. El método de propagación a través de estacas de tallo es el más importante (Cuculiza, 1956; Hartmann y Kester, 1996).

La propagación vegetativa a través de estacas de tallo es el medio más importante y más utilizado en el mundo, en la propagación de árboles de interés forestal y arbustos ornamentales, tanto de especies caducas como de hoja ancha y siempre verdes de hoja angosta (como las coníferas, por ejemplo). Las estacas se usan, también, extensamente en la propagación comercial en invernadero de muchos cultivos florales y su empleo es común en la propagación de diversas especies frutales (Hartmann y Kester, 1996).

4. BASES FISIOLÓGICAS DE LA FORMACIÓN DE RAÍCES ADVENTICIAS

La formación de raíces adventicias en la estaca comprende una serie de complejos procesos anatómicos y fisiológicos, que se realiza por acción combinada de las auxinas y cofactores de enraizamiento que se promueven en las hojas y yemas. Los cofactores internos tienen una mayor influencia en la rizogénesis, tal como lo indican Weaver (1988) y Hartmann y Kester (1995) respecto a la iniciación de raíces adventicias.

Según Hartmann y Kester (1995) las raíces adventicias son de dos tipos: raíces preformadas y raíces de lesiones. Las raíces preformadas se desarrollan naturalmente, las raíces de lesiones

se desarrollan solo después de que se ha realizado la estaca, como una respuesta al efecto de lesión al preparar la misma; quedan expuestas sobre la superficie cortada, las células muertas y conductoras del xilema.

El proceso subsecuente de cicatrización y regeneración se efectúa en los siguientes tres pasos: Primero, la formación de una placa necrótica que sella la herida de un material suberoso (suberina) y tapa el xilema con goma. Segundo, después de unos días la formación de una capa de células del parénquima (callo) y tercero, en ciertas células próximas al cambium vascular y al floema se empiezan a iniciar raíces adventicias.

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

Hartmann y Kester (1995) señalan que los cambios anatómicos que pueden observarse en el tallo durante la iniciación de raíces pueden dividirse en cuatro etapas:

- Desdiferenciación de las células maduras específicas.
- Formación de iniciales de raíz en ciertas células cercanas a los haces vasculares, las cuales se han vuelto meristemáticas por la desdiferenciación.
- Desarrollo subsecuente de éstas, en primordios de raíces organizados.
- Desarrollo de emergencia de estos primordios radicales hacia afuera, a través del tejido del tallo, más la formación de conexiones vasculares entre los primordios radicales y los tejidos conductores de la propia estaca.

Una buena iniciación del desarrollo radical adventicio, depende de la presencia en las estacas de cierto número de cofactores, que en combinación con las auxinas permiten que las estacas formen raíces (Weaver, 1976). Un cofactor se puede definir como una sustancia natural con

acción catalítica y reguladora del metabolismo, pero cuya acción no es suficiente por sí misma para determinar fenómenos de desarrollo, sino que actúan a manera de coenzimas (Rojas, citado por Mansilla, 2004).

El origen de las raíces se localiza en un amplio rango de tejidos, de los cuales el cambium, el floema y el periciclo son los tejidos más importantes, mientras que la corteza, la médula y el xilema son de menor importancia (Haissig, citado por Díaz, 1991). Así lo confirma Weaver (1988) quién indica que, las raíces adventicias de estacas de tallos, se originan generalmente en el tejido del floema secundario joven, si bien, esas raíces proceden también de otros tejidos, como son el cambium, los radios vasculares o la medula. Contrario a esto, los anillos de esclerénquima situados en el exterior del punto de origen de las raíces, a veces llegan a constituir una barrera anatómica (Beakbany, citado por Díaz, 1991).

Según Leakey (1985) los requisitos para la iniciación y la elongación de las raíces a menudo difieren, siendo el primero influido por la condición genética y estado fisiológico de la planta, mientras que el segundo es más sensible a los factores medio ambientales.

Es sabido que la presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte acción estimulante sobre la iniciación de raíces. Es probable que el fuerte efecto promotor de inducción de raíces que ejercen las hojas y yemas, se deba a otros factores más directos, dado que las yemas y hojas son poderosos productores de auxinas y los efectos se observan directamente debajo de ellas, ya que existe un transporte polar, del ápice a la base (Hartmann y Kester, 1996).

Las auxinas se sintetizan en las hojas y meristemas apicales, a partir del aminoácido triptófano y se mueven a través de células parenquimáticas, desde su lugar de formación hacia los haces vasculares del tallo y a diferencia de lo que ocurre con los azúcares, iones y otros solutos, que se transportan a través de los tubos cribosos del floema este transporte, célula a célula, se caracteriza por ser lento (1 cm/hora) en raíces y tallos; además, es un transporte polar es decir, siempre basipétalo en el tallo (hacia la base) y en raíces también es un transporte polar, pero en sentido acropétalo (hacia los ápices) (Strasburger, 1994).

El callo es una masa irregular de parénquima en varios estados de lignificación (Hartmann y Kester, 1995), la callosidad es un recurso defensivo, así el hecho de que una estaca llegue a formar una magnífica callosidad no es el índice de enraizamiento, pues las raíces no se forman de esa callosidad sino que son continuidad de los radios vasculares de la estaca (Cañizares, 1972). En la mayoría de plantas, la formación de callo y raíces son independientes entre sí y

cuando ocurre simultáneamente es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares (Hartmann y Kester, 1995).

Boutherin y Bron (1994) indican que, los meristemos juegan un papel muy importante al momento de la multiplicación vegetativa y esta multiplicación lleva consigo casi siempre la formación de nuevos meristemos. El meristemo caulinar dará lugar al aparato aéreo y el meristemo radical que dará lugar al aparato subterráneo. Asimismo, indica que las yemas y las hojas sean el asiento privilegiado de una cierta forma de “memoria” que dirigen a las células hacia la organización de meristemos radicales.

5. FACTORES BIÓTICOS QUE INFLUYEN EN EL ENRAIZAMIENTO

5.1. SELECCIÓN Y EDAD DE LA PLANTA MADRE

Jara (1995) citado por Aguirre y Fassbender (2013) señala que la selección de árboles sobresalientes (árboles plus) representa la etapa inicial y más importante para el establecimiento de una fuente semillera y de un programa de mejoramiento genético forestal, teniendo en cuenta el uso final para la especie, ya sea el aprovechamiento de madera o de productos forestales diferentes a la madera.

Las características fenotípicas que se quieren mejorar pueden variar de especie a especie y cambiar con el tiempo. Algunas características se expresan en el periodo juvenil y otros en el periodo adulto, los caracteres que están fuertemente controlados por los genes tienen un valor genético cercano al valor fenotípico, por ello la selección fenotípica puede ser aplicada a estos caracteres. Sin embargo, existen caracteres influenciados por el ambiente que son considerados de baja heredabilidad, como por ejemplo el volumen (Roulund y Olsen, 1992).

FAO (s.f.) define al árbol plus como aquel que se manifiesta fenotípicamente superior al resto de los individuos de su especie. Para ello debe cumplir con ciertos requisitos:

Teniendo en cuenta lo expuesto sobre la importancia de la participación local, se exponen pautas propuestas por Moreyra-Wachtel y Trelles (2013) para la planificación interpretativa:

- Encontrarse en rodales coetáneos de densidad uniforme.
- Ser dominante (excepcionalmente co-dominante).
- Diámetro superior al promedio del rodal.

- Fuste recto y cilíndrico.
- Copa de diámetro pequeño y balanceada.
- Poseer ramas cortas de poco diámetro y de ángulo de inserción en el fuste lo más cercano a 90°.
- Presentar tolerancia a enfermedades, deficiencia y plagas.
- Propiedades tecnológicas de la madera adecuadas, según las necesidades.
- No ser un árbol borde.

Las estacas obtenidas de plantas jóvenes o de sectores más juveniles tienen mayor capacidad para formar raíces (Dirr y Heuser, 1987; Botti, 1999). Cualquier tratamiento previo que logre rejuvenecer a la planta o mantener la fase juvenil (podas drásticas, aplicaciones de giberelinas, injertos) será efectivo para favorecer el enraizamiento de las estacas. Es posible que con la edad se acumulen inhibidores del enraizamiento, como por ejemplo algunos tipos de fenoles, o bien disminuyan otros fenoles que favorecen el proceso (Botti, 1999).

5.2. SECCIÓN DE LA PLANTA MADRE PARA LA OBTENCIÓN DE ESTACAS

Este efecto es de suma importancia. Las diferencias de enraizado según la posición de la estaca en el árbol, puede deberse a una distribución desigual de hormonas vegetales y de reservas nutritivas en las diferentes partes de la planta (Santelices, 1998). El mejor enraizamiento de los extremos de las ramas y tallos (yema terminal) puede ser explicado por la posibilidad de contengan mayores concentraciones de sustancias endógenas promotoras del enraizamiento. También en las estacas terminales existe menos diferenciación, habiendo más células que pueden volverse meristemáticas (Hartmann y Kester, 1996).

Es necesario destacar que pueden existir diferencias en el enraizamiento y crecimiento entre las estacas obtenidas de los tallos y otras obtenidas de ramas, en la misma planta madre (Macdonald, 1986; Dirr Y Heuser, 1987; Hartmann Y Kester, 1996). En ciertas especies las estacas tomadas de ramas laterales con frecuencia tienen un porcentaje de enraizamiento mayor que aquellas tomadas de ramas terminales fuertes y vigorosas (Hartmann y Kester, 1996). Sin embargo, en ciertas especies las plantas propagadas por estacas tomadas de ramas

laterales pueden tener un hábito de crecimiento indeseable, denominado topófisis (Macdonald, 1986; Dirr y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1996).

La topófisis consiste en un cambio o variación de fases de diferentes partes de la planta y cuyos meristemas perpetúan esas fases en su descendencia vegetativa (Macdonald, 1986; Hartmann y Kester, 1996). En la práctica la topófisis se manifiesta en que una estaca tomada del tallo (ortotrópico) de una planta madre tendrá el mismo hábito de crecimiento vertical. En cambio, una estaca extraída de una rama de hábito plageotrópico se desarrollará y crecerá horizontalmente, o sea perpetuará el hábito plageotrópico (Macdonald, 1986; Dirr y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1996).

6. FACTORES ABIÓTICOS QUE INFLUYEN EN EL ENRAIZAMIENTO

6.1. EFECTO DE LA LUZ

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

El enraizamiento de las estacas con radiación solar por debajo del nivel óptimo está limitado por la carencia de carbohidratos y suministro de auxinas a la base de la estaca. Por encima del óptimo, es posible que exista demasiada concentración de carbohidratos, fotodestrucción de las auxinas, cambios en las relaciones de agua y concentración de sustancias promotoras o inhibitoras del crecimiento (Hartmann y Kester, 1996).

En todos los tipos de crecimiento y desarrollo de las plantas, la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis. La duración y la intensidad de la luz son factores que deben ser considerados, ya que son fundamentales en la producción de hormonas o auxinas y en la fotosíntesis, básicamente en la formación de carbohidratos, y por lo tanto necesaria para la iniciación y formación de raíces y yemas en las estacas; (Macdonald, 1986). En algunas especies el mayor porcentaje de enraizamiento se obtiene con fotoperíodos largos y de iluminación continua (Hartmann y Kester, 1996).

6.2. EFECTO DE LA TEMPERATURA AMBIENTAL

Las temperaturas excesivas del aire tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y a aumentar la pérdida de agua por las hojas (Hartmann y Kester, 1996), hecho indeseable para la propagación. Ocurre también el aumento de la transpiración, provocando necrosamiento (Fachinelo, 1986 citado por Torres, 2003), y aumenta la respiración de los tejidos, provocando un agotamiento de las reservas nutricionales.

Mientras que bajas temperaturas reducen el proceso fotosintético (Carrera, 1977 citado por Torres, 2003), y disminuyen el metabolismo de las estacas, llevando a un mayor tiempo para el enraizamiento o, incluso aún, proporcionando condiciones inadecuadas para que ocurra desarrollo y crecimiento radicular (Xavier, 2002 citado por Torres, 2003).

Debido a que las temperaturas dependen del nivel de irradiación, el uso de sombra es una medida efectiva para prevenir un aumento en la temperatura del sustrato de enraizamiento y del aire que rodea las estacas (Leakey y Mesén, 1991 citados por Nuñez, 1997).

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

6.3. EFECTO DEL MEDIO DE ENRAIZAMIENTO

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

El medio de enraizamiento puede afectar el tipo de sistema radical que se originan de las estacas. Las estacas de algunas especies si se hacen enraizar en arena, producen raíces largas,

no ramificadas, gruesas y quebradizas, pero cuando enraízan en una mezcla como arena y musgo turboso, o de perlita y musgo turboso, desarrollan raíces bien ramificadas, delgadas y flexibles, de un tipo más apropiado para extraer y volver a plantar (Hartmann y Kester, 1996).

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

También debe poseer un buen drenaje y estar libre de microorganismos (Peate, 1989). Además, debe contener un escaso contenido de materia orgánica (Sandoval, 1997), con una densidad aparente baja, para facilitar su mezcla, manipulación, traslado y trasplante (James, 1986).

El sustrato tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento y debe ser considerado como parte integral de cualquier sistema de propagación. Un buen sustrato combina una buena aireación con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agentes contaminantes.

Mesén (1998), menciona que en estudios realizados en el CATIE, han empleado sustratos fáciles de conseguir, generalmente grava fina, arena, aserrín descompuesto y mezclas de estos materiales.

6.4. EFECTO DE LA HUMEDAD RELATIVA

En la atmósfera seca, hay un aumento en la evapotranspiración y las estacas pueden desecarse. Diaz (1991) indica que se precisa de una humedad relativa del aire alta en los comienzos del enraizado para reducir la evapotranspiración y evitar el marchitamiento de los propágulos, ya que las hojas son en extremo sensible a cualquier pérdida de agua por evaporación, pérdida que no puede ser compensada con una absorción de agua por la parte baja de la estaca aunque esta esté sumergida en el agua. Los vasos conductores están, en efecto, parcialmente bloqueados por los mucílagos y los productos de oxidación que se forman en la superficie de corte (Braudeau, 1981).

La pérdida de agua es una de las principales causas de muerte de estacas antes de la formación de raíces, pues para que haya división celular, es necesario que las células del tejido de la

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

La humedad alrededor de las estacas tiene influencia en el estatus hídrico; la mayoría de los sistemas de propagación tienden a mantener un alto grado de saturación en la atmósfera a través del uso de coberturas de polietileno o a través del suministro de agua en minúsculas gotas, o aun, a través de la combinación de ambos métodos (Malavasi, 1994 citado por Torres, 2003). El efecto más inmediato que se atribuye al déficit hídrico sobre la capacidad para enraizar, es el cierre estomático. Esto afecta la ganancia de carbohidratos por medio de la fotosíntesis, al reducir la difusión de dióxido de carbono a los cloroplastos. A su vez, relaciona el cierre estomático causado por deficiencia de agua, con el aumento en el contenido del ABA (ácido abscísico), el cual ha sido considerado un inhibidor del enraizamiento (Loach, 1988 citado por Nuñez, 1997).

6.5. EFECTO DE REGULADORES DE CRECIMIENTO

Existe cierto número de compuestos sintéticos que cuando son introducidos en la planta con frecuencia producen resultados similares a aquellos causados por las hormonas que ocurren naturalmente. Estos compuestos han sido denominados “Reguladores de Crecimiento Vegetal” o Fitorreguladores y no pueden ser llamadas hormonas (Barcelló, 1992 citado por Fanego, 2006).

Ha sido bien documentado el efecto que tienen las auxinas en promover el desarrollo de raíces adventicias en la base de la estaca, por medio de la capacidad de promover la iniciación de primordios radicales y de transportar carbohidratos y cofactores a la base de la estaca (Leakey et al., 1985 citados por Nuñez, 1997).

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

El transporte de las auxinas se realiza en forma polar, quiere decir que en el tallo se dará en dirección basípeta y en la raíz en dirección acrópeta (Fanego, 2006). El transporte polar ocurre

por la diferencia del potencial hídrico del tallo, el cual es positivo en la base y negativo en el ápice, como el AIA es un ácido que resulta ser electronegativo, es repelido por las células apicales y atraído por las basales (Valdés, 2001 citado por Fanego, 2006). El movimiento ocurre normalmente en los tejidos como un todo a través de las células, más bien que usando conductos del xilema y del floema. Presumiblemente el proceso de transporte implique una interacción entre el AIA y la membrana plasmática de las células de las plantas (Fanego, 2006).

La acción auxínica parece ser muy particular y se ejercería fundamentalmente en dos etapas: en la primera, el efecto es de estimulación del crecimiento, pero la duración del efecto estimulante se acorta progresivamente con el aumento de la concentración. Ello termina por provocar una inhibición que es la que caracteriza la segunda etapa. El agente responsable sería el etileno, cuya síntesis es estimulada cuando la concentración de la auxina aumenta (Sivori, 1980 citado por Mansilla, 2004).

Hartmann y Kester (1996) indican que el propósito de tratar las estacas con reguladores de crecimiento es aumentar el porcentaje de enraizamiento, reducir el tiempo de iniciación de raíces y mejorar la calidad del sistema radical formado.

Las auxinas mejoran el transporte y la producción de la sacarosa en las hojas, que es uno de los factores que más ayudan al enraizamiento, por ser una fuente de carbono (Jarvis, 1986).

Las auxinas pueden ser aplicadas de varias formas, pero en general, los métodos más utilizados son la aplicación en mezclas con talco neutro, la inmersión rápida en soluciones concentradas (quick dip), remojo en soluciones acuosas diluidas y, exclusivamente para fines experimentales, la aplicación con micro jeringas (Mesén, 1998).

La técnica de inmersión rápida consiste en introducir la base de la estaca en una solución concentrada de la auxina por pocos segundos e insertar inmediatamente la estaca en el medio de propagación, si es en solución de alcohol, hay que evaporarlo antes de introducirlo (Mesén, 1998).

El método de tratamiento con solución concentrada tiene varias ventajas respecto a otros; elimina la necesidad de disponer de equipos para remojar las estacas y después volverlas a mojar para insertarlas en el medio de enraíce. Además, es muy probable que se obtengan resultados más uniformes debido a que las condiciones circundantes no influyen tanto en la

absorción de la sustancia por las estacas como en los otros dos métodos (Hartmann y Kester, 1996).

Otros autores recomiendan el uso de alcoholes diluidos al 50% para no causar daños en el tejido vegetal. Sin embargo, existe el problema de que los ácidos no se disuelvan. Las soluciones deben ser ajustadas para cada especie, dependiendo del grado de lignificación de la estaca y la duración de la inmersión no debe ser prolongada (Blazich, 1988).

El AIB es una auxina sintética químicamente similar al AIA que en la mayoría de las especies ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso como sustancia promotora de enraizamiento. Tiene la ventaja de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradada fácilmente por la luz o microorganismos y al ser insoluble en agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto (Mesen, 1998).

La aplicación de reguladores de crecimiento para el enraizamiento se torna necesario cuando el balance citocinina/auxina se encuentra muy alto. Por lo tanto es necesario que haya un balance adecuado, especialmente auxinas, giberelinas y citocininas, o sea, un equilibrio entre promotores e inhibidores del proceso de iniciación radicular. La manera más común de promover ese equilibrio es a través de la aplicación exógena de reguladores de crecimiento sintéticos, como AIA (ácido indolacético), AIB (ácido indolbutírico), o ANA (ácido naftalenacético), que pueden elevar el contenido de auxina en el tejido y proporcionar mayor porcentaje, velocidad, calidad y uniformidad de enraizamiento (Norberto, 1999; Wendling, et al. 2000 citados por Torres, 2004).

Las plantas poseen varios mecanismos que reducen o anulan la efectividad del AIA, conjugándolos con otros compuestos o destruyéndolo, lo cual no sucede con el AIB o el ANA (Blazich, 1988).

Dentro del rango normal de concentración de AIB utilizadas para la mayoría de las especies (0.1 - 0.2%), las concentraciones mayores también tienen un efecto positivo al inhibir el crecimiento de las yemas en las estacas durante las primeras semanas en el propagador, al inducir el transporte de asimilados hacia la base de la estaca y permitir el desarrollo de raíces sin competencia con un brote en crecimiento. Una vez que se forman las raíces, la recuperación del balance hídrico y las reacciones fotosintéticas en la planta restauran el balance de crecimiento entre el brote y las raíces. Si no se aplican auxinas, el brote podría

empezar a desarrollarse en la estaca antes de la formación de las raíces. Esto crea un punto de atracción de asimilados hacia los brotes, en competencia con la base de la estaca, lo cual reduce el enraizamiento (Mesen, 1993).

7. CÁMARA DE SUBIRRIGACIÓN

En muchos países tropicales, el elevado capital y los costos en el mantenimiento de los sistemas de nebulización y de otros sistemas de propagación, los hacen inapropiados excepto para proyectos a gran escala comercial (Newton y Jones, 1993); es por ello que surgió la idea de crear un sistema más simple y económico capaz de funcionar en condiciones de ausencia de electricidad y de agua de cañería, el cual es el propagador de polietileno (Leakey et al., 1990), también llamado el propagador o cámara de subirrigación (Mesén et al., 1992).

Fue desarrollado en el Instituto de Ecología Terrestre de Escocia (ITE) en un trabajo conjunto entre el CATIE y el ITE (Leakey et al., 1990). Consiste en un invernadero en miniatura, los cuales tienen función de proveer agua por capilaridad a los diferentes sustratos y evitar su evaporación (Mesén, 1998). Ha sido probada con éxito en Centro América y África (Leakey et al., 1990); que probaron ser efectivos para la propagación de gran cantidad de especies tropicales, con las ventajas adicionales de que son baratos y fáciles de utilizar y no requieren de electricidad ni agua de cañería, lo cual los hace apropiados para condiciones rurales y programas de capital (Mesén, 1998); ya que propone el uso de materiales disponibles localmente y puede usarse a pequeña o gran escala (Longman, 1993).

El propagador de subirrigación, consiste básicamente en un marco de madera o de metal rodeado por plástico transparente para hacerlo impermeable. Los primeros 25 cm se cubren con capas sucesivas de piedras grandes (6.0 a 10.0 cm de diámetro), piedras pequeñas (3.0 a 6.0 cm) y grava, y los últimos 5 cm. se cubren con un sustrato de enraizamiento (arena fina, aserrín, etc.). Los 20 cm basales se llenan con agua, de manera que el sustrato de enraizamiento siempre se mantendrá húmedo por capilaridad. Para introducir el agua u observar su nivel, se utiliza una sección de bambú o cualquier otro material (plástico) insertado verticalmente a través de las diferentes capas de material. Internamente se utilizan marcos de reglas que le dan apoyo a la estructura y a la vez proporcionan subdivisiones que permiten el uso de sustratos diferentes dentro del mismo propagador. La caja se cubre con una tapa que ajuste bien, también forrada de plástico, para mantener alta la humedad interna.

Longman (1993) citado por Gárate (2010) indica que un tamaño conveniente de una cámara de sub-irrigación es de 1 m de ancho y 2,5 m de largo. La altura debe estar entre 0,5 y 1 m, con una cubierta inclinada. Hartmann y Kester (1995) citados por el mismo autor indican que en estructuras cerradas, el uso de sombras hace que se tenga un mejor control de la temperatura, además de regular el paso de la radiación solar y la temperatura hacia los ambientes.

En cuanto a la cantidad de agua a utilizarse, Vásquez (2009) señala que se utilizan en promedio 80 litros de agua que permiten irrigar el interior de la cámara, utilizando tubos de plástico de 4" de diámetro, además recomienda el cambio del agua cada 6 meses.

La cámara de sub-irrigación puede ser protegida por una malla negra (rachell o sarán), colocada a 2 m de altura sobre el nivel del suelo, esto disminuirá la temperatura y la cantidad de luz al 80%, (Sánchez, 2011).

La efectividad de la cámara de subirrigación parece radicar en su capacidad de minimizar el estrés hídrico, protegiendo las estacas de las fuertes variaciones ambientales externas, capaz de mantener humedades relativas arriba altas, al igual que lo hace el propagador de nebulización por aspersión (Newton y Jones, 1993). Bajo condiciones tropicales, el propagador de subirrigación también mantiene las temperaturas del aire y del sustrato dentro de los rangos normales para el enraizamiento de especies forestales (20-25 °C y 18-30 °C, respectivamente) (Mesén et al., 1996).



Figura 2: Características de la cámara de sub-irrigación.

FUENTE: Leakey et al. (1990); Longman (1993); Soudre et al. (2011).

8. SUSTRATOS

Rosello et al. (2002) indica, son muchos y muy variados los sustratos que se pueden encontrar en la actualidad, esto debido a las combinaciones que realizan los investigadores con el fin de encontrar el medio propagativo ideal en las diferentes especies.

En una investigación sobre sustratos para uso en viveros ecológicos, sostienen que el sustrato que utilizemos deberá cumplir la normativa en el sentido más estricto. Esto vendrá reflejado en un uso ecológicamente sostenible, es decir, debería estar compuesto de materiales renovables, con un ritmo de extracción que permita su perdurabilidad en espacio y tiempo, respetando el entorno donde están situados o aquel a donde van a llegar. Por supuesto, cuanto más cercana tengamos la fuente de origen del sustrato del vivero, menor será el impacto causado (Rosello et al., 2002).

Los sustratos realizan la función de sustentar las estacas durante el periodo de enraizamiento, proporcionando humedad, es fuente de abono, el lugar de almacenamiento de fertilizantes y permite la aeración de sus bases (Hartmann y Kester, citados por Jarma et al., 2004).

8.1. ARENA

La arena es el medio de enraizamiento preferido, el cuál proporciona aireación y retención de agua adecuada, la apertura de hoyos, la inserción y la extracción de las estacas enraizadas son más fáciles (Mesen, 1998). La arena es de bajo costo y fácil de obtener, debe ser lo suficientemente fina como para retener humedad alrededor de las estacas y bastante gruesa para permitir que el agua drene a través de esta (Hartmann y Kester, 1995).

En propagación, generalmente se emplea arena de cuarzo. De preferencia se debe fumigar o tratar con calor para esterilizarla antes de usarla. No contiene nutrientes minerales y no tiene capacidad amortiguadora (Buffer) o capacidad de intercambio catiónico. Casi siempre se usa en combinación con algún material orgánico Hartmann y Kester (1995).

El tipo de arena, favorece el enraizamiento particular de algunas especies nativas como *Cedrela odorata* que presenta un mayor porcentaje de enraizamiento en arena gruesa, *Swietenia macrophylla* en arena media y *Cedrelinga cateniformis* en arena fina (Soudre et al., 2010).

Tabla 1: Granulometría de la arena.

<i>MATERIAL</i>	<i>CARACTERÍSTICAS</i>	<i>TAMAÑO (mm)</i>
Piedra	-	Mayor de 70
Grava	Gruesa	30 a 70
	Media	5 a 30

	Fina	2 a 5
Arena	Gruesa	1 a 2
	Media	0,2 a 1
	Fina	0,1 a 0,2
Polvo	Grueso	0,05 a 0,01
	Fino	0,02 a 0,05
Limo	Grueso	0,006 a 0,05
	Fino	0,002 a 0,006
Arcilla	Gruesa	0,0006 a 0,002
	Fina	0,0002 a 0,0006
Ultra arcilla	-	0,00002 a 0,0002

FUENTE: Juárez y Rodríguez (2005.)

8.2. CASCARILLA DE ARROZ CARBONIZADA

La cascarilla de arroz carbonizada se considera un buen sustrato para la germinación de semillas y enraizamiento de estacas, tiene las siguientes características: permite la penetración y el intercambio de aire en la base de las raíces, tiene color, es ligero y permeable que permita una buena aireación y drenaje, es un volumen constante es seco o húmedo, está libre de malezas, nematodos y patógenos, no requiere tratamiento químico para la esterilización, ya que era esterilizada con la carbonización (Xavier, 1993).

La cascarilla de arroz es un subproducto de la industria molinera, que resulta abundantemente en las zonas arroceras de muchos países y que ofrece buenas propiedades para ser usado como sustrato hidropónico. Entre sus principales propiedades físico-químicas tenemos que es un sustrato orgánico de baja tasa de descomposición, es liviano, de buen drenaje, buena aireación y contenido minerales que fueron generados en la carbonización, el cual puede ser beneficioso para el desarrollo de las plantas. Su costo de transporte es bajo.

9. ÁCIDO INDOLL 3 BUTÍRICO (AIB)

El AIB es una auxina químicamente similar al AIA que en la mayoría de las especies ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y actualmente es la de mayor uso como sustancia promotora del enraizamiento, tiene la ventaja de no ser toxica en un amplio rango

de concentraciones, no se degrada fácilmente por la luz o microorganismos y por ser insoluble en logra permanecer mayor tiempo en el sitio de aplicación (Mesen, 1998).

Esta hormona se considera la auxina más comúnmente utilizada para la formación de raíces, porque es mucho más potente que el ácido indolacético y que otras auxinas de síntesis (Rout, G. R. 2006).

Sobre la concentración óptima, Mesen (1998) nos dice que varía de acuerdo a la especie utilizada, el tipo de material vegetativo, el sistema de propagación, el método de aplicación, etc. Esto se determinara para cada caso en particular con una simple prueba en la que se evalúe un rango amplio de concentraciones bajo un diseño experimental apropiado.

10. EXPERIENCIAS

Mesén et al. (1992); señalan que mediante el uso de los propagadores de sub irrigación, se pueden esperar porcentajes de enraizamiento entre 70 y 100% para las especies forestales.

Mesén (1998) menciona que el sustrato arena media dió buenos resultados como medio de enraizamiento con la mayoría de especies, es posible que se deba al mejor balance entre aireación y humedad de las partículas de la arena media al influir en la disponibilidad de oxígeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas. Además, menciona que el mejor resultado de enraizado resultó en arena media en la especie forestal de *Gmelina arborea*.

Díaz et al. (1992), mencionan que las estacas sin tratamiento hormonal alcanzaron un 58% de formación de raíces, y las dosis más altas evidenciaron problemas de toxicidad, con una reducción de los porcentajes de enraizamiento a 50% con la dosis de 8000 ppm y 3000ppm.

Por otro lado, Ruíz y Mesén (2010) señalan que el tratamiento testigo mayormente obtiene el menor porcentaje de enraizamiento, ya que ese patrón de respuesta ha sido encontrado en gran cantidad de otras especies.

Flores (2010) obtuvo un mejor enraizamiento de estacas de ishpingo (*Amburana cearensis*) de las posiciones apical y medio, lo cual muestra la posibilidad de que en el ápice se encuentren la mayor concentración de sustancias endógenas promotoras del enraizamiento ya que las mismas se originan en las partes apicales. Por su parte Soudre et al. (2011), determinaron que la posición de la estaca influyó en la capacidad de enraizamiento (porcentaje

de enraizamiento y longitud de las raíces adventicias) de *Cedrelinga cateniformis*. Registrando el mayor porcentaje de enraizamiento (70%) y mayor longitud de raíces adventicias las estacas de las posiciones medio. También señalan que las estacas de tornillo, de las posiciones medias y basales, son más promisorias para el enraizamiento frente a las apicales.

Cervantes (2011) indica, utilizando cámaras de sub-irrigación se obtuvo mejores resultados de enraizamiento con arena media y fina (67,71%) y en las dosis de AIB de 0.8 y 0.2% con 61% para la especie forestal *Manilkara bidentata*.

Bajo el uso de propagadores de sub-irrigación en el ensayo realizado por Vasquez (2009), los mejores resultados en enraizamiento de estaquillas para la especie *Swietenia macrophylla* fueron de 19,5% en la dosis AIB de 3000 ppm y 20% para el sustrato arena media. Además, señala que usando arena gruesa como sustrato obtuvo un porcentaje de sobrevivencia del 95%, y con la dosis 1000 ppm un 88% de sobrevivencia. Usando arena fina como sustrato obtuvo un porcentaje de brotación del 49%, y para la dosis 1000 ppm un 49% de brotación, siendo estos los valores más altos. Los mejores resultados de callosidad en las estaquillas para la especie *Swietenia macrophylla* fueron de 69% en la dosis AIB de 1000 ppm y 76% para el sustrato arena gruesa.

Ruiz et al. (2005) en su investigación sobre melina (*Gmelina arborea*), determinaron que las estacas de los entrenudos apicales mostraron mayor porcentaje de brotación que las estacas de los entrenudos basales, aunque las diferencias fueron moderadas.

Santelices (2005) señala que no necesariamente debe ocurrir una secuencia de formación de callo y raíces, esto lo observó para la especie *Nothofagus alessandrii*.

En un estudio realizado en *Crytomeria japonica*, el número de raíces por estacas estuvo inversamente relacionado con el contenido volumétrico de agua en el medio, sugiriendo que el exceso de agua actúa como barrera para la difusión del oxígeno, según Loach (1986) citado por Nuñez (1997).

El número promedio de raíces por estaquilla mayormente muestra una típica tendencia creciente al aumentar la dosis de AIB, como se ha observado en muchas otras especies tropicales (Mesén, 1993; Mesén et al., 1996) tales como en estacas de *Cordia alliodora*, *Vochisia guatemalensis* (Mesén et al., 1996) y *Khaya ivorensis* (Tchoundjeu y Leakey, 1996).

Ruiz y Mesén (2010) y Cervantes (2011) obtuvieron mejores resultados en longitud de raíz mayor para las dosis más altas de AIB para las especies *Plukenetia volubilis* y *Manilkara bidentata*, respectivamente, y resultados más bajos en los tratamientos sin aplicación de AIB.

Gárate (2010) señala que el periodo óptimo de enraizamiento es característico de cada especie, pero por lo general es de 30 a 50 días para la mayoría de especies forestales.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

1. ÁREA DE ESTUDIO

La investigación se desarrolló en el vivero forestal “Antonio Aróstegui” ubicado en el Centro de Investigaciones Jenaro Herrera (CIJH) del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), ubicado a 2,5 Km. al este del poblado de Jenaro Herrera perteneciente al distrito de Jenaro Herrera, Provincia Requena, Departamento de Loreto.

El área se caracteriza por un clima tropical, con alta precipitación, humedad y temperatura. La temperatura media anual es de 26.5 °C, con variaciones estacionales que se extienden entre 25.1 ° C (julio) y 26.5 ° C (diciembre) y la precipitación promedio anual de 2,521 mm. La estación lluviosa ocurre durante los meses de diciembre a marzo y la estación seca de julio a septiembre. La humedad relativa promedio es de 85.9 %, con un valor menor (<el 85.5 %) entre los meses de julio a octubre; y un valor mayor (el 87.2 %) entre los meses de febrero y abril (IIAP, 2016).

El CIJH se encuentra a una altitud de 110 msnm y cuyas coordenadas UTM son N 7366814 y E 0490389 (Anexo 1).

2. MATERIALES Y EQUIPOS

En la cosecha del material vegetativo a propagar y en la instalación del ensayo se utilizaron los siguientes insumos, equipos y materiales:

Tabla 2: Insumos.

<i>Insumos</i>
Brotos de plantones de copaiba del vivero de CIJH
Sustratos (arena fina, arena media y cascarilla de arroz carbonizada)
Soluciones hormonales de Ácido Indol 3-butírico (AIB) (3000, 5000 y 7000 ppm)
Fungicida Cupravit OB 21 (30 gr. / 10 litros de agua)
Gravilla

FUENTE: Elaboración propia.

Tabla 3: Materiales y equipos.

<i>Materiales y equipos</i>
Cajas térmicas para el transporte del material vegetal
Cámara de sub-irrigación
Termómetro digital
Vernier mecánico
Tijera de podar
Regla metálica de 30 cm
Papel periódico
Codificadores (palitos de chupete)
Plumones indelebles
Guantes quirúrgicos
Cinta métrica
Abanico
Mascarilla
Libreta de campo
Cámara fotográfica
Lapiceros

FUENTE: Elaboración propia.

En la evaluación y monitoreo de las estacas se utilizaron equipos, materiales y herramientas: aspersor manual, vernier mecánico, regla metálica de 30 cm, libreta de campo, cámara fotográfica y un formato en Excel para facilitar la sistematización de datos.

3. METODOLOGÍA

3.1. POBLACIÓN Y MUESTRA

La población estuvo conformada por la cantidad total de estaquillas juveniles obtenidas de los plantones de *Copaifera paupera* del vivero forestal del CIJH. La muestra la conformaron 300 estaquillas.

3.2. DISEÑO DE LA INVESTIGACIÓN

3.2.1. COSECHA DE MATERIAL VEGETATIVO

El material vegetativo se obtuvo de los rebrotes juveniles de los plantones de copaiba ubicados en las camas de crecimiento del vivero forestal del CIJH-IIAP, estas plantas jóvenes de copaiba fueron producidas a partir de semillas botánicas. Treinta días antes del ensayo se realizó un corte en el ápice de los plantones para inducir el crecimiento de brotes. Se cosechó el material vegetativo en horas de la mañana y se transportó en una caja térmica de tecnopor para evitar que los brotes se deshidraten. Las estacas más fácilmente enraizables son las que se obtienen de rebrotes en troncos cortados. (Figura 3).



Figura 3: Cosecha de rebrotes.

FUENTE: Elaboración propia.

3.2.2. OBTENCIÓN DE ESTAQUILLAS

En el laboratorio del vivero se obtuvieron las estaquillas de los brotes ortotrópicos, sanos y vigorosos. No se consideró estaquillas basales muy lignificadas ni estaquillas de longitudes muy cortas (menor a 2 cm). Se consideró longitudes de estaquillas entre 3 a 5 cm y diámetros

de 2 a 3,5 mm. Cada estacilla tenía dos folíolos con el 100% de área foliar y de 1 a 2 nudos (Figura 4).



Figura 4: Estaca de copaiba

FUENTE: Elaboración propia.

3.2.3. DESINFECCIÓN DE ESTAQUILLAS

Todas las estaquillas de copaiba fueron sumergidas por un periodo de 10 minutos en una solución fungicida de oxiclورو de cobre, Cupravit al 0,3%, para su desinfección. Finalmente, fueron oreadas por 20 minutos (Figura 5).



Figura 5: Desinfección de estaquillas.

FUENTE: Elaboración propia.

3.2.4. APLICACIÓN DE DOSIS HORMONAL

La solución auxínica de ácido indol 3 butírico fue en dosis de 0 ppm (testigo), 3000 ppm, 5000 ppm y 7000 ppm.

Se sumergió la base de las estaquillas en las soluciones hormonales de acuerdo a sus tratamientos, cerca de 0,5 cm por un lapso de 3 a 5 segundos, y con la ayuda de un ventilador manual se secaron durante 40 a 50 segundos hasta que el alcohol se volatilice y pueda fijarse solamente la hormona.

4. SUSTRATO

4.1. ARENA

Los sustratos arena fina (0,1-0,2 mm) y arena media (0,2-1 mm) fueron lavados, secados y desinfectados. La desinfección consistió en colocar la arena sobre una base en un recipiente, llenando de agua el recipiente hasta la altura de la base para posteriormente ponerlo a hervir. De esta manera el vapor de agua desinfectó la arena (Figura 6).



Figura 6: Desinfección sustrato arena.

FUENTE: Elaboración propia.

Los medios de enraizamiento convenientes son la arena fina, la vermiculita y la turba (Whight, 1964 citado por Zanoni 1975). La arena se usa frecuentemente porque facilita el riego. Una arena de cuarzo, fina, es preferible para la mayoría de las plantas. La mezcla arena-turba con frecuencia ayuda a la formación de raíces (Cooper et al, 1945 citado por Zanoni, 1975).

4.2. CASCARILLA DE ARROZ CARBONIZADA

Para la desinfección de la cascarilla de arroz se utilizó un horno carbonizador artesanal. En este proceso de carbonización se eliminan agentes patógenos y semillas de malezas, y se liberan minerales que puedan favorecer a las estaquillas (Figura 7).



Figura 7: Desinfección sustrato cascarilla de arroz.

FUENTE: Elaboración propia.

5. ÁCIDO INDOLL 3 BUTÍRICO

Las estaquillas fueron tratadas con 4 dosis de ácido indol-3-butírico (AIB): 0, 3000, 5000 y 7000 ppm. Las soluciones hormonales se prepararon con la disolución precisa de AIB químicamente puro, en alcohol a 96%, para obtener la concentración deseada.

6. CÁMARAS DE SUB-IRRIGACIÓN

6.1. CARACTERÍSTICAS

Construida a base de madera pre-dimensionada y forrada con mica translúcida de polietileno, diseño propuesto por Leakey et al. (1990), de dimensiones: 2,50 m de largo, 1 m de ancho, 1 m de altura y un área total de 2,5 m². La base de la cámara se rellenó con capas sucesivas de piedra (6 – 10 cm), gravilla (5 cm) y los sustratos desinfectados de arena (fina o media) o cascarilla de arroz (5 cm). Posteriormente se agregó agua hasta la base del sustrato a través de una sección de tubo de plástico de 4” de diámetro insertado verticalmente en las diferentes capas de material permitiendo sobresalir 10 cm sobre la superficie del propagador. De manera que una vez cerrado el propagador, se creó un ambiente interior de alta humedad relativa, evitando que las estaquillas sufran estrés hídrico.

La cámara fue instalada sobre un piso asfaltado y plano para permitir la homogeneidad en la distribución del agua al interior de la cámara y cubierto por una malla sarán sombreadora de 80% para regular el paso de la radiación solar y la temperatura hacia las cámaras de subirrigación (Figura 8).



Figura 8: Cámara de sub-irrigación.

FUENTE: Elaboración propia

7. INSTALACIÓN DE ESTAQUILLAS

En los sustratos se abrieron hoyos de aproximadamente 2 cm de profundidad donde se establecieron las estacas a un espaciado 8 cm, dentro de la cámara de sub-irrigación (Figura 9).



Figura 9: Instalación de estaquillas.

FUENTE: Elaboración propia

8. MONITOREO

En la cámara de sub-irrigación se colocó un termómetro digital lo que permitió el registro de la temperatura (°C) interna de la cámara de propagación y un termómetro ambiental colocado directamente a la intemperie. Los datos fueron registrados diariamente a las 08:00, 12:00 y 15:00 horas.

La temperatura ambiental promedio durante los 72 días que duró el ensayo fue de 27,3°C variando entre 24,2°C - 32°C; sin embargo, la temperatura promedio en el interior de cámara por día fue de 29,2°C variando entre 20,2°C – 36,2°C (Tabla 4).

Tabla 4: Temperaturas interna y ambiental.

<i>TEMPERATURA (C°)</i>	<i>PROMEDIO</i>	<i>RANGO</i>
Ambiental	27,6	24,2 - 32
Interior de la cámara	29,2	20,2 – 36,2

FUENTE: Elaboración propia

Los riegos se realizaron con el uso de un aspersor manual dos veces al día a las 08:00, y 15:00 horas. Se realizaron inspecciones diarias para detectar y corregir problemas patológicos, eliminar hojas caídas o estacas con síntomas de necrosis que puedan ser foco de infección.

9. EVALUACIONES

Se realizaron 4 evaluaciones, donde se observó la presencia de callos, el desarrollo radicular, mortandad. El ensayo tuvo una duración de 72 días, empezó el 24 de marzo y concluyó el 04 de junio de 2015. En la primera evaluación que se realizó a las estaquillas se registró datos de 10 estaquillas escogidas al azar de cada tratamiento. Para la segunda y tercera evaluación se registró los datos de las mismas estaquillas de la primera evaluación, con el propósito de determinar el momento adecuado para el repique y la última evaluación. Y en la última evaluación se registró los datos de todas las estaquillas que comprende el ensayo. Metodología propuesta por el vivero del CIJH del IIAP-Iquitos.

Tabla 5: Evaluaciones de estaquillas.

<i>EVALUACIÓN</i>	<i>DÍA</i>
-------------------	------------

1º	15
2º	30
3º	49
4º	72

FUENTE: Elaboración propia.

9.1. VARIABLES

Las cinco primeras variables son evaluadas para determinar el comportamiento de las estaquillas con respecto a la formación y desarrollo de las raíces, su adaptación al medio y por el objetivo del estudio. Las dos variables restantes son evaluadas para determinar la influencia de los sustratos, dosis de AIB e interacción de estos en el crecimiento de las raíces.

9.1.1. PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO

Se determinó al final del experimento, el número de estacas enraizadas entre el número total de estacas sembradas. Se consideró como estaca enraizada la que presentó al menos una raíz de 2 mm de largo.

9.1.2. PORCENTAJE DE MORTANDAD

Se evaluó al final del experimento, el número de estacas muertas en base al total de estacas sembradas. Se consideró una estaca muerta cuando tenía el 50% o más de necrosamiento a partir de su pared basal, o haya perdido los dos folíolos.

9.1.3. PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA

Se evaluó al final del experimento, el número de estacas que presentaron signos de adaptación al medio en base al número total de estacas sembradas.

9.1.4. PORCENTAJE DE BROTAÇÃO

Se evaluó al final del experimento, el número de estacas que reportaron brotes en base al número total de estacas sembradas.

9.1.5. PRESENCIA DE CALLO

Se determinó observando la presencia o ausencia de callos en el número total de estacas sembradas. Fue evaluado en los 72 días que duró el ensayo.

9.1.6. NÚMERO DE RAÍCES PROMEDIO POR ESTACA

Se evaluó al final del experimento, contándose el número total de raíces/número de estacas enraizadas, determinándose el promedio de raíces por estaca enraizada.

9.1.7. LONGITUD DE RAÍZ MAYOR (CM)

Se evaluó al final del experimento, midiendo con vernier milimetrado la longitud de la raíz más larga de cada estaca enraizada.

10. DISEÑO ESTADÍSTICO

10.1. PROCESAMIENTO Y ANÁLISIS DE DATOS

Se empleó el diseño completamente al azar con parcelas divididas (DCA y PD), en donde las parcelas corresponden a los sustratos y las parcelas pequeñas a las dosis de AIB (Anexo 2). Se probaron tres tipos de sustrato (arena fina, arena media y cascarilla de arroz carbonizada), influenciados por cuatro soluciones hormonales de Ácido Indol 3-Butirico AIB (0 (testigo), 3000, 5000, y 7000 ppm) haciendo un total de 12 tratamientos, con 25 repeticiones. Además, se emplearon 25 estaquillas por cada tratamiento que hicieron un total de 300 estaquillas usadas en el ensayo.

Tabla 6: Descripción de los tratamientos.

TRATAMIENTO	CLAVE	DESCRIPCIÓN DEL TRATAMIENTO
T1 (testigo)	a1b1	Arena fina, 0 ppm de AIB
T2	a1b2	Arena fina, 3000 ppm de AIB
T3	a1b3	Arena fina, 5000 ppm de AIB
T4	a1b4	Arena fina, 7000 ppm de AIB
T5 (testigo)	a2b1	Arena media, 0 ppm de AIB
T6	a2b2	Arena media, 3000 ppm de AIB
T7	a2b3	Arena media, 5000 ppm de AIB
T8	a2b4	Arena media, 7000 ppm de AIB
T9 (testigo)	a3b1	Cascarilla de arroz, 0 ppm de AIB
T10	a3b2	Cascarilla de arroz, 3000 ppm de AIB
T11	a3b3	Cascarilla de arroz, 5000 ppm de AIB
T12	a3b4	Cascarilla de arroz, 7000 ppm de AIB

FUENTE: Elaboración propia.

Los datos obtenidos de las variables fueron procesados en el software Microsoft Excel versión 2013, y sometidos a un Análisis de Varianza (ANOVA) y a la prueba de comparación múltiple de medias por el método de Tukey ($p < 0.05$) para determinar la naturaleza de las diferencias entre tratamientos (ver la existencia de diferencias significativas) en el programa estadístico SAS versión 9.1.

Los datos de las variables expresadas en porcentaje fueron transformados convenientemente mediante la fórmula $\sqrt{\%}$ y los datos de conteo transformados a $\sqrt{x+1}$. según Snedecor y Cochran, (1980), citados por Ruíz-Solsol y Mesén (2010). Posteriormente, para su interpretación los valores fueron convertidos a sus unidades originales.

El modelo aditivo lineal usado en el ensayo fue:

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \gamma_{ij} + \beta_k + (\alpha\beta)_{ik} + C_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} = Es el enraizamiento observado con el i-ésimo nivel del factor sustrato, j-ésima repetición, y k-ésimo nivel del factor AIB.

μ = Es el efecto de la media general.

α_i = Es el efecto del i-ésimo nivel del factor sustrato (a).

γ_{ij} = Es el efecto del error experimental en parcelas.

β_k = Es el efecto del k-ésimo nivel del factor AIB (b).

$(\alpha\beta)_{ik}$ = Es el efecto de la interacción en el i-ésimo nivel del factor sustrato y el k-ésimo nivel del factor AIB.

C_{ijk} = Error experimental.

Para:

$i= 1,2,\dots,a$

$j= 1,2,\dots,r$

$k= 1,2,\dots,b$

Tabla 7: Análisis de varianza.

<i>Fuente de Variación</i>	<i>Grados de Libertad</i>
Factor A (Sustrato)	2

Error (a)	72
Factor B (Dosis AIB)	3
Interacción AxB	6
Error (b)	216
Total	299

FUENTE: Elaboración propia.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

1. CARACTERIZACIÓN DEL DESARROLLO DE ESTACAS

1.1. PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO

Se observa que las estacas provenientes de los tratamientos T5 (Arena media + 0 ppm) y T12 (Cascarillas de arroz carbonizada + 7000 ppm) reportaron mayor porcentaje de enraizamiento con 28 %, mientras que las estacas del tratamiento T11 (Cascarilla de arroz carbonizada + 5000 ppm) alcanzaron el menor valor de porcentaje de enraizamiento con 4% (Figura 10).

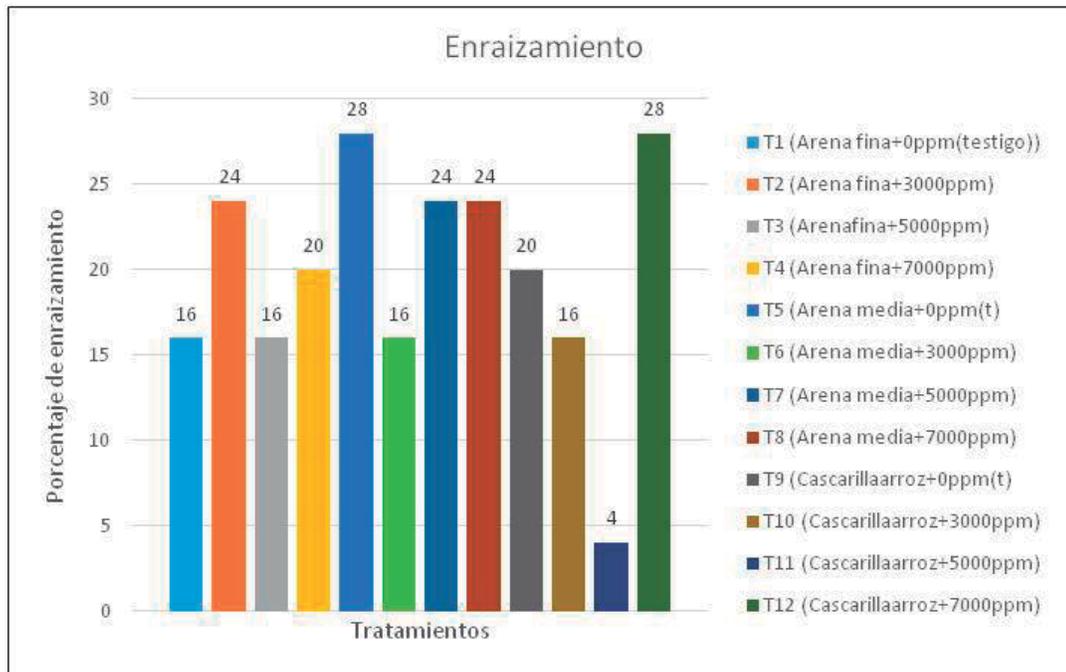


Figura 10: Porcentaje de enraizamiento por tratamiento.

El análisis de varianza efectuado para la variable porcentaje de enraizamiento de estaquillas de *Copaifera paupera* no presentó diferencias estadísticamente significativas para dosis de AIB, tipos de sustratos ni interacción dosis de AIB con tipos de sustrato (Anexo 3).

En cuanto a la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal tipo de sustrato, se puede indicar que no hubo diferencias significativas entre arena media, arena fina y cascarilla de arroz (Anexo 3); el porcentaje de enraizamiento fue 19%, 23% y 17% respectivamente.

Siendo la arena media la que presentó una mayor y mejor respuesta de enraizamiento (Figura 11).

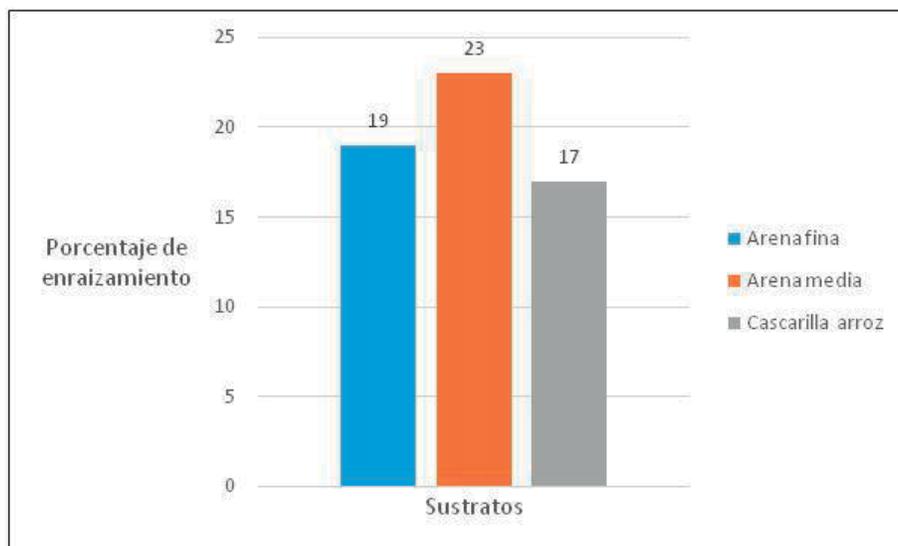


Figura 11: Porcentaje de enraizamiento por tipo de sustrato.

Loach (1988) indica que cada especie tiene sus requerimientos particulares en cuanto a sustrato de enraizamiento, aparentemente asociado al balance entre agua y aire del mismo. Mesén (1998) menciona que el sustrato arena media dió buenos resultados como medio de enraizamiento con la mayoría de especies, es posible que se deba al mejor balance entre aireación y humedad de las partículas de la arena media al influir en la disponibilidad de oxígeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas. Durante el enraizamiento, el oxígeno funciona como un receptor de electrones en la respiración e influye en la bioquímica de la mitosis, la cual permite expansión celular y por ende, el crecimiento inicial de las raíces (Haissig, 1986). Además, Mesén (1998), menciona que el mejor resultado de enraizado resultó en arena media en la especie forestal de *Gmelina arborea*.

Los medios de enraizamiento convenientes son la arena fina, la vermiculita y la turba (Whight, 1964 citado por Zanoni 1975). La arena se usa frecuentemente porque facilita el riego. Una

arena de cuarzo, fina, es preferible para la mayoría de las plantas. La mezcla arena-turba con frecuencia ayuda a la formación de raíces (Cooper et al, 1945 citado por Zanoni, 1975).

La prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el factor principal dosis de AIB, arrojó que no existe diferencia significativas entre las dosis 0 ppm (testigo), 3000 ppm, 5000 ppm y 7000 ppm (Anexo 3). Sin embargo, si se encontraron diferencias numéricas en el porcentaje de enraizado, siendo 21,33%, 18,67%, 14,67% y 24% respectivamente. Se observa que los mayores porcentajes de enraizamiento se obtuvieron con las dosis 0 (testigo) y 7000 ppm (Figura 12).

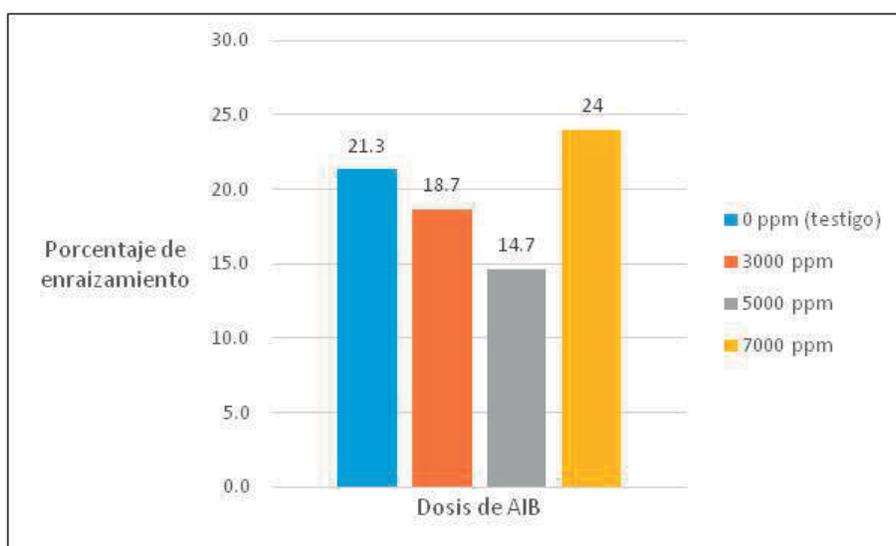


Figura 12: Porcentaje de enraizamiento por dosis de AIB.

Contradiendo lo expuesto por Díaz et al. (1992), donde menciona que las estacas sin tratamiento hormonal alcanzaron un 58% de formación de raíces, y las dosis más altas evidenciaron problemas de toxicidad, con una reducción de los porcentajes de enraizamiento a 50% con la dosis de 8000 ppm y 3000ppm.

Por otro lado, Ruíz y Mesén (2010) señalan que el tratamiento testigo mayormente obtiene el menor porcentaje de enraizamiento, ya que ese patrón de respuesta ha sido encontrado en gran cantidad de otras especies. En el presente ensayo, las estaquillas de la dosis 7000 ppm tuvieron mejor respuesta ante el enraizamiento, seguido del tratamiento testigo, refutando lo expuesto anteriormente.

Por su parte, Blazich (1988), Hartmann y Kester (1996) y Mesén (1993), indican que normalmente se da un aumento en la capacidad de enraizamiento al aumentar la dosis de auxina hasta alcanzar un óptimo, a partir del cual cualquier aumento en dosis de auxina resulta por el contrario en una disminución en el enraizamiento debido a los efectos tóxicos de la sobredosis. Los efectos positivos de las auxinas en el enraizamiento han sido asociados a sus efectos sobre la división celular, el aumento de transporte de carbohidratos y otros cofactores foliares a los sitios de aplicación, así como a la estimulación en la síntesis de ADN en las células tratadas.

Estos resultados son comparativamente menores que los encontrados por Mesén et al. (1992); quienes afirmaron que mediante el uso de los propagadores de sub irrigación, se pueden esperar porcentajes de enraizamiento entre 70 y 100% para las especies forestales.

Por su parte, Cervantes (2011) indica, utilizando cámaras de sub-irrigación se obtuvo mejores resultados de enraizamiento con arena media y fina (67,71%) y en las dosis de AIB de 0.8 y 0.2% con 61% para la especie forestal *Manilkara bidentata*.

Además, bajo el uso de propagadores de sub-irrigación en el ensayo realizado por Vasquez (2009), los mejores resultados en enraizamiento de estaquillas para la especie *Swietenia macrophylla* fueron de 19,5% en la dosis AIB de 3000 ppm y 20% para el sustrato arena media.

Esta variedad de resultados para las diferentes especies es explicada en los diferentes factores que influyen en el enraizamiento de estacas. Gutierrez (1995) indica, los principales problemas en el enraizamiento de estacas son el envejecimiento del material (proveniente de árboles adultos), así como los fenómenos de variación dentro del clon. Por su parte, Santelices (2005) señala que son variados los factores que condicionan el proceso de enraizamiento, siendo la juvenilidad uno de los más importantes. Observó que la capacidad de enraizamiento en estacas disminuye después del 5° año de edad (reportado en especies de la familia Fagaceae). En la presente investigación se trabajó con material vegetativo proveniente de plantas menores a los 5 años de edad.

El material juvenil responde mejor a los tratamientos con reguladores de crecimiento, probablemente porque en los primeros estadios del desarrollo, la parte del genoma que controla la formación de órganos está menos reprimida o puede ser desbloqueada más

fácilmente mediante tratamientos con reguladores de crecimiento que en aquellas células más viejas y muy diferenciadas (Brown y Sommer, 1982).

Hartmann y Kester (1996), al estudiar la propagación de plantas leñosas por estacas, reportan que hay diferencias en la composición química a lo largo de una estaca y que la capacidad de enraizamiento de las posiciones basales es mayor que las provenientes de partes apicales, lo cual podría estar relacionado con diferencias en la acumulación de carbohidratos. Sin embargo, Flores (2010) obtuvo un mejor enraizamiento de estacas de ishpingo (*Amburana cearensis*) de las posiciones apical y medio, lo cual muestra la posibilidad de que en el ápice se encuentren la mayor concentración de sustancias endógenas promotoras del enraizamiento ya que las mismas se originan en las partes apicales.

Por su parte Soudre et al. (2011), determinaron que la posición de la estaca influyó en la capacidad de enraizamiento (porcentaje de enraizamiento y longitud de las raíces adventicias) de *Cedrelinga cateniformis*. Registrando el mayor porcentaje de enraizamiento (70%) y mayor longitud de raíces adventicias las estacas de las posiciones medio. También señalan que las estacas de tornillo, de las posiciones medias y basales, son más promisorias para el enraizamiento frente a las apicales. Además, determinaron la influencia de la longitud de la estaca y su posición, sobre el número promedio de raíces, reportando que las de posición medio (de 4 a 8 cm de longitud) registraron el mayor número de raíces adventicias.

Por otro lado, Leakey (2004) citado por Darrouy et al. (2010), describió la existencia de un gradiente de variación en edad del tejido a lo largo del rebrote, que afectaría el tamaño de las hojas, la longitud y diámetro de los entrenudos, el grado de lignificación del tallo, así como el contenido de nutrientes y carbohidratos. Entendiéndose, según lo mencionado por los autores, que en la propagación por estacas no existen dos estacas fisiológicamente idénticas en sus respuestas a la formación de raíces adventicias. En el desarrollo de esta investigación se trabajó indistintamente con estacas de origen apical, intermedio y basal, esto explicaría la variabilidad en el porcentaje de enraizamiento de las estacas de copaiba.

Leakey y Mesén (1991) sostienen que el proceso de enraizamiento de estacas en especies leñosas es complejo y simple a la vez. Complejo porque existen numerosos factores que influyen en la capacidad de enraizamiento y si alguno de estos no es considerado puede ser un fracaso. Y simple, cuando se tienen las facilidades y se desarrolla un método básico de aplicación.

1.2. PONCENTAJE DE MORTANDAD

El porcentaje de mortandad en la última evaluación (72 días) alcanzó los valores más altos para las estacas de los tratamientos T8 (Arena media + 7000 ppm) y T12 (Cascarilla de arroz + 7000 ppm) de 52%, y el valor más bajo para las estacas del tratamiento T2 (Arena fina + 3000 ppm) de 20% (Figura 13). Cabe resaltar, que el incremento del número de días generó un aumento en el porcentaje de mortandad.

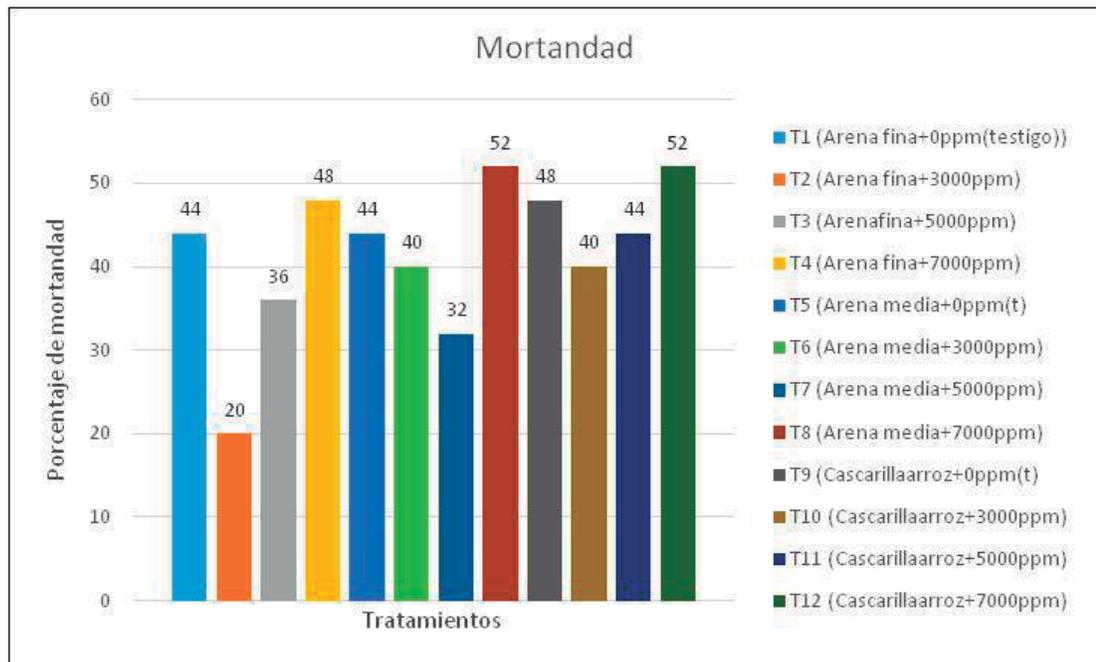


Figura 13: Porcentaje de mortandad por tratamiento.

El análisis de varianza efectuado para la variable porcentaje de mortandad de estaquillas de *Copaifera paupera* no presentó diferencias estadísticamente significativas para dosis de AIB, tipos de sustratos ni interacción dosis de AIB con tipos de sustrato (Anexo 4).

En cuanto a la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal tipo de sustrato, se puede indicar que no hubo diferencias significativas entre arena media, arena fina y cascarilla de arroz (Anexo 4). Sin embargo, si se encontraron diferencias numéricas entre los sustratos arena fina, arena media y cascarilla de arroz, siendo 37%, 42% y 46% respectivamente.

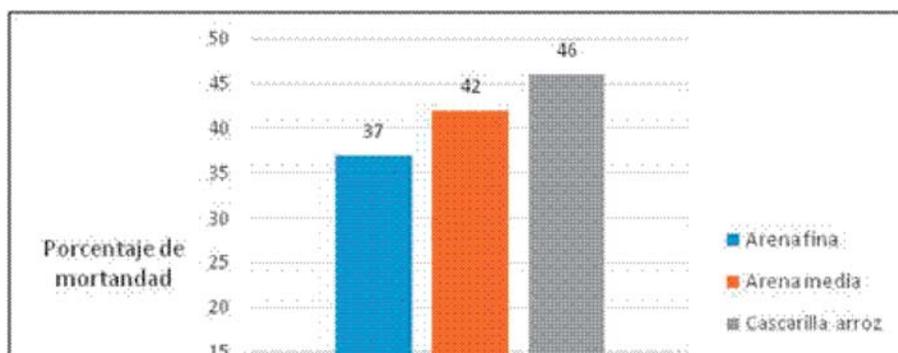


Figura 14: Porcentaje de mortandad por tipo de sustrato.

La prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el factor dosis de AIB, muestra que no existen diferencias estadísticas entre las dosis de AIB de 0 ppm, 3000 ppm, 5000 ppm y 7000 ppm (Anexo 4). Sin embargo, numéricamente la dosis 7000 ppm de AIB obtuvo el mayor porcentaje de mortandad y la dosis 3000 ppm de AIB resultó con el porcentaje más bajo.

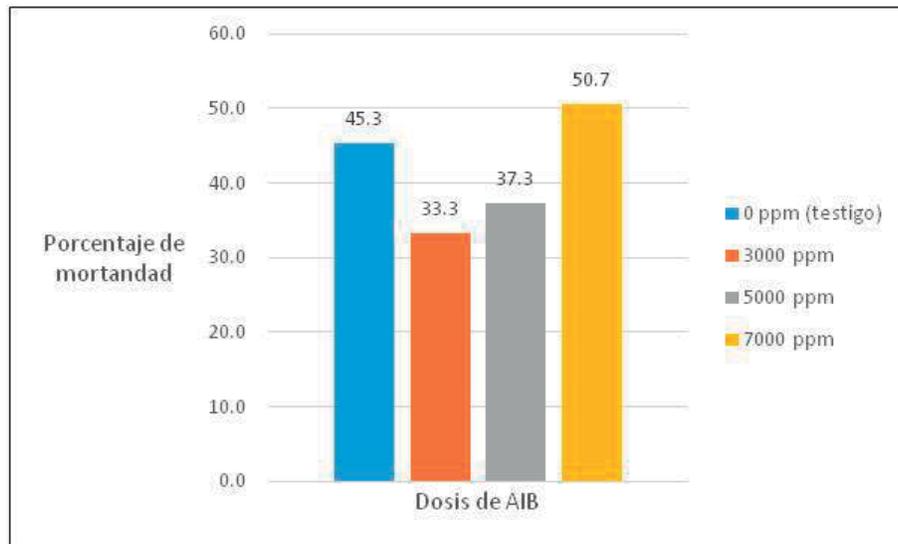


Figura 15: Porcentaje de mortandad por dosis de AIB.

Los síntomas que presentaron las estacas muertas fueron necrosis en la base y parte del tallo y/o caída del o los folíolos. Se observó la presencia de hongos y algas en los sustratos, siendo esto un indicador de la alta humedad relativa interna, que finalmente perjudicó los sustratos de enraizamiento. Por su parte, Egüez (2010), menciona que el medio de enraizamiento debe

presentar condiciones equilibradas de humedad y aireación para permitir que todo el cambium en la parte basal de la estaca se hinche y aparezcan en esta los esbozos de las raíces.

La efectividad del propagador de subirrigación radica en su capacidad de mantener una alta humedad relativa y bajo déficit de presión de vapor, manteniendo así la turgencia foliar de las estacas de quinilla. La condición hídrica de las estacas es gobernada por el balance entre pérdidas por evaporación a través de las hojas y la absorción de agua por las estacas. Puesto que las estacas carecen de raíces al inicio, deben depender de la retención de su turgencia y de la absorción de agua a través del corte en la base y/o a través de la superficie de las hojas y el tallo (Loach, 1988).

Por otro lado, Flores (2010), evidencia la relación positiva entre los excesos de humedad y la mortalidad de las estacas, además menciona que el agua en el sustrato llega a desplazar el aire de los poros no capilares del sustrato y produce una deficiencia de oxígeno, la cual puede desencadenar en la muerte de las estacas.

1.3. PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA

Se observa que las estacas provenientes del tratamiento T2 (Arena fina + 3000 ppm) reportaron mayor porcentaje de sobrevivencia con 80 %, mientras que las estacas de los tratamientos T8 (Arena media + 7000 ppm) y T12 (Cascarilla de arroz + 7000 ppm) alcanzaron el menor valor con 48%, en la última evaluación (72 días). (Figura 16). Cabe resaltar, que el incremento del número de días de las estacas en la cámara generó una disminución en el porcentaje de sobrevivencia.

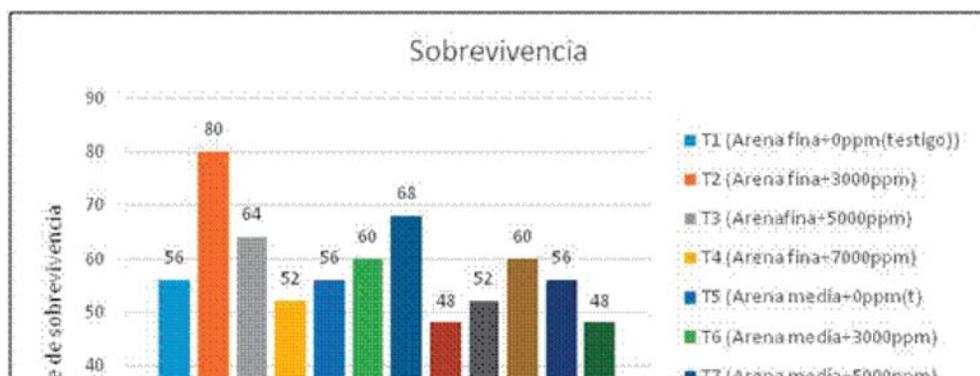


Figura 16: Porcentaje de sobrevivencia por tratamiento.

El análisis de varianza efectuado para la variable en estudio (Anexo 5), no mostró diferencias estadísticas significativas ($p < 0,05$) para tipos de sustratos, dosis de AIB ni interacción AIB con tipos de sustrato.

En cuanto a la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto tipo de sustrato, se puede indicar que no hubo diferencias significativas entre arena media, arena fina y cascarilla de arroz (Anexo 5). Sin embargo, el porcentaje de sobrevivencia de las estacas de Arena fina (63%) fue numéricamente superior al de las estacas de Arena media (58%) y Cascarilla de arroz (54%).

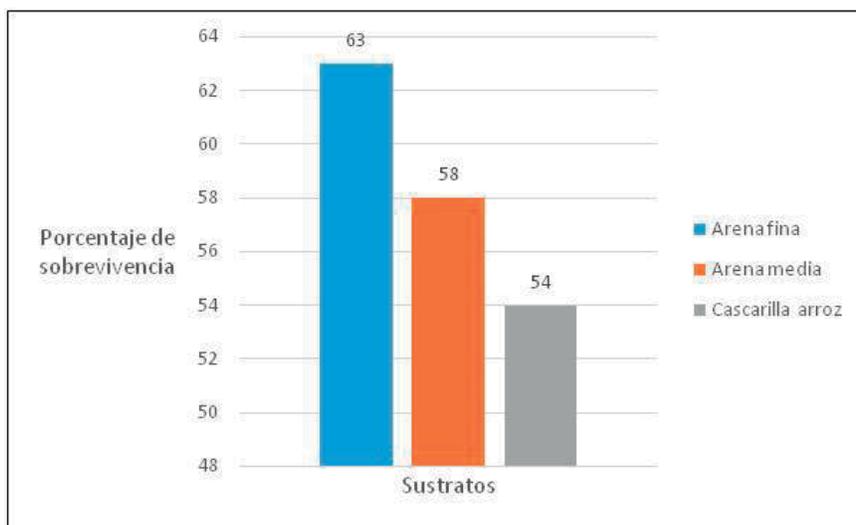


Figura 17: Porcentaje de sobrevivencia por tipo de sustrato.

Por su parte, Vásquez (2009) señala que usando arena gruesa como sustrato obtuvo un porcentaje de sobrevivencia del 95%, y con la dosis 1000 ppm un 88% de sobrevivencia.

Las distintas investigaciones realizadas en especies tropicales han logrado el enraizamiento de estacas en cámaras de sub-irrigación con medios de enraizamiento como arena fina, arena gruesa, arena media, perlita agrícola, musgo turboso, cascarilla de arroz y mezclas como arena con musgo turboso y perlita con musgo turboso. Siendo esto un indicativo de que el sustrato utilizado en las cámaras de sub-irrigación influye en la sobrevivencia y capacidad de enraizamiento de las estacas.

Además, la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el factor dosis de AIB, muestra que no existen diferencias estadísticas significativas entre las dosis de AIB de 0 ppm, 3000 ppm, 5000 ppm y 7000 ppm (Anexo 5). Se encontraron diferencias numéricas entre las estacas de las dosis de AIB, siendo la de 3000 ppm con 66,7% superior a las otras dosis de 0 ppm, 5000 ppm y 7000 ppm con 54,7%, 62,7% y 49,3% respectivamente.

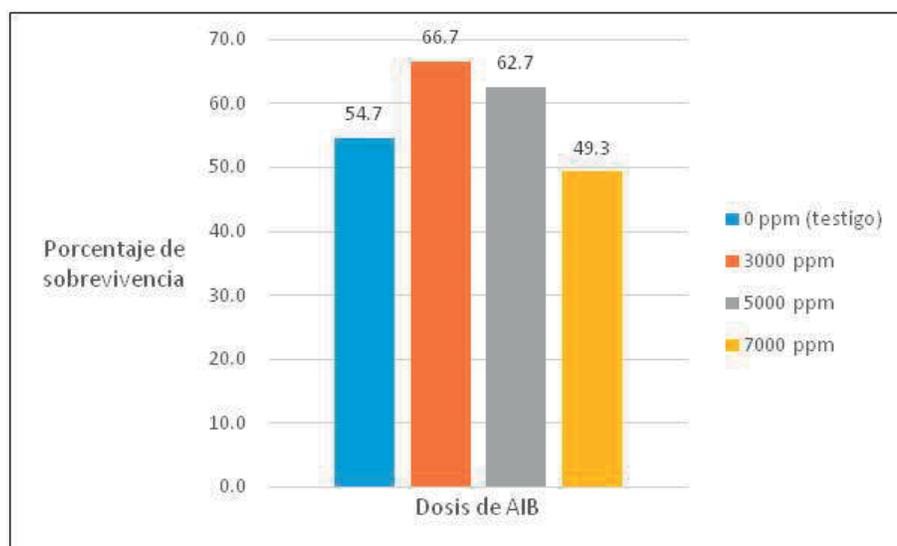


Figura 18: Porcentaje de sobrevivencia por dosis de AIB.

Erstad y Gislerod (1994) citados por Flores (2010) señalan que la reducción del nivel de oxígeno en el medio de enraizamiento provoca el cierre de los estomas lo cual influye en el enraizamiento, al reducir la toma de CO₂ limitando la fotosíntesis y con ello condiciona la sobrevivencia de las estacas.

Leakey y Mesén (1991) indican que las temperaturas bajas son importantes por 2 razones: las tasas de evaporación son menores, y la capacidad de retención de agua del aire (humedad) es

dependiente de la temperatura, por lo cual las temperaturas bajas ayudan a evitar el estrés hídrico al mantener la humedad relativa alta.

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie (Hartmann y Kester, 1997). Botti (1999), señala que la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 °C, mientras Hartmann y Kester (1996), restringen el rango de 21 a 27 °C. Experiencias con otras especies tropicales evidencian que la temperatura óptima del aire que favorece el enraizamiento es de 20 a 25°C, aunque temperaturas hasta 30°C son aceptables siempre y cuando se mantenga una humedad relativa cercana a 95%. Respecto a la temperatura, estas cifras están dentro de los rangos obtenidos en el presente ensayo.

1.4. PORCENTAJE DE BROTAÇÃO

El porcentaje de brotación en la última evaluación alcanzó el valor más alto para las estacas del tratamiento T10 (Cascarilla de arroz + 3000 ppm) de 24% y el valor más bajo para las estacas del tratamiento T4 (Arena fina + 7000 ppm) de 0% (Figura 19).

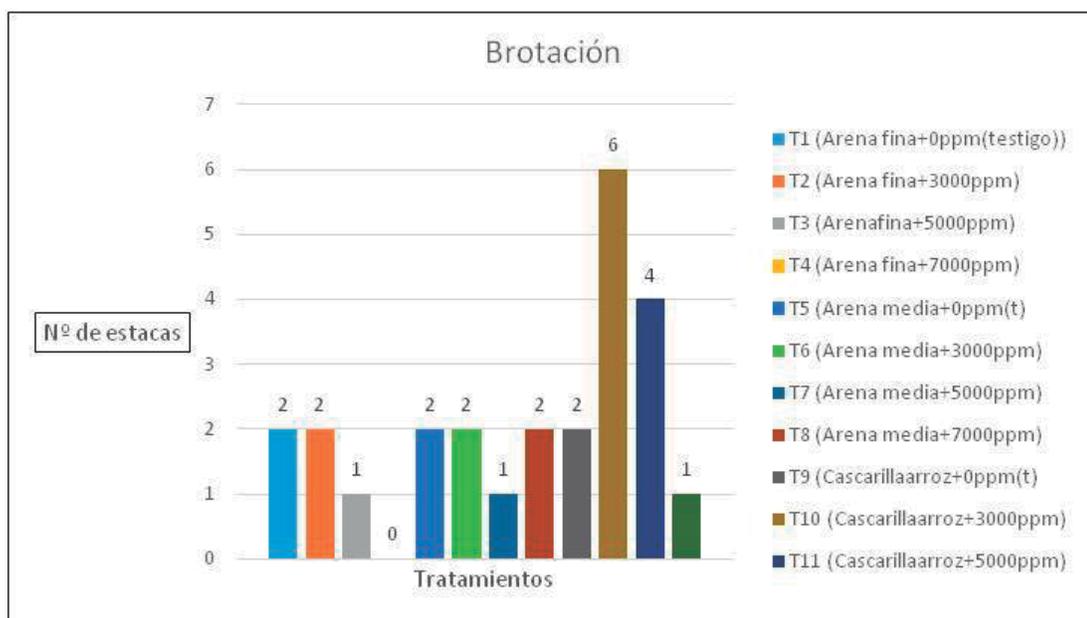


Figura 19: Brotación por tratamiento

El análisis de varianza para la variable porcentaje de brotación no encontró diferencias estadísticamente significativas para la fuente de variación tipos de sustrato (S), dosis de AIB (A) ni para la interacción SxA (tipo de sustrato por dosis de AIB) (Anexo 6).

En cuanto a la prueba de Tukey para el efecto tipos de sustrato, no existen diferencias estadísticas significativas entre ellas (Anexo 6). Aunque numéricamente, cascarilla de arroz fue la que presentó mayor respuesta de brotación (13%), diferenciándose de arena fina y arena media que presentaron menor porcentaje de brotación con 5 y 7% respectivamente.

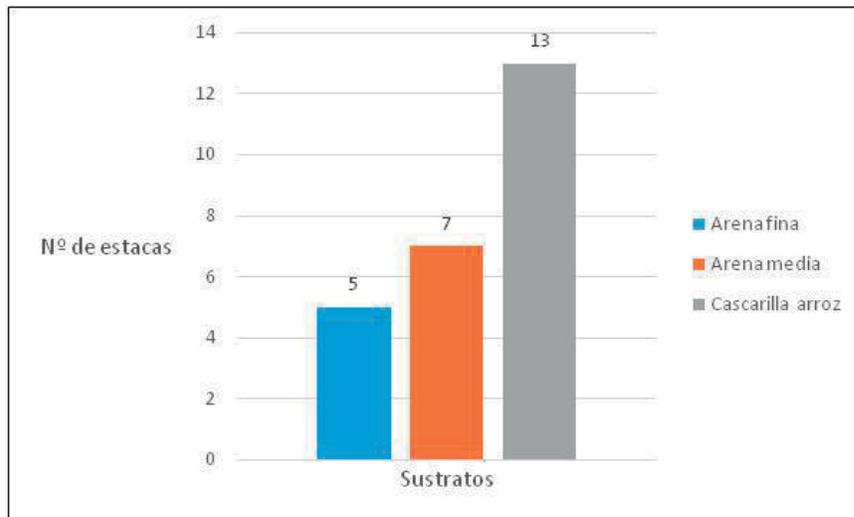


Figura 20: Brotación por tipos de sustrato.

La prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el factor dosis de AIB, muestra que no existen diferencias estadísticas entre las estacas que han sido tratadas con AIB al 0 ppm, 3000 ppm, 5000 ppm y 7000 ppm (Anexo 6). Aunque numéricamente la dosis 3000 ppm obtuvo el mayor porcentaje de brotación con 13,3%, mientras que la dosis 7000 ppm de AIB sólo presentó el 4%.

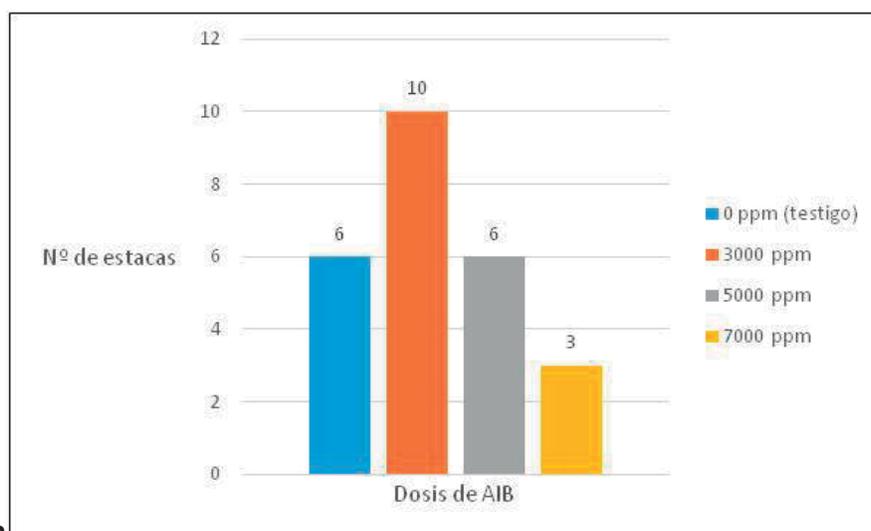


Figura 21: Brotación por dosis de AIB.

Se ha observado en otras especies que en los tratamientos testigos, sin aplicación de auxinas, el brote empezó a desarrollarse en la estacilla antes que las raíces (Mesén 1993), creando un punto de atracción de asimilados hacia los brotes en competencia con la base de la estacilla, lo que reduce así la capacidad de esta para emitir raíces (Ruíz y Mesén, 2010). Deduciendo que los tratamientos testigos resultan con mayor cantidad de estaquillas brotadas que otros tratamientos con dosis de hormonas, y con menor cantidad de estaquillas enraizadas que otros tratamientos con dosis de auxinas. Sin embargo, en este estudio el tratamiento testigo (0 ppm) no obtuvo el menor porcentaje en enraizamiento de estaquillas ni el mayor porcentaje en brotación.

Sin embargo, la dosis de 7000 ppm de AIB resultó con el mejor resultado para la variable porcentaje de enraizamiento y el resultado más bajo para la variable porcentaje de brotación. Esto indica que una vez empezado el desarrollo de raíces adventicias el proceso de formación de brotes se detiene.

Las temperaturas excesivas del aire tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de raíces y a aumentar la pérdida de agua en las hojas (Hartmann y Kester, 1997). Las temperaturas internas registradas se encontraron en el rango diario de: 20,2 – 36,2°C. Estas cifras están dentro de los rangos recomendados por Ruíz y Mesén (2010), lo cual incentivó la formación de yemas y consecuentemente estos se transformaron en brotes.

Por lo expuesto anteriormente, se interpreta que la presencia de brotes en las estaquillas depende de las condiciones ambientales del medio y del desarrollo tardío de las raíces adventicias.

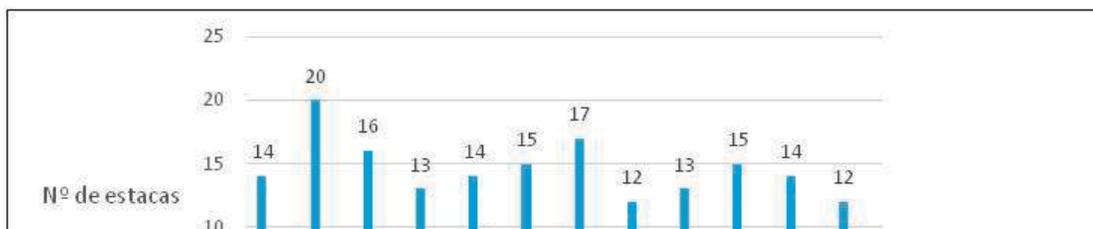


Figura 22: Caracterización de estacas por tratamiento.

En la Figura 22 se observa que el tratamiento T10 (cascarilla de arroz + 3000 ppm) del ensayo resultó tener el porcentaje más alto en brotación de estaquillas (24%) superando su porcentaje de estaquillas enraizadas (16%). De estas 6 estaquillas con brote ninguna desarrolló raíces, y sólo una tuvo presencia de callos. Afirmando lo expuesto anteriormente de Ruíz y Mesén (2010).

Hartmann y Kester (1996), determinan que la presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte acción estimulante sobre la iniciación de raíces. Es probable que el fuerte efecto promotor de inducción de raíces se deba a otros factores más directos, dado que las yemas y hojas son poderosos productores de auxinas y los efectos se observan directamente debajo de ellos, ya que existe un transporte polar, del ápice a la base. En la última evaluación del presente estudio, no todas las estacas que reportaron brotes presentaron raíces adventicias y presencia de callos; por lo tanto, puede señalarse que la presencia de brotes ocurre antes del desarrollo de raíces adventicias.

Núñez y Mesén (2005) mencionan que la producción de carbohidratos vía fotosíntesis, es la función principal de las hojas en cuanto a su efecto sobre el enraizamiento. La presencia de hojas en las estacas constituye un fuerte estímulo para el inicio de las raíces; sin embargo, mencionan que la pérdida de agua por los procesos de transpiración puede causar una

reducción en el contenido de agua en las estacas a un nivel tal que pueda ocasionar la muerte antes de que ocurra el enraizamiento.

Por su parte, Micheletto et al. (2003) señalan que la presencia de hojas en las estacas es benéfica, ya que permite continuar con el proceso de fotosíntesis, la cual será la fuente de energía para la formación y crecimiento de raíces. Sin embargo, debe de mencionarse que al incrementarse la superficie que realiza fotosíntesis, también se incrementa la superficie que transpira, por ello la estaca debe de buscar el equilibrio entre ambos procesos.

La pérdida y/o eliminación de yemas, brotes y hojas tiernas por parte de las estacas, inhibe la formación de raíces laterales, ya que estas son ricas en auxinas (promotoras del enraizamiento), según Salibusry (1991) citado por Henríquez (2004). Por su parte Braudeau (1981) citado por Soudre et al. (2011), sostiene que una estaca sin hojas no podrá arraigar, y que una estaca que pierde sus hojas en el transcurso del arraigue está igualmente condenada, pues aunque esté empezando a formar raíces no podrá desarrollarse, por lo tanto es necesario una superficie foliar mínima que asegure la fotosíntesis y la vida futura de la estaca.

Ruíz et al. (2005) en su investigación sobre melina (*Gmelina arborea*), determinaron que las estacas de los entrenudos apicales mostraron mayor porcentaje de brotación que las estacas de los entrenudos basales, aunque las diferencias fueron moderadas.

Por su parte, Vásquez (2009) señala que usando arena fina como sustrato obtuvo un porcentaje de brotación del 49%, y para la dosis 1000 ppm un 49% de brotación, siendo estos los valores más altos.

1.5. PRESENCIA DE CALLOS

En la Figura 23 se observa que las estacas del tratamiento T2 (arena fina + 3000 ppm) obtuvieron los mejores resultados de presencia de callos, mientras que las estacas del tratamiento T11 (cascarilla de arroz + 5000 ppm) resultaron con los valores más bajos.

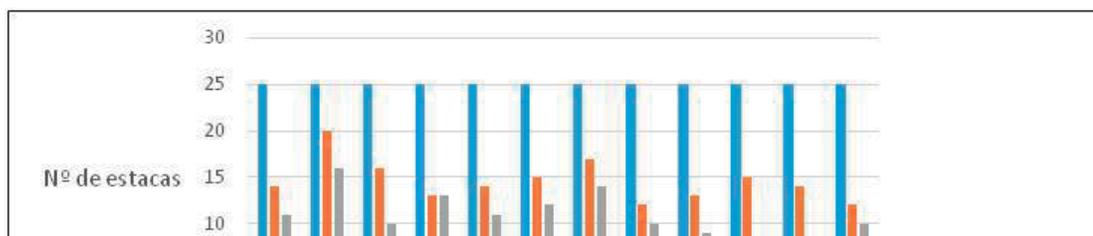


Figura 23: Presencia de callos por tratamientos.

Se observa además, que en la mayoría de tratamientos no se reportó presencia de callos en la totalidad de estacas sobrevivientes, a excepción del tratamiento T4 que resultó con igual número de estacas sobrevivientes y con presencia de callos.

El análisis de varianza para la variable presencia de callos, no encontró diferencias significativas para la fuente de variación dosis de AIB (A) ni para la interacción SxA (tipos de sustrato por dosis de ácido Indolbutírico). Para la fuente de variación tipo de sustrato (S) se encontraron diferencias altamente significativas. Con un coeficiente de variación de 17,18% (Anexo 7).

Santelices (2005) señala que no necesariamente debe ocurrir una secuencia de formación de callo y raíces, esto lo observó para la especie *Nothofagus alessandrii*. Baldini (1992) citado por Berner (2004) señala que el callo, es un tejido cicatrizal, cuya presencia es útil al impedir el acceso de patógenos al interior de la estaca; sin embargo, no ejerce influencia en la rizogénesis ya que no participa directa ni activamente. Señala además, que tanto la rizogénesis como la formación de callos, requieren de similares condiciones para su ocurrencia.

La prueba de rango múltiple de Tukey efectuada para el efecto tipo de sustrato (Anexo 7) no mostró diferencias estadísticas significativas ($p < 0,05$) entre arena media y arena fina presentando ambas una mayor y mejor respuesta de callosidad, siendo las dos

estadísticamente mejor que cascarilla de arroz que presentó menor y baja respuesta de callosidad.

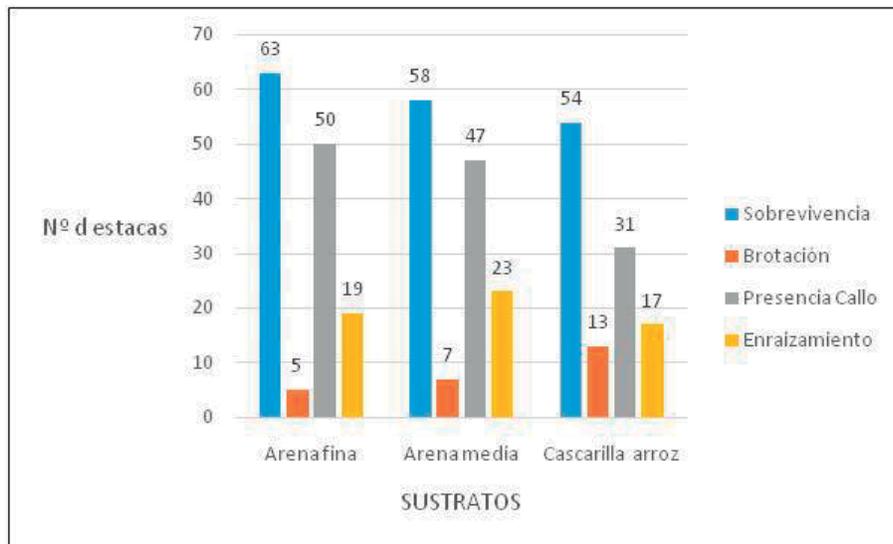


Figura 24: Presencia de callos por tipo de sustrato.

Bajo el uso de propagadores de sub-irrigación en el ensayo realizado por Vasquez (2009), los mejores resultados de callosidad en las estaquillas para la especie *Swietenia macrophylla* fueron de 69% en la dosis AIB de 1000 ppm y 76% para el sustrato arena gruesa.

En cuanto a la prueba de Tukey para el efecto dosis de AIB, se puede indicar que no hubo diferencias significativas entre 0 ppm (testigo), 3000 ppm, 5000 ppm y 7000 ppm. Sin embargo, numéricamente la dosis de 3000 ppm de AIB presentó mayor valor y la dosis de 5000 ppm obtuvo el menor valor.

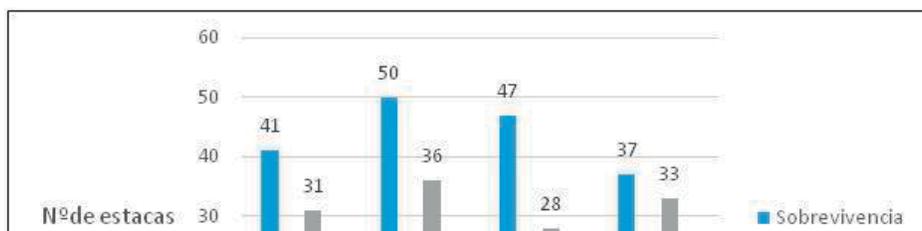


Figura 25: Presencia de callos por dosis de AIB.

Mateo-Sánchez et al. (1998) citado por Bonfil-Sanders et al. (2007) señalan que la mayor formación de callo que de raíces, es observada en todas las especies y es una respuesta común en la propagación por estacas. Las raíces adventicias suelen originarse a partir de células que se dividen en la proximidad del floema de los vasos conductores, los cuales forman un callo del que se diferencian luego las raíces. Si se produce una herida en una planta herbácea, las células parenquimáticas próximas a la herida se desdiferencian y vuelven a dividirse para formar un callo cicatricial, el cual corresponde a un conjunto de células parenquimáticas en varios estados de lignificación. En los vegetales leñosos, el callo suele proceder del cambium, aunque también de la corteza y médula. Más tarde empiezan a aparecer en algunas células del callo diferenciaciones que conducen a un nuevo tejido: se forman, por ejemplo, puntos vegetativos caulinares o radicales y se establece la unión con los elementos conductores (Strasburger, 1994).

El callo es una masa irregular de parénquima en varios estados de lignificación (Hartmann y Kester, 1995) la callosidad es un recurso defensivo, así el hecho de que una estaca llegue a formar una magnífica callosidad no es el índice de enraizamiento, pues las raíces no se forman de esa callosidad sino que son continuidad de los radios vasculares de la estaca (Cañizares, 1972). En la mayoría de plantas, la formación de callo y raíces son independientes entre sí y cuando ocurre simultáneamente es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares (Hartmann y Kester, 1995).

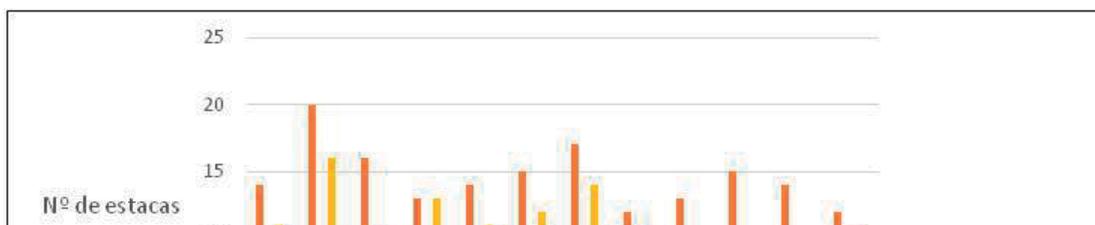


Figura 26: Caracterización total de estacas por tratamiento.

Cabe destacar, que al término de la investigación del total de 25 estaquillas sembradas por cada tratamiento, se reportó para el tratamiento T2, 20 estacas vivas, de las cuales 16 presentaron callos, de las cuales 6 enraizaron, y sólo 2 tuvieron brotes (ninguna de estas enraizó, 1 presentó callo). Lo que significa que 3 estaquillas se adaptaron al medio pero se mantuvieron en latencia, ya que no enraizaron, no presentaron callos ni brotes, quizá por la alta humedad relativa o por la falta de producción necesaria de carbohidratos en la fotosíntesis. Weaver (1988) y Hartmann y Kester (1995) nos indican, la formación de raíces adventicias en la estaca comprende una serie de complejos procesos anatómicos y fisiológicos, que se realiza por acción combinada de las auxinas y cofactores de enraizamiento que se promueven en las hojas y yemas. Los cofactores internos tienen una mayor influencia en la rizogénesis. La duración y la intensidad de la luz son factores que deben ser considerados, ya que son fundamentales en la producción de hormonas o auxinas y en la fotosíntesis, básicamente en la formación de carbohidratos, y por lo tanto necesaria para la iniciación y formación de raíces y yemas en las estacas; (Macdonald, 1986).

Situación similar se reportó para las estacas del tratamiento T11, 14 estacas vivas, pero solo 1 estaca reportó la presencia de raíces, 4 estacas con presencia de callos y 4 estacas con brotes (una presentó raíces y una presentó callos). El tratamiento T4 reportó, 13 estacas vivas, de las cuales las 13 tuvieron presencia de callos, 5 enraizaron y ninguna estaca reportó brotación. Para el tratamiento T10 se reportó 15 estaquillas vivas, de las cuales 8 tuvieron presencia de

callos, 4 enraizaron y 6 estaquillas tuvieron brotes. De estas 6 estaquillas con brote ninguna desarrolló raíces, y sólo una tuvo presencia de callos. Cuando el brote empieza a desarrollarse en la estaquilla antes que las raíces, crean un punto de atracción de asimilados hacia los brotes en competencia con la base de la estaquilla, lo que reduce así la capacidad de esta para emitir raíces (Ruíz y Mesén, 2010).

Hartmann y Kester (1990) señalan que el estado nutricional de la planta madre es importante para el enraizamiento de las estacas, el cual es favorecida por el equilibrio del bajo contenido de nitrógeno y el alto contenido de carbohidratos. El alto contenido de carbohidratos se expresa en el grosor y la textura de los tallos: tallos pobres en carbohidratos son delgados, suaves y flexibles, en tanto los tallos gruesos y rígidos son ricos en carbohidratos. Cuando en las estacas existe un mayor contenido de carbohidratos y un menor contenido de nitrógeno (relación carbono-nitrógeno) existe una mayor formación de raíces adventicias.

No es común obtener resultados con un alto porcentaje de mortandad (42%) y bajo porcentaje de enraizamiento (20%) como el reportado para las estacas de copaiba en la presente investigación. Cabe mencionar, que las estacas utilizadas en el presente estudio se obtuvieron de rebrotes juveniles, sanos, vigorosos y de pigmentación continua, por lo cual se asumió que los rebrotes presentaban buen equilibrio entre el contenido de carbohidratos y nitrógeno, es decir un aparente estado nutricional bueno de las estacas. Por lo tanto, el problema en el enraizamiento no se debió al factor juvenilidad, sino a otros factores.

Por lo tanto puede señalarse, que las estacas provienen de material vegetativo con posible déficit nutricional, que no se pudo apreciar a simple vista, ya que la mayoría de estacas no pudieron generar el tejido cicatrizal para impedir el paso de patógenos y con ello evitar su muerte. Por lo expuesto anteriormente, se deduce que posiblemente se confundió la vigorosidad del rebrote con su grado de lignificación, lo cual repercutió en el enraizamiento de las estacas.

El sustrato arena fina obtuvo el mejor resultado en sobrevivencia y presencia de callos y el más bajo en estaquillas con brotes. Las estaquillas del sustrato arena media fueron las que mejor respondieron ante la variable enraizamiento. Mientras que el sustrato cascarilla de arroz carbonizada obtuvo los mejores resultados en brotación de estaquillas.

Las estaquillas con la dosis 3000 ppm de AIB obtuvieron los mejores resultados en las variables sobrevivencia, brotación y presencia de callos. Mientras que las estaquillas de la dosis 7000 ppm resultaron con el valor más alto en enraizamiento.

Por su parte, Gárate (2010) señala que el periodo óptimo de enraizamiento es característico de cada especie, pero por lo general es de 30 a 50 días para la mayoría de especies forestales. En la presente investigación, el tiempo que las estacas permanecieron en las cámaras de sub-irrigación fue de 72 días, tiempo que se determinó al observar el estancamiento en la formación de nuevas raíces adventicias y la disminución del porcentaje de sobrevivencia de las estaquillas a medida que transcurrían los días de evaluación.

1.6. NÚMERO DE RAÍCES PROMEDIO POR ESTACA

El análisis de varianza (Anexo 8) para el número de raíces, no encontró diferencias significativas para las fuentes de variación tipos de sustrato (S), dosis de ácido indolbutírico (A) ni para la interacción SxA (tipos de sustrato por dosis de ácido Indolbutírico).

Se observa que las estacas provenientes del tratamiento T9 (Cascaquilla de arroz carbonizada + 0 ppm) reportaron mayor número de raíces promedio con 2,20 raíces, mientras que las estacas de los tratamientos T1 (Arena fina + 0 ppm) y T11 (Cascaquilla de arroz + 5000 ppm) alcanzaron el menor valor con 1 raíz promedio por estaca (Figura 27).

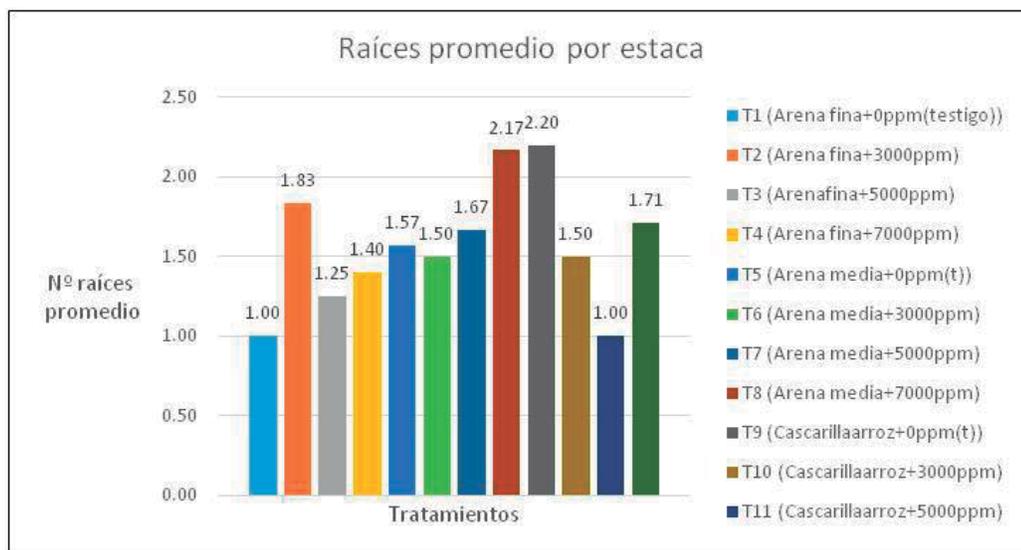


Figura 27: Número de raíces promedio por tratamiento.

Cabe resaltar, que el mayor número de raíces por estaca fue 3 y lo presentaron los tratamiento T2, T5, T8, T9 y T12. Siendo el tratamiento T8 el que obtuvo 2 estacas enraizadas con 3 raíces

de un total de 6 estacas enraizadas. Los demás tratamientos mencionados sólo presentaron una estaca enraizada de 3 raíces. Además, la interacción de arena fina con 0 ppm (testigo) y cascarilla de arroz con 5000 ppm no resultaron ser eficaces en la variable estudiada.

Leakey (1987), citado por Gutierrez (2003), menciona que es deseable que las estacas tengan muchas raíces, pero tres raíces bien ramificadas y distribuidas alrededor de las estacas son suficientes. En un estudio realizado en *Crytomeria japonica*, el número de raíces por estacas estuvo inversamente relacionado con el contenido volumétrico de agua en el medio, sugiriendo que el exceso de agua actúa como barrera para la difusión del oxígeno, según Loach (1986) citado por Nuñez (1997).

La aplicación de AIB aceleró la formación y el crecimiento inicial de las raíces adventicias en las estacas de copaiba. Este incremento en el número de raíces puede estar relacionado con la función del ácido indolbutírico de promover la movilización de carbohidratos de hojas y de tallo hacia la base de las estacas (Haissig, 1986). Veierskov et al. (1982) afirma que una de las funciones de los carbohidratos en algunas especies es la de producir un incremento en el número de raíces por estaca.

En cuanto a la prueba de Tukey para el efecto tipos de sustrato (S), no existen diferencias estadísticas significativas entre ellas. Aunque numéricamente, cascarilla de arroz carbonizada fue la que presentó mayor número de raíces adventicias (1,76 raíces por estaca en promedio), seguida de arena media y arena fina (1,74 y 1,42 raíces en promedio respectivamente)

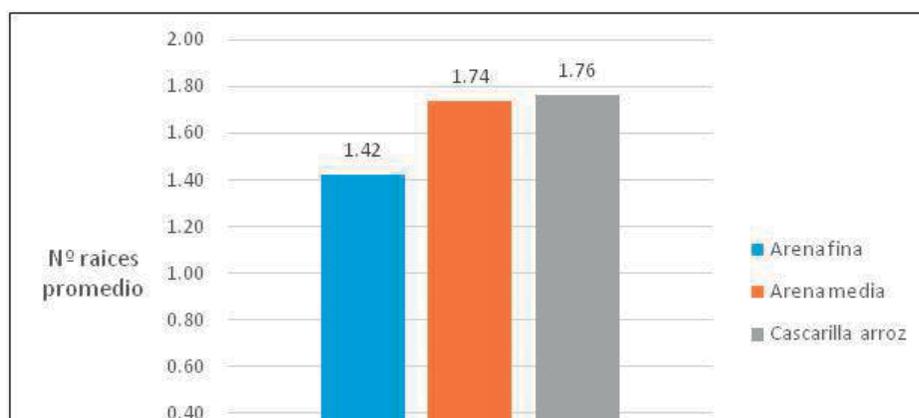


Figura 28: Número de raíces promedio por tipo de sustrato.

La prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para el factor dosis de AIB, muestra que no existen diferencias estadísticas entre las estacas que han sido tratadas con AIB al 0 ppm, 3000 ppm, 5000 ppm y 7000 ppm. Aunque numéricamente la dosis 7000 ppm de AIB fue la que presentó en promedio el mayor número de raíces con 1,78 raíces.

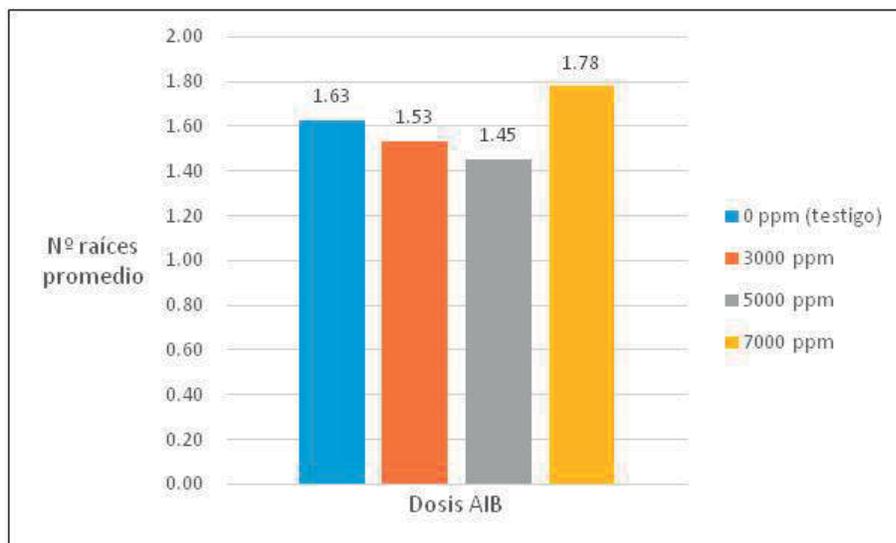


Figura 29: Número de raíces promedio por dosis de AIB.

El número promedio de raíces por estacilla mayormente muestra una típica tendencia creciente al aumentar la dosis de AIB, como se ha observado en muchas otras especies tropicales (Mesén, 1993; Mesén et al., 1996) tales como en estacas de *Cordia alliodora*, *Vochisia guatemalensis* (Mesén et. al., 1996) y *Khaya ivorensis* (Tchoundjeu y Leakey, 1996). Sin embargo, en el presente estudio se observa que se alcanzó el mayor número de raíces promedios en las estacas de mayor dosis de AIB, pero esta tendencia fue decreciente entre las dosis de 0 ppm (testigo), 3000 ppm y 5000 ppm, en el orden respectivo.

El número de raíces producido por las estaquillas es altamente influenciado por la habilidad de la estaca a suplir carbohidratos, ya sea de reserva o producido mediante fotosíntesis, al área donde surgen las raíces (Lovell y White, 1986; Moe y Andersen, 1988; Veierskov y Andersen, 1982). Por lo tanto, una vez que la estaquilla enraíza, las dosis crecientes de AIB, mediante sus reconocidos efectos sobre la división celular y el transporte de sustancias hacia la base de la estaquilla, permiten el desarrollo de un mayor número de raíces, como se presentó en el presente estudio.

Por su parte, Lovell y White (1986) indican que los procesos de iniciación y desarrollo de raíces son afectadas por un juego diferente de condiciones. Cada una de las fases sucesivas que ocurren durante el proceso de enraizamiento es fisiológicamente diferente, como lo es también, la necesidad de auxina en cada fase (Gaspar y Hofinger, 1988).

Para el presente estudio, en todos los casos las raíces emergieron de la parte lateral y la base del tallo de las estacas.

1.7. LONGITUD DE RAÍZ MAYOR

El análisis de varianza (Anexo 9) para la variable longitud de raíz mayor de las estaquillas de *Copaifera paupera*, no encontró diferencias significativas en las fuentes de variación tipo de sustrato (S), dosis de ácido Indolbutírico (A) ni en la interacción SxA (tipos de sustrato por dosis de ácido indolbutírico).

Se observa mejor desarrollo radicular en el tratamiento T9 (cascarilla de arroz carbonizado + 0 ppm) con 48, 2 mm de longitud de raíz mayor, mientras que el tratamiento T11 (cascarilla de arroz carbonizado + 5000 ppm) presentó la menor longitud de raíz mayor con 2 mm.

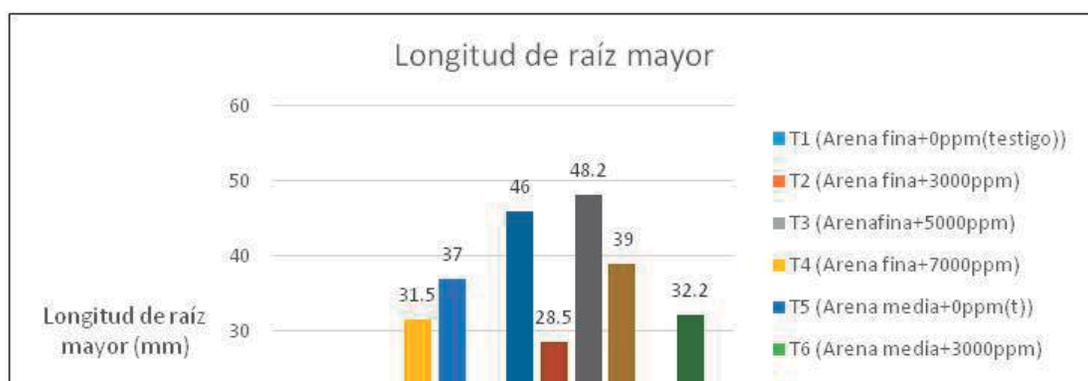


Figura 30: Longitud de raíz mayor por tratamiento.

En la figura 31 se observa que el sustrato cascarilla de arroz carbonizada presentó mayor longitud de raíz mayor (48,2 mm) y el sustrato arena fina presentó en menor valor (31,5 mm).

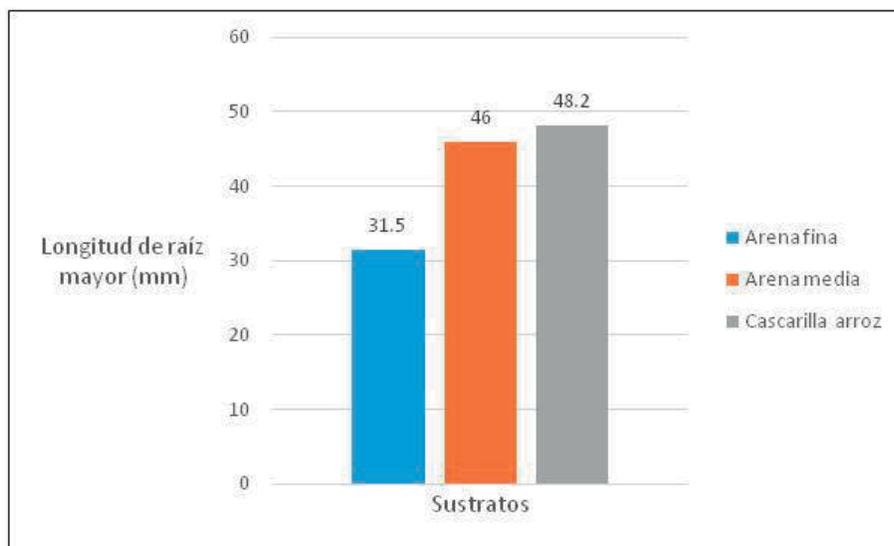


Figura 31: Longitud de raíz mayor por tipo de sustrato.

El mejor sustrato proporcionará un balance óptimo entre capacidad de retención de agua y aireación, aunque este varía entre las especies; la arena media en términos generales siempre ha dado resultados más satisfactorios (Leakey y Mesén, 1991). Sin embargo, en el presente ensayo el sustrato arena media presentó mayor porcentaje de enraizamiento, pero el sustrato cascarilla de arroz carbonizada presentó el valor más alto en longitud de raíz mayor, seguido del sustrato arena media por una diferencia pequeña.

Por su parte, Loach (1986) indica que el exceso de agua alrededor de la base de la estaca funciona como una barrera para la difusión del oxígeno, causando en el peor de los casos,

anoxia y muerte de los tejidos. Además, una reducción en el nivel de oxígeno en el medio provoca el cierre de los estomas lo cual reduce el enraizamiento al limitar la fotosíntesis.

Cabe resaltar que el sustrato cascarilla de arroz obtuvo el valor más alto (48,2 mm) y el valor más bajo (2 mm) de longitud de raíz en el presente ensayo.

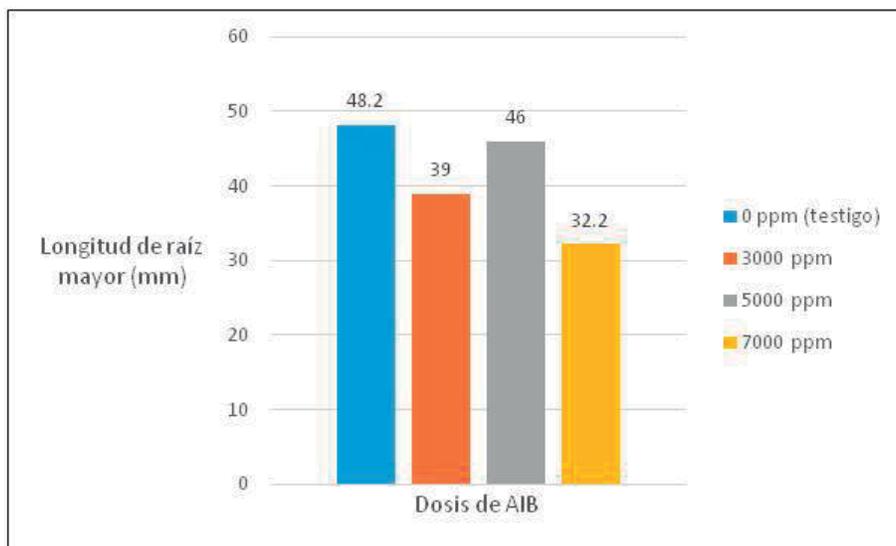


Figura 32: Longitud de raíz mayor por dosis de AIB.

El tratamiento testigo (0 ppm de AIB) fue el que mejor efecto causó en la longitud de raíz mayor con 48,2 mm, siendo este resultado contradictorio a los de Ruiz y Mesén (2010) y al de Cervantes (2011) que obtuvieron mejores resultados para las dosis más altas de AIB para las especies *Plukenetia volubilis* y *Manilkara bidentata*, respectivamente, y resultados más bajos en los tratamientos sin aplicación de AIB. Mientras que la dosis 7000 ppm de AIB presentó el resultado más bajo en longitud de raíz mayor con 32,2 mm, quizá simplemente porque enraizó después que el testigo.

V. CONCLUSIONES

- 1) Se demuestra que es factible la propagación vegetativa por medio de estacas de la copaiba mediante cámaras de sub-irrigación.
- 2) En la propagación vegetativa de estacas de copaiba mediante cámaras de sub-irrigación tomando en consideración los tratamientos no se encontró diferencia estadísticamente significativa entre ellos.
- 3) Las estacas del tratamiento T2, arena fina + 3000 ppm de ácido indolbutírico (AIB), obtuvieron los valores más altos para las variables porcentaje de sobrevivencia y presencia de callo, y el segundo valor más alto en porcentaje de enraizamiento.
- 4) Las estacas del tratamiento T10, cascarilla de arroz carbonizada + 3000 ppm de AIB, reportaron los valores más altos para la variable porcentaje de brotación.
- 5) Las estacas del tratamiento T9, cascarilla de arroz carbonizada + 0 ppm de AIB (testigo), mostraron los valores más altos para las variables número de raíz promedio y longitud de raíz mayor.
- 6) Las estacas de esta especie fueron capaces de enraizar sin aplicación de AIB (0 ppm), diferenciándose sólo en 3% de la dosis con mayor porcentaje de enraizamiento. Además, esta dosis testigo obtuvo el valor más alto en longitud de raíz mayor.
- 7) La dosis hormonal de AIB que presentó los mejores resultados para las variables porcentaje de brotación, porcentaje de sobrevivencia y presencia de callos fue la de 3000 ppm.
- 8) La dosis 7000 ppm de AIB obtuvo los mejores resultados para las variables porcentaje de enraizamiento y número de raíz promedio.
- 9) La arena media proporcionó mejor resultado en la formación de raíces, con el porcentaje de enraizamiento más alto.
- 10) El sustrato arena fina obtuvo los valores más altos para porcentaje de sobrevivencia y presencia de callos.

11) La cascarilla de arroz carbonizada presentó el mejor resultado en el desarrollo de las raíces, obteniendo los valores más altos para las variables longitud de raíz mayor, número de raíces promedio y porcentaje de brotación.

VI. RECOMENDACIONES

- Para la propagación vegetativa de estaquillas de *Copaifera paupera* se recomienda utilizar el tratamiento 2, interacción del sustrato arena fina y la dosis 3000 ppm de AIB, para obtener mejores resultados en sobrevivencia, presencia de callos y enraizamiento de estaquillas.
- Se recomienda realizar nuevas investigaciones con copiaba para la evaluación de diferentes tipos de estaquillas y longitudes de estaquillas. Además, realizar el seguimiento en el desarrollo y aclimatación de las estaquillas enraizadas hasta llevarlas a su destino final (lugar de plantación).
- Para la instalación del ensayo se recomienda el uso de luxímetro, termohigrómetros y termómetros para controlar las condiciones ambientales durante el tiempo que dure el ensayo, sobre todo en los primeros días de haber iniciado el ensayo.
- Se recomienda realizar la propagación vegetativa en época seca para que los plantones generados estén aptos para ser llevados a su destino final, lugar donde serán plantados, en la época lluviosa, y así tengan un mayor porcentaje de sobrevivencia.
- Para la realización de este experimento se utilizó la metodología propuesta por el vivero del Centro de Investigaciones de Jenaro Herrera (CIJH) del IIAP de Iquitos, por lo que se recomienda probar nuevas metodologías de evaluación para futuras investigaciones.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguirre, C; Fassbender, D. 2013. Selección de árboles plus de 7 especies forestales nativas de importancia ecológica y económica. Deutsche Gesellschaft fur Internationale Zusammenarbeit (GIZ) y Proyecto de Conservación de Bosques Comunitarios (CBC). Lima, PE, s.e. 60 p.
- Baldini, E. 1992. Arboricultura general. Edit. Mundi Prensa. España.
- Barbat, T. 2006. La multiplicación de las plantas. Viveros (): 33-43.
- Berner, K. 2004. Estudio ontogénico del porcentaje de enraizamiento para la especie Ulmo (*Eucryphia cordifolia* Cav.) en ambientes controlados. Trabajo de Titulación Ing. For. Valdivia, CH, Universidad Austral de Chile. 61 p.
- Blazich, F. 1988. Chemicals and Dormulations used to promote adventitious rooting. In: Davis, T; Haissig, BE; Sankhla, N (eds). Adventitious root formation in cuttings. Protiand, Oregon P. p 132-149.
- Bonfil-Sanders, C; Mendoza-Hernández, P; Ulloa-Nieto, J. 2007. Enraizamiento y formación de callos en estacas de siete especies del género *Bursera*. *Agrociencia* 1(41): 103-109.
- Botti, C. 1999. Principios de la propagación y técnicas de propagación por estacas. Manejo tecnificado de invernaderos y propagación de plantas. Departamento de Producción Agrícola. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. Santiago, Chile. p. 72-82.
- Braudeau, J. 1981. El Cacao. Técnicas Agrícolas y Producciones Tropicales. Blume Distribuidora S. A. Casas Grandes N° 69. México, D. F. 296 p.
- Brown, CL; Sommer, HC. 1982. Vegetative propagation of dicotyledonous trees. En *Tissue Culture in Forestry*. Ed: J. M. Bonga y D. J. Durzan. Martinus Nijhoff/Dr. W. Junk Publishers. The Hague, p. 109-149.

- Cervantes, D. 2011. Propagación vegetativa de quinilla (*Manilkara bidentata*, A.D.C.) mediante el enraizamiento de estaquillas utilizando cámaras de subirrigación en el distrito de I provincia San Martín. Tesis Ingeniero Agrónomo. Tarapoto, PE, Universidad Nacional de San Martín. 97 p.
- Cuculiza, P. 1956. Propagación de plantas. Lima. Perú. Talleres gráficos YF. L. Villanueva. 340 p.
- Darrouy, N; Castro, M; Cautín, R; Kort, L; Bozzolo, R. 2010. Efecto de la posición de la yema y de la poda en plantas de aguacate destinadas a la clonación. *Fitotecnia Mexicana* 3(33): 249-256.
- Díaz, E. 1991. Técnicas de enraizado de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. y *Gmelina arborea* L. Tesis Magister Scientiae. CATIE. Costa Rica. 111 p.
- Egüez, E. 2010. Potencial del enraizamiento de estacas ortotrópicas provenientes de plantas somáticas de 4 genotipos de cacao (*Theobroma cacao* L.) tipo nacional Quevedo, Los Ríos. Tesis Ing. Agr. Quito, EC, Universidad Central del Ecuador. 110 p.
- Fanego, A. 2006. Aportes a la metodología de propagación de *Bougainvillea glabra* Choisy. Tesis presentada en opción del título académico de “Master en Ciencias Agrícolas”. La Habana, CU, Universidad Agraria de la Habana. Fructuoso Rodríguez Pérez. 56 p.
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para La Agricultura y La Alimentación, IT). s.f. Mejoramiento Genético Forestal: Texto para estudiantes de Ingeniería Forestal (en línea). La Habana, CU. Consultado el 20 oct, 2015. Disponible en http://www.fao.org/fileadmin/user_upload/training_material/docs/Mejoramiento%20Genetico%20Forestal.pdf
- Flores, M. 2010. Evaluación del efecto de 5 dosis de fitohormona, 3 tipos de sustratos y 3 rasgos de morfotipo en el enraizamiento de estaquillas juveniles de *Amburana ceanensis* en ambientes controlados en Pucallpa-Ucayali, Perú. Tesis Ing. For. Ucayali, PE, Universidad Nacional de Ucayali. 123 p.
- Gárate, M. 2010. Técnica de propagación por estacas. Trabajo monográfico Ing. Agr. Ucayali, PE, Universidad Nacional de Ucayali. 198 p.

- Gaspar, T; Hofinger, M. 1988. Auxin metabolism during adventitious rooting, pp. 117-131. In T.D. Davis, B.E. Haissig and N. Sankhla (eds). *Adventitious Root Formation in Cuttings*. B.E. Dioscorides Press, EE. UU.
- Gutiérrez, B. 1995. Consideraciones sobre la fisiología y el estado de madurez en el enraizamiento de estacas de especies forestales. *Ciencia e Investigación Forestal-Instituto Forestal, Chile* 2(9): 261-277.
- Gutierrez, M. 2003. Propagación del burío (*Heliocarpus appendiculatus* Turcz.) por semillas, estacas y acodos. Tesis Mag. Sc. Turrialba, CR, Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. 120 p.
- Haissig, E. 1986. Metabolic processes in adventitious rooting, pp. 141-189. In M.B. Jackson (ed). *New root formation in plants and cuttings*. Martinus Nijhoff Pub., Dordrecht.
- Hartmann, H; Kester, D. 1995. Propagación de plantas. Principios y Prácticas. 4 ed. Distrito Federal de México, MX, Compañía Editorial Continental. 760 p.
- _____. 1996. Propagación de plantas. Principios y Prácticas. Distrito Federal de México, MX, Compañía Editorial Continental. 814 p.
- IIAP (Instituto De Investigaciones De La Amazonia Peruana), 2003. Plantas medicinales de la Amazonia Peruana. Estudios de su uso y cultivo. Iquitos, Perú.
- Jarvis, BC. 1986. Endogenous control of adventitious rooting in now – wood. In Jackson. MB. *New root formation in plants and cuttings*. Direct. NE. Martinus Nijhoff Publishers. p. 191-221.
- Juarez y Rodriguez, R. 2005. *Mecánica del Suelo. Fundamentos de la mecánica del suelo*. Ed. Limusa, MX, tomo 1, 644 p.
- Leakey, R; 1985. The capacity for vegetative propagation in trees. En: Cannell, M.G.R. Jackson, J.E. (eds.) *Attributes of trees as crop plants*. Abbots Ripton, Institute of Terrestrial Ecology, p. 110-113.
- _____; Mesén, F; Tchoundjeu, Z; Longman, K; Dick, J; Newton, A; Matin, A; Grace, J; Munro, C; Mutoka, P. 1990. Low-technology techniques for the vegetative propagation of tropical trees. *Commonwealth Forestry Review* 69(3):247-257.

- _____; Mesén, F. 1991. Estrategia de silvicultura para especies forestales tropicales. Capítulo 11. In Manual sobre Mejoramiento Genético Forestal con Referencia Especial a América Central. Cornelius JP, Mesén F, Corea E (eds.), Proyecto Mejoramiento Genético Forestal, CATIE, Turrialba, Costa Rica. p. 155-170.
- Loach, K. 1988. Controlling environmental conditions to improve adventitious rooting. In Adventitious Root Formation in cuttings (Eds. Davis, T. D.; Hassig, E. y Sankhla, N, N). Portland, Oregon. Dioscorides Press p. 248-273.
- Longman, K. 1993. Rooting Cuttings of Tropical Trees. Tropical Trees: Propagation and Planting Manuals. Vol. 1. Commonwealth Science Council, London. 137 p.
- Lovell, PH; White, J. 1986. Anatomical changes during adventitious root formation. p. 111-140. In M.B. Lackson (ed). New root formation in plants and cuttings. Martinus Nijhoff Publisher, Dordrecht.
- Macdonald, B. 1986. Practical woody plant propagation for nursery growers. London. Ed. Batsford. 669 p.
- Mansilla, D. 2004. Propagación vegetativa mediante estaquillado en especies nativas de los géneros Mutisia, Escallonia y Gaultheria, como potenciales cultivos ornamentales. Tesis Ing. Agr. Valdivia, Chile. Universidad Austral de Chile. 68 p.
- Mesen, F; Leakey, R; Newton, A. 1992. Hacia el desarrollo de técnicas de silvicultura clonal para el pequeño finquero. Rev. El Chasqui. N° .28:6-18.
- _____. 1993. Vegetative propagation of Central American hardwoods. Thesis Ph.D. Edinburgh, Scotland, University of Edinburgh. Institute of Terrestrial Ecology. 231 p.
- _____; Leakey, R; Newton, A. 1996. Propagadores de subirrigación: un sistema simple y económico para la propagación vegetativa de especies forestales. In Avances en la Producción de Semillas Forestales en América Latina. Memorias, Salazar R (ed.), Managua, Nicaragua, 16-20 de octubre 1995. p. 101-110.
- _____. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 36 p.
- Moe, R; Andersen, AS. 1988. Stockplant environment and subsequent adventitious rooting, pp. 214- 234. In: T.D. Davis, B.E. Haissig and N. Sankhla (eds). Adventitious Root Formation in Cuttings. Dioscorides Press, EE. UU.

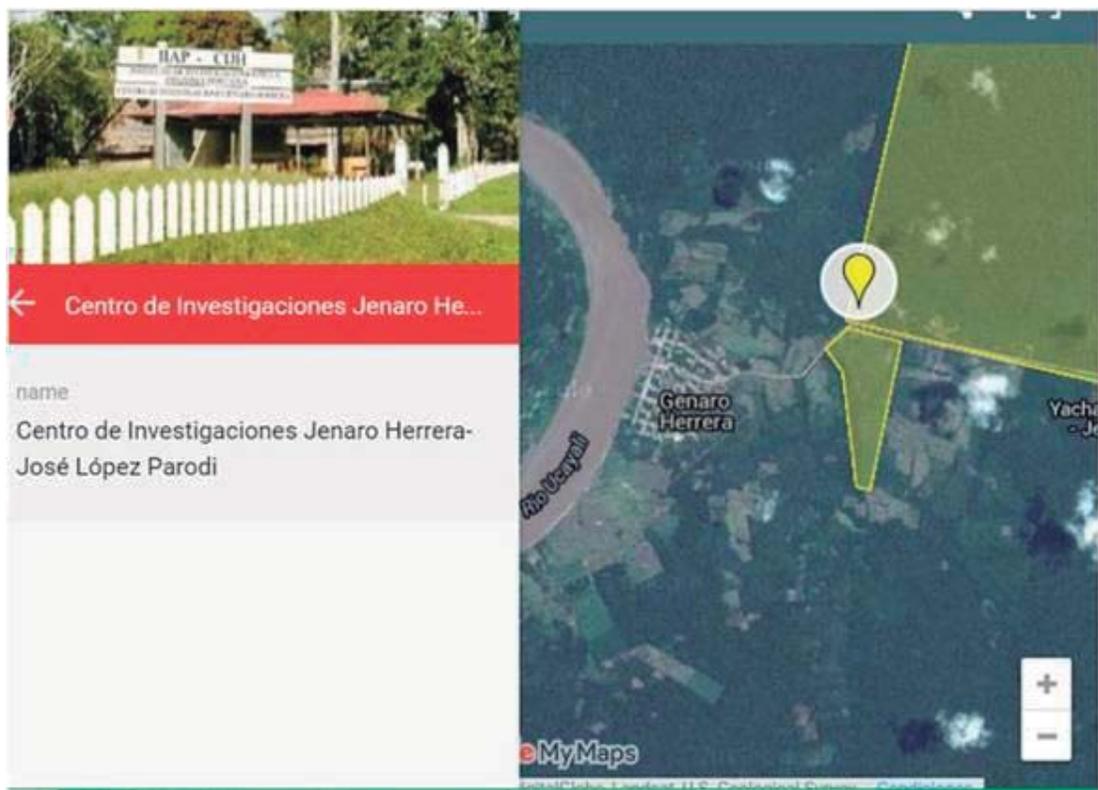
- Núñez, Y. 1997. Propagación vegetativa del cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); pilón (*Hieronima alchorneoides* Allemo) y surá (*Terminalia oblonga* Ruiz & Pavon) mediante el enraizamiento de estacas juveniles. Tesis Mag. Sc. Turrialba, CR, Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. p. 172. Consultado 25 mar. 2016. Disponible en <http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0488e/A0488e.pdf#pagemode=bookma>
- Peate, N. 1989. Media for cutting propagation. Washington. U. S. A. The International Plant Propagators Society. 39: p. 71-76.
- Reynel, C; Pennington, R; Pennington, T; Flores, C; Daza, A. 2003. Árboles útiles de la Amazonia Peruana. Primera edición. 509 p. Perú.
- Rojas, S; Garcia, J; Alarcon M. 2004. Propagación asexual de plantas. Conceptos básicos y experiencias con especies amazónicas. Ed. Produmedios. Colombia. 56 p.
- Roulund, H; Olsen, K. 1992. Mejoramiento forestal a nivel de familia y de individuo. s.l., CATIE. 20 p. (Nota de clase N° D.4).
- Rout, G.R. 2006. Effect of auxins on adventitious root development from single node cuttings of *Camellia sinensis* (L.) Kuntze and associated biochemical changes. *Plant Growth Regulation*. 48 (2): 111–117 p.
- Ruiz, R; Vargas, J; Cetina, V; Villegas, A. 2005. Efecto del ácido indol butírico (AIB) y tipo de estaca en el enraizamiento de *Gmelina arborea* Roxb. *Fitotecnia Mexicana* 4(28): 319-326.
- Ruiz-Solsol, H; Mesén, F. 2010. Efecto del ácido indolbutírico y tipo de estacilla en el enraizamiento de *Sacha Inchi* (*Pulkenetia volubilis* L.). *Agronomía Costarricense* 32(2): 259-267.
- Sánchez, G. 2011. Propagación vegetativa de cuatro especies forestales utilizando un propagador de sub-irrigación. Tesis Mag. Sc. en Ciencias. Tabasco, MX, Colegio de Postgraduados - Institución de Enseñanza e Investigación en Ciencias Agrícolas. 50 p.
- Sandoval, A. 1997. Propagación vegetativa de *Eucalyptus globulus* a través del enraizamiento de estacas. Tesis Ing. Forestal. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Concepción. 50 p.

- Santelices, R. 1998. Propagación vegetativa del Hualo, (*Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser), mediante estacas procedentes de rebrotes de tocón. Tesis Magister en Ciencias Forestales, Mención Manejo Forestal. Escuela de Postgrado. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad de Chile. 93 p.
- Santelices, R. 2005. Efecto del árbol madre sobre la rizogénesis de *Nothofagus alessandrii*. BOSQUE 26(3): 133-136.
- Soudre, M; Mesen, F; Del Castillo, D; Guerra, H. 2008. Memoria del curso internacional “Bases técnicas para la propagación vegetativa de árboles tropicales mediante enraizamiento de estaquillas” IIAP, Pucallpa. Perú. 100 p.
- _____. 2010. Informe Técnico final del Proyecto Desarrollo Tecnológico Apropriado para la Propagación Vegetativa de Especies Maderables Valiosas en las regiones Loreto y Ucayali (PROVEFOR). Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP) y Fondo para la Innovación Ciencia y Tecnología (FINCyT). Convenio N°: 013-FINCyT-PIBAP, 2007. Pucallpa, Ucayali, Perú. Coordinación general. 85 p.
- _____; Ríos, H; Soudre, O; Pinedo R; Mueras, L; Limache, A; Guerra, H; Mesén, F; Pérez, F. 2011. Propagación Vegetativa de tornillo (*Cedrelinga cateniformis* (Ducke) mediante el enraizamiento de estacas juveniles en propagadores de subirrigación. Folia Amazónica 20(1-2): 83-84.
- Strasburger, E. 1994. Tratado de botánica. Omega, Barcelona. 1068 p.
- Torres, A. 2003. Relação entre sazonalidade desrama e carboidratos no crescimento do eucalipto na propagação vegetativa por miniestaquia. Dissertação Mestrado. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo. 65 p. Consultado 4 abr. 2016. Disponible en <http://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/11/11150/tde-09122003105826/>
- Tropicos, US. 2016. Missouri Botanical Garden. *Copaifera paupera* (en línea). Consultado 2 mar. 2015. Disponible en <http://www.tropicos.org>

- Vásquez, A. 2009. Propagación vegetativa de caoba (*Swietenia macrophylla*) mediante enraizamiento de estaquillas juveniles en cámaras de sub-irrigación, en Pucallpa-Perú. Tesis Ing. For. Iquitos, PE, Universidad Nacional de la Amazonia Peruana. 70 p.
- Vieira De Souza, J. 2007. Propagacao vegetativa de cedro australiano (*Toona ciliata* M. Roem) por miniestaquia. Tesis Magister en Producción Vegetal. Universidad del estado del Norte de Fluminense. 54 p. Consultado 21 mar. 2016. Disponible en <http://www.rapve.org>
- Veierskov, B; Andersen, AS. 1982. Dynamics of extractable carbohydrates in *Pisum sativum*. III. The effect of IAA and temperature on content and translocation of carbohydrates in pea cuttings during rooting. *Physiologia Plantarum* 55:179-182.
- Wells, J. 1979. Plant propagation practices. 14^a printing. New York. USA. Macmillan Publishing co., INC. 344 p.
- Zanoni, C. 1975. Propagación vegetativa por estacas de ocho especies forestales. Tesis Magister Scientiae. Programa conjunto Universidad de Costa Rica (UCR)-Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). 111 p.
- Zobel, B; Talbert, J. 1988. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. Edit. Limusa S.A. 1^o edic. 545 p.

VIII. ANEXOS

ANEXO 1 UBICACIÓN DE CENTRO DE INVESTIGACIONES DE JENARO HERRERA, REQUENA, LORETO, PERÚ



ANEXO 3 ANÁLISIS ESTADÍSTICO ENRAIZAMIENTO

ANOVA

R-Square	Coeff Var	Root MSE	Enraizamiento Mean
0.255896	15.70603	0.170505	1.085604

Source	DF	Anova SS	Mean Square	F Value	Pr > F
S	3	0.07663588	0.02554529	1.32	0.2698 ns
Error S	72	1.00999233	0.01402767	0.72	0.9086 ns
A	3	0.06634151	0.02211384	0.76	0.5173 ns
S*A	6	0.08807408	0.01467901	0.50	0.8043 ns
Error A	216	6.27956723	0.02907207		
Corrected Total	299	8.43909782			

PRUEBA DE TUKEY

Tukey's Studentized Range (HSD) Test for Enraizamiento

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 48
 Error Mean Square 0.021042
 Critical Value of Studentized Range 3.42026
 Minimum Significant Difference 0.0496

	Mean	N	S
A	1.10770	100	AMED
A	1.07870	100	AFIN
A	1.07042	100	CARROZ

Means with the same letter are not significantly different.

Tukey's Studentized Range (HSD) Test for Enraizamiento

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 216
 Error Mean Square 0.029072
 Critical Value of Studentized Range 3.66163
 Minimum Significant Difference 0.0721

	Mean	N	A
A	1.09941	75	7
A	1.09389	75	3
A	1.08837	75	0
A	1.06075	75	5

Means with the same letter are not significantly different.

ANEXO 4 ANÁLISIS ESTADÍSTICO MORTANDAD

ANOVA

R-Square	Coeff Var	Root MSE	Mortandad Mean
0.274789	17.47823	0.204948	1.172589

Source	DF	Anova SS	Mean Square	F Value	Pr > F
S	2	0.06977297	0.03488648	0.98	0.3815 ns
Error S	72	1.70314674	0.02365482	0.84	0.7532 ns
A	3	0.23505484	0.07835161	1.87	0.1364 ns
S*A	6	0.08578644	0.01429774	0.34	0.9149 ns
Error A	216	9.07277364	0.04200358		
Corrected Total	299	12.51052215			

PRUEBA DE TUKEY

Tukey's Studentized Range (HSD) Test for Mortandad

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	48
Error Mean Square	0.035482
Critical Value of Studentized Range	3.42026
Minimum Significant Difference	0.0644

	Mean	N	S
A	1.19054	100	CARROZ
A			
A	1.17397	100	AMED
A			
A	1.15326	100	AFIN

Means with the same letter are not significantly different.

Tukey's Studentized Range (HSD) Test for Mortandad

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	216
Error Mean Square	0.042004
Critical Value of Studentized Range	3.66163
Minimum Significant Difference	0.0867

	Mean	N	A
A	1.20987	75	7
A			
A	1.18778	75	0
A			
A	1.15464	75	5
A			
A	1.13807	75	3

Means with the same letter are not significantly different.

ANEXO 5 ANÁLISIS ESTADÍSTICO SOBREVIVENCIA

ANOVA

R-Square	Coeff Var	Root MSE	Sobrevivencia Mean
0.274789	16.50642	0.204948	1.241625

Source	DF	Anova SS	Mean Square	F Value	Pr > F
S	2	0.06977297	0.03488648	0.98	0.3815 ns
Error S	72	1.70314674	0.02365482	0.84	0.7532 ns
A	3	0.23505484	0.07835161	1.87	0.1364 ns
S*A	6	0.08578644	0.01429774	0.34	0.9149 ns
Error A	216	9.07277364	0.04200358		
Corrected Total	299	12.51052215			

PRUEBA DE TUKEY

Tukey's Studentized Range (HSD) Test for Sobrevivencia

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	48
Error Mean Square	0.035482
Critical Value of Studentized Range	3.42026
Minimum Significant Difference	0.0644

	Mean	N	S
A	1.26095	100	AFIN
A			
A	1.24024	100	AMED
A			
A	1.22368	100	CARROZ

Means with the same letter are not significantly different.

Tukey's Studentized Range (HSD) Test for Sobrevivencia

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	216
Error Mean Square	0.042004
Critical Value of Studentized Range	3.66163
Minimum Significant Difference	0.0867

	Mean	N	A
A	1.27614	75	3
A			
A	1.25957	75	5
A			
A	1.22644	75	0
A			
A	1.20435	75	7

Means with the same letter are not significantly different.

ANEXO 6 ANÁLISIS ESTADÍSTICO BROTACIÓN

ANOVA

R-Square	Coeff Var	Root MSE	Brotación Mean			
0.344582	10.55831	0.109228	1.034518			
Source	GL	Anova SS	Mean Square	F Value	Pr > F	
S	2	0.05947860	0.02973930	2.09	0.1352 ns	
Error S	72	0.68400386	0.009500054	1.19	0.1982 ns	
A	3	0.05661905	0.01887302	1.58	0.1947 ns	
S*A	6	0.06862915	0.01143819	0.96	0.4542 ns	
Error A	216	2.57702459	0.01193067			
Corrected Total	299	3.93187839				

PRUEBA DE TUKEY

Tukey's Studentized Range (HSD) Test for Brotación

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	48
Error Mean Square	0.01425
Critical Value of Studentized Range	3.42026
Minimum Significant Difference	0.0408

	Mean	N	S
A	1.05385	100	CARROZ
A			
A	1.02899	100	AMED
A			
A	1.02071	100	AFIN

Means with the same letter are not significantly different.

Tukey's Studentized Range (HSD) Test for Brotación

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	216
Error Mean Square	0.011931
Critical Value of Studentized Range	3.66163
Minimum Significant Difference	0.0462

	Mean	N	A
A	1.05523	75	3
A			
A	1.03314	75	0
A			
A	1.03314	75	5
A			
A	1.01657	75	7

Means with the same letter are not significantly different.

ANEXO 7
ANÁLISIS ESTADÍSTICO PRESENCIA DE CALLOS

ANOVA

R-Square	Coeff Var	Root MSE	Presencia Callos Mean
0.298510	17.18460	0.202217	1.176731

Source	DF	Anova SS	Mean Square	F Value	Pr > F
S	2	0.35801540	0.17900770	6.20	0.0040 **
Error S	72	1.38630883	0.01925429	0.71	0.9240 ns
A	3	0.07777970	0.02592657	0.63	0.5938 ns
S*A	6	0.26879750	0.04479958	1.10	0.3660 ns
Error A	216	8.83257162	0.04089154		
Corrected Total	299	12.59116141			

PRUEBA DE TUKEY

Tukey's Studentized Range (HSD) Test for Presencia de Callos

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	48
Error Mean Square	0.028881
Critical Value of Studentized Range	3.42026
Minimum Significant Difference	0.0581

	Mean	N	S
A	1.20711	100	AFIN
A	1.19468	100	AMED
B	1.12841	100	CARROZ

Means with the same letter are not significantly different.

Tukey's Studentized Range (HSD) Test for Presencia de Callos

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	216
Error Mean Square	0.040892
Critical Value of Studentized Range	3.66163
Minimum Significant Difference	0.0855

	Mean	N	A
A	1.19882	75	3
A	1.18225	75	7
A	1.17121	75	0
A	1.15464	75	5

Means with the same letter are not significantly different.

ANEXO 8 ANÁLISIS ESTADÍSTICO NÚMERO DE RAÍZ PROMEDIO

ANOVA

R-Square	Coeff Var	Root MSE	NRP Mean
0.275030	23.40345	0.263505	1.125925

Source	GL	Anova SS	Mean Square	F Value	Pr > F
S	2	0.21328841	0.10664420	1.75	0.1842 ns
Error S	72	2.92041166	0.04056127	0.88	0.7012 ns
A	3	0.22427533	0.07475844	1.08	0.3599 ns
S*A	6	0.32228323	0.05371387	0.77	0.5914 ns
Error A	216	14.99798049	0.06943509		
Corrected Total	299	20.68772169			

PRUEBA DE TUKEY

Tukey's Studentized Range (HSD) Test for NRP

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	48
Error Mean Square	0.060842
Critical Value of Studentized Range	3.42026
Minimum Significant Difference	0.0844

	Mean	N	S
A	1.16341	100	AMED
A			
A	1.11074	100	CARROZ
A			
A	1.10363	100	AFIN

Means with the same letter are not significantly different.

Tukey's Studentized Range (HSD) Test for NRP

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	216
Error Mean Square	0.069435
Critical Value of Studentized Range	3.66163
Minimum Significant Difference	0.1114

	Mean	N	A
A	1.15675	75	7
A			
A	1.13560	75	3
A			
A	1.12941	75	0
A			
A	1.08194	75	5

Means with the same letter are not significantly different.

ANEXO 9
ANÁLISIS ESTADÍSTICO LONGITUD DE RAÍZ MAYOR

ANOVA

R-Square	Coeff Var	Root MSE	LRM Mean
0.273407	79.37006	1.112602	1.401790

Source	GL	Anova SS	Mean Square	F Value	Pr > F
S	2	1.86186920	0.93093460	0.83	0.4430 ns
Error S	72	53.95661667	0.74939745	0.91	0.6458 ns
A	3	3.77950348	1.25983449	1.02	0.3857 ns
S*A	6	9.33906838	1.55651140	1.26	0.2784 ns
Error A	216	267.3826888	1.2378828		
Corrected Total	299	367.9950958			

PRUEBA DE TUKEY

Tukey's Studentized Range (HSD) Test for LRM

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 48
 Error Mean Square 1.124096
 Critical Value of Studentized Range 3.42026
 Minimum Significant Difference 0.3626

	Mean	N	S
A	1.5075	100	AMED
A			
A	1.3794	100	CARROZ
A			
A	1.3185	100	AFIN

Means with the same letter are not significantly different.

Tukey's Studentized Range (HSD) Test for LRM

Alpha 0.05
 Error Degrees of Freedom 216
 Error Mean Square 1.237883
 Critical Value of Studentized Range 3.66163
 Minimum Significant Difference 0.4704

	Mean	N	A
A	1.5268	75	0
A			
A	1.4997	75	7
A			
A	1.3038	75	5
A			
A	1.2770	75	3

Means with the same letter are not significantly different.

ANEXO 10 ESTACAS ENRAIZADAS



Derecha: Estaca enraizada del tratamiento T2 (arena fina + 3000 ppm de AIB).

Izquierda: Estaca enraizada del tratamiento T3 (arena fina + 5000 ppm de AIB).



Derecha: Estaca enraizada del tratamiento T7 (arena media + 5000 ppm de AIB).

Izquierda: Estaca enraizada del tratamiento T7 (arena media + 5000 ppm de AIB).



Arriba derecha: Estaca enraizada del tratamiento T10 (casarilla de arroz carbonizada + 3000 ppm de AIB).

Arriba izquierda: Estaca enraizada del tratamiento T8 (arena media + 7000 ppm de AIB).

Abajo: Estaca enraizada del tratamiento T5 (arena media + 0 ppm de AIB).



ANEXO 11 ESTACAS CON BROTAÇÃO



Derecha: Estaca con brotación del tratamiento T9 (cascarilla de arroz carbonizada + 0 ppm de AIB).

Izquierda: Estaca enraizada con brotación del tratamiento T12 (cascarilla de arroz carbonizada + 7000 ppm de AIB).



Derecha: Estaca enraizada con brotación del tratamiento T5 (arena media + 0 ppm de AIB).

Izquierda: Estaca con brotación del tratamiento T11 (cascarilla de arroz carbonizada + 5000 ppm de AIB).

