

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES



**PROPAGACIÓN VEGETATIVA POR
ESTACAS DE BOLAINA BLANCA
(GUAZUMA CRINITA MART.) MEDIANTE
MINITÚNELES EN AMBIENTES
CONTROLADOS EN SAN ALEJANDRO,
IRAZOLA-UCAYALI**

Presentado por:

Yanisse Basauri Torres

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO FORESTAL**

Lima - Perú
2017

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Los Miembros del Jurado que suscriben, reunidos para calificar la sustentación del Trabajo de Tesis, presentado por la ex-alumna de la Facultad de Ciencias Forestales, Bach. **YANISSE BASAURI TORRES**, intitulado “**PROPAGACIÓN VEGETATIVA POR ESTACAS DE BOLAINA BLANCA (GUAZUMA CRINITA MART.) MEDIANTE MINITÚNELES EN AMBIENTES CONTROLADOS EN SAN ALEJANDRO, IRAZOLA-UCAYALI** ”.

Oídas las respuestas a las observaciones formuladas, lo declaramos:

.....

con el calificativo de

En consecuencia queda en condición de ser considerada APTA y recibir el título de **INGENIERO FORESTAL**.

La Molina, 7 de Febrero de 2017

.....
PhD. Carlos Reynel Rodríguez
Presidente

.....
Ing. Carlos Fernando Bulnes Soriano
Miembro

.....
Mg. Sc. Antonio Tovar Narvaez
Miembro

.....
Ing. Ignacio Lombardi Indacochea
Asesor

Mg. Sc. Wilson Guerra Arévalo
Coasesor

DEDICATORIA

A mi mamá Iris, trabajadora e inteligente, a mi melliza Benazir, mi mejor competencia y motivación en el día a día, a mi tío Alberto, del cual he aprendido tanto, a mi prima Sol, por las sonrisas y a mi abuelita Magda, la cual me da los más sabios consejos.

Y a mi abuelito Alberto, ya somos colegas.

A toda mi familia, por ustedes he podido llevar a cabo cada una de mis metas.

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento a (al):

Coordinador General del Proyecto: Ing. Guillermo Gorbitz Dupuy ASSESSFOR SAC, por la oportunidad brindada, confianza y apoyo constante, al Mg.Sc, Victor Cornejo Badillo y Bach. Yanina Ratachi Ojeda.

A mi asesor, el Ing. Ignacio Lombardi Indacochea (UNALM) por su apoyo constante, y a mi co-asesor Mg. Sc Wilson Guerra Arévalo (IIAP).

A mis amigos de siempre, a los que conozco desde primaria y a mis amigos y colegas de la universidad, que hicieron mi paso por la Agraria mucho más llevadero. Gracias por todos los momentos compartidos. Gracias por las amanecidas de estudio, por cuidarnos mutuamente en los viajes de campo y por ser mi familia en el campus universitario.

Especialmente a: Ing. Andrea Ramos Huapaya, por la amistad y asesoría brindada, Bach. Ximena Olivera Flores y Bach. Erika Pinto Maldonado, colegas y amigas.

Y sobre todo a mi familia, por preocuparse siempre y alentarme a lo largo de todo el camino. Muchas, muchas gracias.

La presente investigación ha sido desarrollada en el marco de implementación del proyecto "Producción de plántones clonales para reforestación con fines comerciales de caoba (Swietenia macrophylla) y bolaina (Guazuma crinita Mart.) mediante mini-jardines y mini-túneles", financiado por Cienciaactiva de Concytec.



ASSESSFOR



CIENCIAACTIVA

Becas y Co-financiamiento de Concytec

RESUMEN

La empresa ASSESSFOR SAC se encuentra implementando el proyecto: "Producción de plántones clonales para reforestación con fines comerciales de caoba (*Swietenia macrophylla*) y bolaina (*Guazuma crinita* Mart.) mediante mini-jardines y mini-túneles" financiado por: FONDECYT – CONCYTEC, cuyo objetivo es el desarrollo de un modelo innovador, rentable y escalable de producción de plántones clonales para reforestación con fines comerciales. Como complemento de las acciones del proyecto se está diseñando un programa de mejoramiento genético forestal para la bolaina blanca en base a propagación vegetativa, llevándolos a ensayos clonales para determinar potenciales ganancias genéticas. El proyecto contempla a su vez, el desarrollo de un protocolo de clonación de las especies en mini-jardines clonales y mini-túneles. El proyecto de investigación presentado a continuación se desarrollará dentro del marco del proyecto presentado líneas arriba, y su ejecución (toma de datos y análisis) se iniciará con el establecimiento y producción de estacas en invernadero. Esta investigación forma parte del proyecto en mención y permitió realizar un protocolo de propagación vegetativa de la especie bolaina blanca (*Guazuma crinita* Mart.). Las estacas obtenidas fueron plantadas en mini túneles en diferentes ambientes. Se obtuvieron 720 estacas las cuales fueron plantadas en los dos mini túneles bajo 24 tratamientos. Se evaluó el porcentaje de sobrevivencia, mortandad, enraizamiento y de brotación, a través de un diseño de bloques completamente al azar (DBCA): 6 bloques y 24 tratamientos, además se evaluó la longitud de raíz más larga y número de raíces. Las estacas tratadas con enraizante AIB a 3000 ppm Rapid Root en sustrato arena fina, ambiente mini túnel en invernadero de policarbonato reportaron el mayor porcentaje de enraizamiento (100%), así como las estacas tratadas con enraizante AIB a 3000 ppm Rapid Root en sustrato jiffy en ambiente mini túnel cubierto por malla Raschel. Todos los tratamientos presentaron brotes nuevos. En el mini túnel cubierto con malla Raschel, sobrevivieron la totalidad de las estacas en los sustratos arena fina y jiffy. Respecto al número de raíces formadas, el sustrato jiffy obtuvo los mejores resultados, con un promedio de 18 raíces formadas. El ambiente mini túnel en invernadero de policarbonato obtuvo en general mejores resultados que el ambiente mini túnel con cubierta de malla Raschel.

Palabras claves: Mejoramiento genético forestal; plantaciones, enraizamiento; propagación vegetativa, bolaina blanca.

ÍNDICE GENERAL

	Página
I. Introducción	1
II. Revisión de Literatura	3
1. Generalidades de la bolaina blanca	3
1.1. Clasificación taxonómica.....	3
1.2. Descripción botánica.	4
1.3. Distribución geográfica.....	4
2. Antecedentes de investigación en propagación vegetativa de bolaina blanca	5
3. Propagación vegetativa.	5
3.1. Propagación por estacas.	6
3.2. Ventajas propagación vegetativa.	6
4. Jardín clonal y mini jardín clonal	7
5. Invernaderos	8
5.1. Mini túnel, micro túnel, túnel bajo o mini invernadero.	8
6. Proceso de enraizamiento.	9
7. Influencias de las condiciones ambientales.	11
7.1. Temperatura del sustrato.....	14
8. Influencias del medio de enraizamiento (sustrato)	14
9. Aditivos como reguladores de crecimiento	15
9.1. Ácido indolbutírico (AIB)	15
9.2. Ácido naftalenacético (ana).....	15
III. Materiales y Métodos	17
1. Área de estudio	17
2. Materiales y equipos	18
3. Metodología	18
3.1. Tipo de investigación.....	18
3.2. Identificación de variables	18
3.2.1. Porcentaje de sobrevivencia (%).....	18
3.2.2. Porcentaje de mortalidad (%).....	19
3.2.3. Porcentaje de enraizamiento (%)	19
3.2.4. Longitud de raíz más larga (MM)	19
3.2.5. Número de raíces	19
3.2.6. Porcentaje de brotación (%).....	19
3.3. Diseño de la investigación.....	21
3.3.1. Manejo del material	21
3.4. Población y muestra.....	23
3.5. Procesamiento de datos	23
3.5.1. Análisis estadístico.....	23
3.5.2. Análisis de calidad	27
4. Monitoreo de estacas	28
4.1. Valores promedios de las variables bioclimáticas.....	28
4.2. Evaluación N° 1	31
4.3. Evaluación N°2.....	33
IV. Resultados y discusión	37
1. Porcentaje de sobrevivencia de estacas juveniles de bolaina blanca	37
2. Porcentaje de mortandad	43

3.	Porcentaje de enraizamiento de estaquillas de bolaina blanca	44
4.	Porcentaje de brotación	54
5.	Número de raíces por estaquilla de bolaina blanca.....	56
6.	Longitud máxima de raíz promedio por estaquilla de bolaina blanca.	61
7.	Análisis de calidad.	63
8.	Índice de esbeltez (I.E.)	64
V.	Conclusiones	67
VI.	Recomendaciones	69
VII.	Referencias bibliográficas	71
VIII.	Anexos.....	77

Índice de tablas

	Página
Tabla 1: Descripción tratamientos en el ambiente 1	20
Tabla 2: Descripción de tratamientos en el ambiente 2	20
Tabla 3: Tratamientos (combinaciones) para el ensayo	25
Tabla 4: Porcentaje de sobrevivencia (%) en el ambiente 1 por sustrato y aditivo.	38
Tabla 5: Porcentaje de sobrevivencia (%) en el ambiente 2, por sustrato y aditivo.	39
Tabla 6: Análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de sobrevivencia de estaquillas de bolaina blanca.	40
Tabla 7: Prueba de comparación de medias de los ambientes con respecto al porcentaje de sobrevivencia de estaquillas de bolaina blanca.	40
Tabla 8: Prueba de comparación de medias de los sustratos con respecto al porcentaje de sobrevivencia de estaquillas de bolaina blanca.	41
Tabla 9: Prueba de comparación de medias de los aditivos con respecto al porcentaje de sobrevivencia de estaquillas de bolaina blanca.	41
Tabla 10: Porcentaje de mortandad (%) en el ambiente 1, por tratamiento.	43
Tabla 11: Porcentaje de mortandad (%) en el ambiente 2, por tratamiento	43
Tabla 12: Análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de enraizamiento de estaquillas de bolaina blanca.	45
Tabla 13: Prueba de comparación de medias de los ambientes con respecto al porcentaje de enraizamiento de estaquillas de bolaina blanca.	46
Tabla 14: Prueba de comparación de medias de los aditivos con respecto al porcentaje de enraizamiento de estaquillas de bolaina blanca.	47
Tabla 15: Prueba de comparación de medias de los sustratos con respecto al porcentaje de enraizamiento de estaquillas de bolaina blanca.	51
Tabla 16: Clasificación por porcentaje de enraizamiento.....	53
Tabla 17: Porcentaje de brotación en el ambiente 1	55
Tabla 18: Porcentaje de brotación en el ambiente 2	55
Tabla 19: Análisis de varianza (ANVA) del número de raíces por estaquillas de bolaina blanca.	58
Tabla 20: Prueba de comparación de medias de los ambientes con respecto al número de raíces por estaquilla de bolaina blanca.....	58
Tabla 21: Prueba de comparación de medias de los sustratos con respecto al número de raíces por estaquilla de bolaina blanca.	59
Tabla 22: Prueba de comparación de medias de los aditivos con respecto al número de raíces por estaquilla de bolaina blanca.	60

Tabla 23:	Análisis de varianza (ANVA) para la longitud de raíz más larga promedio de estaquillas de bolaina.	61
Tabla 24:	Prueba de comparación de medias por ambiente con respecto a la longitud promedio de raíces de estaquillas de bolaina.....	62
Tabla 25:	Prueba de comparación de medias por sustrato con respecto a la longitud promedio de raíz más larga de estaquillas de bolaina.	62
Tabla 26:	Prueba de comparación de medias por aditivo con respecto a la longitud promedio de raíz más larga de estaquillas de bolaina.	62
Tabla 27:	Caracterización del índice de esbeltez por sitio.	64
Tabla 28:	Caracterización del índice de esbeltez por sustrato.....	65

Índice de figuras

	Página
Figura 1: Distribución de los tratamientos en los mini túneles (DCA)	26
Figura 2: Condiciones ambientales en el ambiente 1 a lo largo de los 20 días del ensayo	28
Figura 3: Condiciones ambientales en el ambiente 2 a lo largo de los 20 días del ensayo	29
Figura 4: Intensidad lumínica dentro del ambiente 1 a lo largo de los 20 días del ensayo	30
Figura 5: Intensidad lumínica dentro del ambiente 2 a lo largo de los 20 días del ensayo	30
Figura 6: Primera evaluación: Bandeja de estacas en medio aeropónico, presentando alta defoliación	32
Figura 7: Primera evaluación: Estaca tratamiento T15 (R. root+SANIX en arena) presentando brotes.....	33
Figura 8: Segunda evaluación: Estaca enraizada tratamiento T9 a los 14 días.....	34
Figura 9: Segunda evaluación: Estaca con presencia de callo T6 (Sanix en aeropónico).	34
Figura 10: Porcentaje de sobrevivencia por ambientes.....	37
Figura 11: Porcentaje de sobrevivencia (%) en el ambiente 1.....	38
Figura 12: Porcentaje de sobrevivencia (%) en el ambiente 2.....	39
Figura 13: Porcentaje de sobrevivencia de estaquillas de bolaina con respecto al tipo de sustrato, después de 20 días de la instalación en mini túnel.	42
Figura 14: Porcentaje de enraizamiento en el ambiente 1.	50
Figura 15: Porcentaje de enraizamiento por sustrato en el ambiente	51
Figura 16: Porcentaje de enraizamiento de estaquillas de bolaina blanca con respecto al ambiente, después de 20 días de instalación en minitúnel.	52
Figura 17: Número de raíces promedio obtenido por tratamiento en el ambiente 1.....	56
Figura 18: Número de raíces promedio por tratamiento en el ambiente 2.....	57
Figura 19: Estadísticos descriptivos del índice de calidad de las plantas (I.E). Los valores sobre las cajas corresponden a la media de los datos \pm desviación estándar.	66

Índice de anexos

	Página
Anexo 1 Análisis estadístico: prueba de Tukey.....	77
Anexo 2 Medidas resumen	83
Anexo 3 Gráficos barras porcentaje de enraizamiento	84
Anexo 4 Mapa de ubicación	85
Anexo 5 Formato de registro condiciones ambientales.....	86
ANEXO 6 Procedimiento para la instalación de ensayos de propagación vegetativa de bolaina blanca.....	87
ANEXO 7 Ambientes.....	90
ANEXO 8 Estaquillas enraizadas de bolaina blanca al final del ensayo	91

I. INTRODUCCIÓN

El Perú es un país con casi dos tercios de su superficie cubierta de bosques (73,3 millones de hectáreas), es el segundo en cobertura forestal en América Latina, sólo superado por Brasil, y el noveno a nivel mundial (MINAM, 2011). Es decir, el Perú es un país con enorme potencial forestal, sin embargo, presenta una balanza comercial forestal altamente deficitaria (negativa) cuyo mayor valor se alcanzó el 2012 con un déficit de \$ 676 millones de USD. Lo cual denota la débil e insuficiente capacidad de la industria maderera para atender las necesidades de una demanda creciente en volumen y calidad (Ríos, 2014).

Actualmente, la madera proviene principalmente de dos fuentes: los bosques naturales y las plantaciones forestales. A nivel mundial las plantaciones forestales han crecido significativamente. Según la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y Alimentación (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y Alimentación, 2002) el total de plantaciones forestales en el mundo aumentó de 17.8 millones de hectáreas en 1980, a 43.6 millones de hectáreas en 1990, pasando a 187 millones de hectáreas en el 2000.

Siendo, además la madera, uno de los productos de origen agrario más estable en cuestión de precios; esto se debe, a una demanda constante, producto de la desaparición de los bosques naturales (a un ritmo de 14.6 millones de hectáreas por año) pero también a un aumento constante de la población que consume en buena parte, productos forestales y sus derivados (Cabrera, 2003). En este contexto, las plantaciones forestales se convierten en una alternativa productiva, que sin embargo no se ha desarrollado mucho en nuestro país, presentando tan sólo 798 000 ha de plantaciones forestales, versus los, por ejemplo, 5.3 millones de ha plantadas por Brasil (FAO, 2005).

Para garantizar el éxito de la productividad de las plantaciones forestales, la mayoría de países donde se han desarrollado plantaciones, han iniciado acciones de mejoramiento genético. El objetivo del mejoramiento forestal es mejorar las características de los individuos obtenidos (Roulund y Olesen, 1992). Es un proceso que utiliza la variación

natural y los mecanismos de la herencia, para lograr incrementar la producción en volumen y calidad de las plantaciones forestales (Murillo *et al.*, 2010).

Los mismos autores señalan que, para lograr el mejoramiento genético se necesita una constante selección y certificación de calidad genética de materiales, el mejor material disponible se aísla de la población original, hasta obtener una subpoblación comercial, la cual podrá ser propagada sexual o asexualmente.

La principal ventaja de la propagación asexual o vegetativa es la ganancia genética en períodos cortos y la posibilidad de transferir todo el potencial genético de la planta madre a su descendencia (Gárate, 2010).

El proyecto "Producción de plántones clonales para reforestación con fines comerciales de caoba (*Swietenia macrophylla*) y bolaina (*Guazuma crinita* Mart.) mediante mini-jardines y mini-túneles" financiado por: FONDECYT – CONCYTEC e implementado por: ASSESSFOR S.A.C, cuyo objetivo es el desarrollo de un modelo innovador, rentable y escalable de producción de plántones clonales para reforestación con fines comerciales. Como complemento de las acciones del proyecto se está diseñando un programa de mejoramiento genético forestal para la bolaina blanca. Se está desarrollando propagación vegetativa, para posteriormente llevar los individuos a ensayos clonales para determinar potenciales ganancias genéticas. El proyecto contempla a su vez, el desarrollo de un protocolo de clonación de las especies en mini-jardines clonales y mini-túneles.

El proyecto de investigación presentado a continuación se desarrollará dentro del marco del proyecto presentado líneas arriba, y su ejecución (toma de datos y análisis) se iniciará con el establecimiento y producción de estacas en invernadero . Siendo el objetivo de este determinar el enraizamiento de estaquillas de bolaina blanca mediante propagación vegetativa en diferentes condiciones de sustrato, aditivo y ambiente.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

1. GENERALIDADES DE LA BOLAINA BLANCA.

La bolaina blanca (*Guazuma crinita* Martius) es una especie maderable de rápido crecimiento.

El árbol alcanza entre 25 y 80 cm de diámetro y 15 a 30 m de altura total. Posee amplia distribución en el Neotrópico, desde Centroamérica a la región Amazónica, hasta el sur de Brasil y Bolivia, mayormente hasta los 1500 msnm. Es una especie abundante en la Amazonía peruana. (Reynel, 2003).

Hasta 2007, la bolaina se comercializaba a nivel local en el área del río Ucayali para la construcción de viviendas, mayormente en comunidades y en los crecientes vecindarios de bajos ingresos alrededor de ciudades como Pucallpa, donde en un momento dado el 65 % de las viviendas tenía paredes fabricadas con tablillas de bolaina (Padoch *et al.* 2008; Toledo 1997; citados por Putzel *et al.* 2013). El uso local de la bolaina empezó a aumentar con la comercialización a nivel internacional de especies más valiosas de madera. Después del terremoto de 2007, la demanda de tablillas de bolaina se disparó pues se la utilizaba en casas prefabricadas construidas para situaciones de emergencia, pasando a ocupar un lugar destacado entre las 20 especies principales aprovechadas a nivel nacional, según cifras oficiales de producción (Ministerio de Agricultura, 2011).

1.1. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA.

REINO: PLANTAE

CLASE: MAGNOLIOPHYTA

ÓRDEN: MALVACEAE*

FAMILIA: STERCULIACEAE

NOMBRE CIENTIFICO: *Guazuma crinita* Martius

NOMBRES COMUNES: “Bolaina”, “Bolaina blanca”

SINONIMOS BOTÁNICOS: *Guazuma rosea* Poeppig

1.2. DESCRIPCIÓN BOTÁNICA.

La bolaina es un árbol de 25-80 cm de diámetro y 15-30 m de altura total, con fuste cilíndrico, la ramificación en el tercer tercio y la base del fuste recta. Su corteza externa es lisa a finamente agrietada, color marrón claro a grisáceo. Corteza interna fibrosa y conformando un tejido finamente reticulado, color amarillo claro, oxida rápidamente a marrón; se desprende en tiras al ser jalada. Las ramitas terminales con sección circular, color oscuro cuando secas, de unos 3-4 mm de diámetro, usualmente con pubescencia ferrugínea hacia las partes apicales; la corteza se desprende en tiras fibrosas al ser jalada. Presenta hojas simples, alternas y dísticas, de 10-18 cm de longitud, y 5-7 cm de ancho, el peciolo de 1.5-2 cm de longitud, las láminas ovadas, frecuentemente asimétricas, aserradas, la nervación palmeada, el ápice agudo y acuminado y la base cordada (Reynel et al; 2003).

Los mismos autores indican que la bolaina presenta inflorescencias panículas axilares de unos 8-12 x 3-6 cm con muchas flores. Las flores son pequeñas, de 8-12 mm de longitud, hermafroditas. Sus frutos son cápsulas globosas de unos 4-8 mm de diámetro con la superficie densamente cubierta de pelos largos, de unos 3-4 cm de longitud. Los frutos de esta especie son cápsulas globosas de unos 4-8 mm de diámetro con la superficie densamente cubierta de pelos largos, de unos 3-4 cm de longitud.

1.3. DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA.

Muy amplia en el Neotrópico desde Centroamérica a la región Amazónica, hasta el sur de Brasil y Bolivia, mayormente hasta los 1500 msnm. La especie abunda en la Amazonia peruana. Se le observa en ámbitos con pluviosidad elevada y constante, pero también en zonas con una estación seca marcada. Es una especie heliófita, característica de la vegetación secundaria temprana, muy abundante en la cercanía a caminos y zonas con alteración antropogénica. Suele presentarse en suelos limosos a arenosos, muchas veces de escasa fertilidad, a veces pedregosos; no tolera el anegamiento, sobre todo cuando es una plántula (Reynel et al; 2003).

En el Perú se encuentra en los departamentos de Amazonas, Huánuco, Junín, Loreto, Madre de Dios, Pasco, San Martín y Ucayali. Habita dentro de las zonas ecológicas de bosque húmedo pre montano tropical (bh-PT), bosque seco tropical (bs-T) y bosque muy húmedo sub tropical (bmh-ST) (CPM, 2008).

2. ANTECEDENTES DE INVESTIGACIÓN EN PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE BOLAINA BLANCA.

En lo que respecta a la propagación vegetativa de *Guazuma crinita*, se han realizado diversos estudios de enraizamiento en Perú. Soudre *et al.* (2010) realizaron propagación vegetativa por estacas de la especie bolaina blanca. Empleando rebrotes manejados, se obtuvo cerca del 90% de estaquillas enraizadas, en 20 días, en cámaras de propagación. Luego del repique de las estaquillas enraizadas, sombra temporal de 65% y riego pesado durante los próximos cinco días, se logró una aclimatación exitosa, con casi un 100% de sobrevivencia de los clones (IIAP, 2010).

Ramos (2015) empleó estacas juveniles de 3 - 15 cm de longitud, de diámetros centrales de 2 – 8 mm); conservando 2/3 de su hoja (área foliar), en sustrato arena fina en cámara de sub irrigación, por 20 días. Las condiciones ambientales de humedad relativa, temperatura y luminosidad fueron controladas, alcanzando un 61,3 % de mortandad y un 14% de porcentaje de enraizamiento. Este ensayo fue desarrollado en Puerto Súngaro, distrito y provincia de Puerto Inca, Huánuco.

3. PROPAGACIÓN VEGETATIVA.

También conocida como propagación indirecta, asexual o agámica, se efectúa con partes de una planta, provistas de yemas y con capacidad de enraizamiento para originar nuevos individuos; o insertando dichas yemas a otra planta afín y capaz de soldar sus tejidos para proseguir su desarrollo normal. De estas maneras puede asegurarse plena transmisión de los caracteres fijos de la variedad vegetal (Zanoni, 1975).

La reproducción asexual o vegetativa es el proceso mediante el cual se multiplica o propaga un individuo mediante algún proceso de gemación y ello garantiza que todos los individuos resultantes son genéticamente idénticos (clon) y se minimiza el origen de tipos recombinantes. Ello se debe a que en este proceso no participan las células reproductivas, no hay unión de gametos masculinos y femeninos, no hay reducción cromosómica o meiosis, ocurriendo sólo la mitosis, es decir la constitución genética y cualidades hereditarias son idénticas en todos los descendientes (Murillo, 2013).

La propagación vegetativa ha servido siempre a la reproducción individual de las plantas poseedoras de características importantes, conservando la pureza genotípica en generaciones sucesivas; lo cual es imposible de lograr por vía sexual, con semillas (Zanoni, 1975).

Barbat (2006) indica que las técnicas de propagación vegetativa implican tanto la explotación de la aptitud natural de ciertas plantas para reproducirse de ese modo, (estolones, bulbos, etc.), como el uso de prácticas creadas por el hombre. Para las plantas superiores las técnicas de multiplicación vegetativa de mayor importancia comercial son: esquejes, injerto y algunas prácticas de cultivo “in vitro” relacionadas con la propagación.

3.1. PROPAGACIÓN POR ESTACAS.

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; citado por Gárate, 2010).

La propagación vegetativa a través de estacas es un método preferido en la propagación vegetativa, para árboles y arbustos tanto forestales como ornamentales. Este es rápido y económico, se puede obtener gran número de individuos a partir de una única planta madre, sin cambios genéticos (Hartmann y Kester, 1999).

En la propagación vegetativa a través de estacas, se corta de la planta madre una porción de tallo, raíz u hoja, después de lo cual esa porción se coloca en condiciones ambientales favorables y se induce a que forme raíces y tallos, obteniéndose con ello una planta nueva que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta madre (Hartmann y Kester, 1988). 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, 1980).

3.2. VENTAJAS PROPAGACIÓN VEGETATIVA.

Las nuevas tecnologías de producción masiva de clones permiten la producción constante de material de plantación en cualquier época del año y prácticamente sin limitación en la cantidad de individuos (Murillo *et al.* 2003). En contraste con la propagación de semillas, donde cada individuo es genéticamente diferente, la propagación asexual o vegetativa consiste en la duplicación de genotipos; la información genética original se preserva mediante la división por mitosis y, por tanto, también se duplica la reproducción completa de los rasgos del árbol originalmente seleccionado. Esto es esencial porque permite la

captura y reproducción de toda la información genética y los rasgos de importancia económica de cada árbol plus que ha sido seleccionado (Chaix *et al.* 2011, Monteuis *et al.* 2011; citados por Murillo, 2013). Otra ventaja de la propagación vegetativa es que puede ser aplicada a cualquier individuo que, por ser muy joven aun, no produce todavía semillas fértiles o no haya iniciado su capacidad reproductiva, o en árboles que no logren producir flores o frutos debido a condiciones ambientales desfavorables (Murillo *et al.* 2001).

4. JARDÍN CLONAL Y MINI JARDIN CLONAL.

El jardín clonal o área de multiplicación es uno de los componentes principales de todo el sistema de reforestación clonal. En este es donde se tendrá la colección completa de todos los árboles plus seleccionados originalmente. Cada árbol plus ha sido entonces propagado a partir de sus brotes en el tocón, o a partir de otras partes vegetativas. (Murillo, 2013).

Para lograr mayor calidad, eficiencia y eficacia en los procesos de producción de clones, los jardines clonales han evolucionado, iniciándose con los minijardines clonales al aire libre directamente en el suelo; luego aparecieron los jardines clonales establecidos en potes o bolsas con suelo mejorado y uso de sombra; después a través de un gran salto tecnológico aparecieron las colecciones clonales dentro de un ambiente protegido, con diseños desde rústicos a sofisticados; las colecciones clonales evolucionaron de jardín clonal a minijardín clonal con sistemas hidropónicos y últimamente se ha propuesto la tecnología del minijardín clonal virtual (Badilla & Murillo, 2005).

Las colecciones clonales evolucionaron de jardín clonal a minijardín clonal. El espaciamiento utilizado disminuyó hasta 10 x 10 cm, con una cantidad de 100 plantas/m² (Murillo, 2013).

En la actualidad, el sistema de minijardines clonales es desarrollado en Costa Rica por Genética Forestal (GENFORES) como una alternativa para mejorar la producción, disminuir tiempos de enraizamiento, tener mejores respuestas a problemas fitosanitarios y mantener una producción de plántulas durante todo el año a pesar de condiciones desfavorables del tiempo (Murillo y Chacón, 2005).

5. INVERNADEROS

Un invernadero es una construcción con una cubierta traslúcida que tiene por objetivo reproducir o simular condiciones climáticas adecuadas para el crecimiento y desarrollo de plantas de cultivo establecidas en su interior, con cierta independencia del medio exterior. De las estructuras empleadas para proteger cultivos, los invernaderos permiten modificar y controlar de forma más eficiente los principales factores ambientales que intervienen en el crecimiento y desarrollo de las especies vegetales (Juárez *et al.*, 2011).

Según la recopilación de Murillo (2013), para lograr una adecuada propagación vegetativa de las colecciones genéticas es necesario establecer un invernadero con condiciones para lograr los tres factores principales requeridos: a) una reducción en la actividad fotosintética (sombra de sarán por lo general), b) una humedad relativa alta (>80-90%) que evite en todo momento el estrés hídrico, y c) una temperatura ambiente entre 30 y 35°C (con la instalación de un túnel de plástico transparente debajo del sarán).

5.1. MINI TÚNEL, MICRO TÚNEL, TÚNEL BAJO O MINI INVERNADERO.

Son estructuras pequeñas construidas con arcos sobre los que se colocan cubiertas de plástico. La función de los túneles es minimizar los efectos perjudiciales de las bajas temperaturas, sin recurrir a estructuras costosas. En algunos cultivos su empleo se limita a la primera parte del ciclo, por ejemplo en la producción de plántula y en algunos sistemas de producción de hortalizas donde en la primera fase se emplean mini invernaderos con acolchado y riego por goteo. Se les emplea para proteger los cultivos y acortar el ciclo productivo al lograrse mayor precocidad (Juarez *et al.*, 2011).

Los mismo autores mencionan, que los factores principales que determinan el mayor o menor rendimiento térmico del túnel, y por lo tanto, sus resultados económicos, se relacionan con los materiales de cobertura, la forma y dimensiones de la estructura, el sistema de ventilación, la orientación, la hermeticidad, la naturaleza de la estructura de sostenimiento, el sombreado y la conectividad térmica. Las dimensiones óptimas dependen de la especie a cultivar.

Dentro del invernadero deben establecerse líneas de producción, en donde deberá construirse un mini túnel con plástico transparente, procurando forrar todas las paredes y el piso de la cama. Este mini túnel deberá tener una altura no mayor a los 40 cm para lograr crear una cámara húmeda y alta temperatura en el ambiente de enraizamiento. Es importante

que cada mini túnel se divida en pequeños compartimentos con plástico, para lograr un mayor control de la producción y un mejor manejo de posibles problemas fitosanitarios. También deberá instalarse una línea de riego automático de aspersion nebulizada, con aspersores cada 1-1,5 m, en cada mini túnel (Hartman y Kester, 1990).

6. PROCESO DE ENRAIZAMIENTO.

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), citado por Gárate (2010) y Hartmann y Kester (1995) respecto a la iniciación de raíces adventicias .

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

Los tejidos de los tallos más susceptibles a formar primordios radicales son: epidermis, parénquima cortical, parénquima radial, cambium vascular y parénquima floemático (Botti, 1999). Según Zanoni (1975) asegura que en la superficie del corte se forma un tejido cicatricial originado en la zona generatriz llamado callo, a través del cual emergen las raíces. Los brotes originados en las yemas se alimentan de las reservas almacenadas en los tejidos, mientras que las raíces nuevas les facilitan nutrientes y agua tomados del suelo.

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).

Según, Agusti (2004); citado por Gárate (2010) el enraizamiento de estacas pueden verse alterado por diversos factores, así:

- 1) En las estacas, si la brotación de las yemas se produce antes de la emisión de raíces, aquella compete y puede agotar las reservas hídricas y nutritivas de la propia estaca.
- 2) El enraizamiento es más rápido, si las áreas de esclerenquima se organizan aisladamente y están separadas por amplias zonas de parénquima.
- 3) En las estacas de ramas hay que tener en cuenta su polaridad, estas enraízan por su parte basal.
- 4) La eliminación de yemas o de hojas impide la formación de raíces.
- 5) El estado nutricional de la estaca determina su capacidad de enraizamiento.
- 6) En las especies leñosas las estacas menores a un año, enraízan mejor, aunque en algunas especies (olivo) la capacidad rizogénica aumenta con la edad de los órganos de los que se separan las estacas.
- 7) En general las estacas tomadas de las plantas jóvenes enraízan mejor que las tomadas de las plantas adultas.
- 8) Las técnicas culturales encaminadas a rejuvenecer las plantas (poda) o a incrementar su actividad vegetativa (riego y fertilización) mejoran la capacidad rizogénica de las estacas.
- 9) Existen variaciones estacionales en la capacidad de enraizamiento.

El enraizamiento está supeditado a factores externos como las condiciones ambientales e internos propios de la estaca y finalmente se deben conocer las pautas de aclimatación y manejo en vivero apropiadas para cada especie (Gárate, 2010).

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. Hartmann y Kester (1995) afirman que las plantas se pueden dividir en tres clases, respecto a la iniciación de raíces adventicias:

- Aquellas en que los tejidos proporcionan todas las diversas sustancias nativas, incluso auxina. Cuando se hacen las estacas y se les coloca en condiciones ambientales adecuadas, ocurre una rápida formación de raíces.
- Aquella en que hay presentes amplias cantidades de cofactores de ocurrencia natural, pero en que la auxina es limitante. Con la aplicación externa de auxina, el enraizamiento aumenta grandemente.
- Aquellas en que falta la actividad de una o más de los cofactores internos, aunque la auxina natural puede o no estar presente en abundancia. Con la aplicación externa de auxina se obtiene poca o ninguna respuesta.

7. INFLUENCIAS DE LAS CONDICIONES AMBIENTALES.

Gárate (2010) indica que parte de los factores que tienen mayor influencia para lograr un adecuado enraizamiento en la propagación por estacas son las condiciones ambientales (iluminación, temperatura, humedad relativa, medio de enraíce) propicias que induzcan al enraizado. Asimismo, Ruíz-Solsol y Mesén (2010), citados por Ramos (2015), mencionan que el éxito de enraizamiento de estacas depende de factores relacionados con la minimización del déficit hídrico en las estacas, la optimización de la fotosíntesis durante el proceso de propagación. Loach (1988) citado por Mesén *et al.* (1996) sostiene que se debe de mantener niveles óptimos de irradiación, temperaturas adecuadas (del aire y del sustrato) y un adecuado balance de agua en las estacas. Hartmann *et al.* (1993) citado por Méndez-Natera *et al.* (2004) señalan que la presencia de oxígeno es indispensable para la producción de raíces, aunque los requerimientos varían según las diversas especies.

Los condiciones ambientales y rangos recomendables de temperatura y humedad relativa para lograr una adecuada propagación vegetativa en un invernadero son: a) una reducción en la actividad fotosintética (sombra de sarán por lo general), b) una humedad relativa alta (>80-90%) que evite en todo momento el estrés hídrico, y c) una temperatura ambiente entre 30 y 35°C (mediante la instalación de un túnel de plástico transparente o material similar, debajo del sarán). (Gatti *et al.*, 2011; Ladrach, 2010; Cornelius y Ugarte-Guerra, 2010; Vallejos *et al.*, 2010; Xavier *et al.*, 2009; Murillo, 2005; Chacón y Murillo, 2005; Murillo *et al.*, 2003; Murillo *et al.*, 2001a y 2001b; Mesén, 1998a y 1998b; Morales, 1999; Monteuis *et al.*, 1995; Zobel, 1993; Ahuja y Libby, 1993; Mascarenhas y Muralidharan, 1993).

Otros autores recomiendan diversos rangos de temperatura y humedad relativa, como Leakey y Mesén (1991a), los cuales señalan que, para especies tropicales, la temperatura óptima del aire para favorecer el enraizamiento es de 20 - 25°C, aunque temperaturas mayores de 30°C son aceptables, siempre y cuando se mantenga una humedad relativa muy alta (> 95%). Henríquez (2004) sugiere que debe mantenerse entre 27 - 29 °C y no exceder los 30°C, y la humedad relativa entre 60 - 80% (aproximadamente) para evitar la deshidratación del material vegetativo, especialmente en el caso de estacas verdes o herbáceas. Botti (1999), señala que la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 °C. Por otro lado, (Hartmann y Kester, 1980; González, 1995; citados por Gárate, 2010) restringen el rango de 21 a 27 °C. La temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15 °C para el enraizamiento de las estaquillas de la mayoría de especies forestales (Hartmann y Kester, 1980; González, 1995; Botti, 1999). González (1995); citado por Gárate (2010), menciona también que, a medida que la temperatura se incrementa (dentro de los límites), las estacas metabolizan más rápido y enraízan mejor, sin embargo, temperaturas del aire elevadas en exceso, tienden a estimular el desarrollo de las yemas antes que el desarrollo de las raíces e incrementar la pérdida de agua por las hojas (Hartmann *et al.*, 1997). Botti (1999) menciona además que muchas especies logran mayores porcentajes de enraizamiento y en menor tiempo cuando la temperatura del sustrato se mantiene entre 25 y 28 °C en los primeros 15 a 20 días, para luego disminuirla a entre 18 y 20 °C, pudiendo esta condición ser decisiva en el proceso de enraizamiento para algunas especies vegetales. Cabe resaltar que, la temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie (Hartmann y Kester, 1988).

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 aún, a través de la combinación de ambos métodos (Torres, 2003). Diversos autores (Dirr y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1988; Botti, 1999; citados por Vidal, 2010) concuerdan, e indican que, es indispensable el empleo de boquillas con riego fino o incluso un equipo que entregue niebla fina (nebulizado) cada vez que la humedad ambiental disminuya en el invernadero, de esta forma se mantiene la humedad adecuada del sustrato y se humedecen las hojas de las estacas, reduciendo a la vez la temperatura del medio y la transpiración de las estacas, la humedad relativa debe ser muy alta cercana al 100%.

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).

El efecto traumático del corte de las estacas, es otro factor a considerar. Leakey y Mesén (1991a) indican que al obtener las estacas (mediante cortes a los rebrotes), se les priva de su fuente de agua (raíces de la planta madre) dejándolas en una condición muy propensa a la desecación, por ello recomiendan evitar cualquier tipo de estrés. La condición hídrica de las estacas es gobernada por el balance entre las 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, dependen 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; citado por Díaz, 1991). Lo cual quiere decir que, para conseguir éxito en el enraizado, es necesario disminuir la transpiración, limitando la desecación de la estaca (Boutherin y Bron, 2004; citados por Gárate 2010), esto se logra manteniendo a la humedad del ambiente alta a saturada (95 a 100%) y constante (Cuculiza, 1956) para reducir las pérdidas de agua por evapotranspiración (Martín y Quillet, 1974; citados por Gárate 2010). Ante lo cual coincide Díaz (1991), citado por Núñez (1997), indicando que se precisa una humedad relativa del aire alta en los comienzos del enraizado para reducir la evapotranspiración y evitar el marchitamiento de los propágulos, ya que en una atmósfera seca, hay un aumento en la evapotranspiración y las estacas pueden desecarse. Al respecto Broudeau (1981), agrega que, siendo las hojas en extremo sensibles 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 agua, en vista de que, los vasos conductores están parcialmente bloqueados por los mucílago y los productos de oxidación que se forman en la superficie de corte.

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 estén turgentes. Eso se ve agravado con respecto a especies que exigen largo tiempo para formar raíces y son utilizadas estacas con hojas y/o consistencia herbácea

(Torres, 2003). Un hecho indeseable para la propagación, ocurre también con el aumento de la transpiración, provocando necrosamiento (Fachinelo, 1986 citado por Torres, 2003). El aumento de la respiración en los tejidos, provoca un agotamiento de las reservas nutricionales, con bajas temperaturas reducen el proceso fotosintético (Carrera, 1977 citado por Torres, 2003). La disminución en el metabolismo de las estacas, conlleva a un mayor tiempo para el enraizamiento o, incluso aun, no proporcionando condiciones adecuadas para que ocurra, desarrollo y crecimiento radicular (Xavier, 2002 citado por Torres, 2003). Debido a que las temperaturas dependen del nivel de irradiación, el uso de sombra es una medida efectiva para prevenir un aumento en la temperatura del sustrato de enraizamiento y del aire que rodea las estacas (Leakey y Mesen, 1991 citados por Nuñez, 1997). Lograr estas características de humedad es posible empleando cámaras cerradas e invernaderos con sistemas de nebulización.

7.1. TEMPERATURA DEL SUSTRATO.

En general, las temperaturas del sustrato deben fluctuar entre los 20 y 25°C, e influyen sobre la actividad biológica del suelo, temperaturas inferiores a este rango interrumpen el desarrollo de las raíces y temperaturas muy elevadas, pueden limitar gravemente el crecimiento de la raíz y quemar la base de las estacas (Sánchez, 2002; citado por Puente, 2008). Existe una relación directa entre la temperatura del ambiente y del sustrato, una gran diferencia entre ellas tiene efectos negativos sobre la rizogénesis. Por lo tanto, como regla general, se prefiere que exista una temperatura superior de 2 a 3° C a favor del sustrato (Boutherin y Bron, 2004, citados por Gárate, 2010). En la práctica, una de las formas sencillas de mantener la temperatura ambiental adecuada dentro del propagador es regulando el margen de sombra hacia los mismos.

8. INFLUENCIAS DEL MEDIO DE ENRAIZAMIENTO (SUSTRATO)

El factor más importante asociado con el medio de enraizamiento es la aireación (Gutiérrez, 2003). Un buen sustrato combina: buena aireación con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agentes contaminantes. No debe presentar obstáculos para el crecimiento de las raíces, debe tener consistencia y ser de fácil adquisición, (Leakey y Mesén, 1991a).

Badilla y Murillo (2005) indican que el enraizamiento de estacas requiere un sustrato especial para tal fin, que dependerá principalmente de si se cuenta o no con un sistema de

riego, y de si se desea que en el mismo medio de enraizamiento sea luego transferida la nueva plántula al sitio de plantación. Si no se tiene un sistema de riego automático nebulizado, entonces deberá utilizarse un sustrato capaz de retener la humedad, entre otros, tierra con arena (50:50), tierra pura o con un 10% de granza de arroz, y los pellets o pastillas silvícolas.

9. ADITIVOS COMO REGULADORES DE CRECIMIENTO.

Hartmann y Kester (1983) mencionado por Mesén (1998) indican que el objetivo 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.

Los reguladores vegetales son compuestos orgánicos distintos de los nutrientes que en pequeñas cantidades estimulan, inhiben o modifican de cualquier otro modo cualquier proceso fisiológico de las plantas y la más importante es la auxina. Además, refiere que las máximas concentraciones de auxinas se encuentran en los ápices de crecimiento, es decir, en las yemas y en los ápices en crecimiento de las hojas y raíces, también distribuidos ampliamente por la planta en las regiones meristemáticas, (Delvin 1980, citado por Vidal, 2010).

9.1. ÁCIDO INDOLBUTÍRICO (AIB)

Producto de síntesis, tiene una débil actividad auxínica en general pero una excelente acción rizógena (Boutherin y Bron, 1994, citados por Gárate, 2010). Sin embargo, el AIB es probablemente el mejor material para uso masivo debido a que no es toxico para las plantas en una amplia gama de concentraciones y es efectivo para estimular el enraizamiento de un gran número de especies de plantas (Hartmann y Kester, 1997). Los sistemas de enzimas destructores de auxinas la destruyen en forma relativamente lenta, además se desplaza muy poco, se retiene cerca del sitio de aplicación (Weaver, 1990; citado por Gárate, 2010), y es fotoestable (Hartmann y Kester, 1990). La mayoría de las especies forestales enraízan bien con dosis de 0,2% a 0.3% de AIB, aunque algunas pueden requerir dosis mayores o menores (Soudre *et al.*, 2008; Mesen, 1998; citados por Gárate, 2010).

9.2. ÁCIDO NAFTALENACÉTICO (ANA)

Es obtenido por síntesis, tiene una gran actividad auxínica general y rizógena. Es bastante estable y es ligeramente más toxico para la planta que el AIB. Según la recopilación de

Gárate 2010, su empleo es más delicado, porque el margen entre el umbral de su actividad y el umbral de su toxicidad es más pequeño.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

1. ÁREA DE ESTUDIO

La investigación se desarrolló en el centro poblado de San Alejandro, distrito de Irazola, provincia de Padre Abad, departamento de Ucayali, cuenca del río Aguaytía, dentro de las instalaciones en las instalaciones de la empresa ASSESSFOR SAC dedicada a la propagación en vivero y reforestación con diferentes especies forestales.

San Alejandro se encuentra a 110 kilómetros desde la ciudad de Pucallpa por la carretera Federico Basadre, con el río Irázola, situado en la zona sureste de la Provincia de Padre Abad, Departamento de Ucayali, a 217 msnm. El clima en la provincia de Padre Abad, no es uniforme; predomina el clima cálido y húmedo con abundantes precipitaciones. De acuerdo al Mapa de Clasificación Climática del Perú elaborado por el SENAMHI, el territorio pertenece a la región natural selva Baja de clima cálido húmedo lluvioso con una zona de vida de bosque muy húmedo tropical, que propicia el crecimiento de abundante vegetación arbórea y arbustiva.

Datos obtenidos por la estación meteorológica de Puente Aguaytía del SENAMHI-Huánuco, indican que la temperatura media anual en la zona de Aguaytía es de 24,98 °C, siendo mayor la registrada por estaciones en la parte más baja de la cuenca (Sotelo, 2001); la precipitación pluvial promedio alcanza a 4471.08 mm por año, siendo los meses de diciembre, enero y febrero los de mayor precipitación, y la menor precipitación se presenta en los meses de julio y agosto. En términos generales se trata de una zona de alta precipitación pluvial. La humedad relativa es en promedio 82% de febrero a octubre, y 74% entre junio a agosto; y la velocidad promedio de los vientos es de 1.4 m/s con dirección predominante de Norte a Sur (GOREU, 2004).

2. MATERIALES Y EQUIPOS

En el desarrollo del ensayo se utilizaron los siguientes equipos, materiales y herramientas:

Para el manejo del material vegetal se contará con: regla metálica, un vernier digital, papel periódico, enraizador AIB Rapid Root, cicatrizante SANIX; además de los invernaderos, con sistema de riego por nebulización, los minijardines y minitúneles, libreta de campo, cámara fotográfica y un formato en Excel para facilitar la sistematización de datos.

Para la medición y evaluación de las estacas sembradas se contará con: vernier digital, reglas metálicas, formatos de evaluación, cámara fotográfica y una plantilla de datos en formato Excel para el ordenamiento y la sistematización de datos, además de los invernaderos con el sistema de minitúneles.

Para la medición de las condiciones ambientales en los minitúneles se utilizará un termómetro (para la medición de temperatura y humedad) y luxómetro (para la medición de intensidad lumínica).

3. METODOLOGÍA

3.1. TIPO DE INVESTIGACIÓN

Es una investigación que busca establecer la factibilidad de propagar vegetativamente la bolaina blanca (*Guazuma crinita* Mart.), establecer un protocolo de propagación si el resultado de la primera etapa es positivo adaptada a las condiciones de Ucayali.

3.2. IDENTIFICACIÓN DE VARIABLES

En el ensayo, en cada uno de los dos ambientes se evaluará:

3.2.1. PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA (%)

Se determina mediante observación directa, la relación porcentual entre el número de estacas que presentaron signos de adaptación al medio y el número total de estacas instaladas.

3.2.2. PORCENTAJE DE MORTALIDAD (%)

Es la relación porcentual entre el número de estacas muertas y el total de estacas instaladas. Una estaca se considerará muerta cuando el 50% ó más del tallo de esta presente necrosamiento.

3.2.3. PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO (%)

Consiste en la relación entre el número de estacas que formaron por lo menos una raíz y el número total de estacas instaladas en los mini túneles. Se considerará a una estaca enraizada la cual presente por lo menos una raíz observable a simple vista.

3.2.4. LONGITUD DE RAÍZ MÁS LARGA (MM)

Se medirá con ayuda de un vernier la raíz más larga de cada estaca enraizada al final del ensayo.

3.2.5. NÚMERO DE RAÍCES

Es el número total de raíces formado en cada una de las estacas al final del experimento.

3.2.6. PORCENTAJE DE BROTAÇÃO (%)

Se determina mediante la relación porcentual entre el número de estacas que reportaron brotes (hojas tiernas) y el número total de estacas plantadas, sin tomar en cuenta el número de brotes por estaca.

Dichas variables se evaluarán en cada una de las estacas de bolaina blanca, sometidas a distintas aplicaciones de aditivos: aplicación de enraizante AIB Rapid Root, aplicación de cicatrizante SANIX, aplicación de combinación de enraizante AIB Rapid Root y cicatrizante SANIX, en los distintos sustratos y ambientes, como se describe en las tablas 1 y 2.

Para el establecimiento de las variables evaluadas y las consideraciones para su medición, se han considerados los trabajos de Zanoni (1975), Vallejo, et al (2014) y Ramos (2015), quienes han realizado investigaciones similares en Propagación Vegetativa.

Tabla 1: Descripción tratamientos en el ambiente 1

<i>Numero</i>	<i>Tratamiento</i>	<i>Sustrato</i>	<i>Clave</i>
1	Enraizante AIB Rapid Root	Arena fina	T1
2	Cicatrizante SANIX	Arena fina	T2
3	Rapid Root + SANIX	Arena fina	T3
4	Testigo	Arena fina	T4
5	Enraizante AIB Rapid Root	Aeropónico	T5
6	Cicatrizante SANIX	Aeropónico	T6
7	Rapid Root + SANIX	Aeropónico	T7
8	Testigo	Aeropónico	T8
9	Enraizante AIB Rapid Root	Jiffy	T9
10	Cicatrizante SANIX	Jiffy	T10
11	Rapid Root + SANIX	Jiffy	T11
12	Testigo	Jiffy	T12

FUENTE: Elaboración propia

Tabla 2: Descripción de tratamientos en el ambiente 2

<i>Numero</i>	<i>Tratamiento</i>	<i>Sustrato</i>	<i>Clave</i>
1	Enraizante AIB Rapid Root	Arena fina	T13
2	Cicatrizante SANIX	Arena fina	T14
3	Rapid Root + SANIX	Arena fina	T15
4	Testigo	Arena fina	T16
5	Enraizante AIB Rapid Root	Aeropónico	T17
6	Cicatrizante SANIX	Aeropónico	T18
7	Rapid Root + SANIX	Aeropónico	T19
8	Testigo	Aeropónico	T20
9	Enraizante AIB Rapid Root	Jiffy	T21
10	Cicatrizante SANIX	Jiffy	T22
11	Rapid Root + SANIX	Jiffy	T23
12	Testigo	Jiffy	T24

FUENTE: Elaboración propia

Las variables controladas que se mantendrán en esta investigación serán: las condiciones ambientales (temperatura, luminosidad y humedad relativa). Las cuáles serán distintas para cada ambiente. Contando este ensayo con dos ambientes distintos:

- Ambiente 1: Invernadero de policarbonato (estructura base de metal, cubierta con láminas de policarbonato transparente).
- Ambiente 2: Estructura base de metal con cubierta de malla negra Raschel al 50%, doble capa.

Ambos ambientes presentan las mismas medidas, la diferencia es la cubierta, lo cual generará distintas condiciones de temperatura y humedad relativa en cada uno de ellos.

3.3. DISEÑO DE LA INVESTIGACIÓN

3.3.1. MANEJO DEL MATERIAL

a. Obtención las estacas

Las estacas se obtuvieron de plántones de bolaina blanca, originados a base de semilla, sanos y vigorosos, presentando hojas verdes sin síntomas de ninguna deficiencia o ataque, provenientes de plántones de dos meses de edad, de la especie bolaina blanca, de un vivero forestal de la zona. Los plántones serán de 2 meses de edad, homogéneos en crecimiento, de aproximadamente 45 cm de largo cada uno. Al dimensionar las estacas, se eliminará el ápice o entrenudo terminal (últimos 1-2 cm), porque por lo general es demasiado succulento y propenso al marchitamiento (Mesén, 1998). Tampoco se propagarán las estacas muy lignificadas (lo cual se verificará observando el color predominantemente verde) o cercanas a la base del brote, ya que presentan mayor dificultad para enraizar.

Se espera que cada plánton genere en promedio de 1 - 3 estacas (de 5 - 10 cm de longitud, de diámetros centrales de 2 – 5 mm). Las estacas conservarán 2/3 de su hoja (área foliar), tomando en cuenta lo mencionado por Mesén (1998). Dicho autor menciona que en bajas condiciones de irradiación, las estacas con áreas foliares de 20-30 cm² producirán los mejores resultados y la metodología seguida por Ramos (2015), basada en el IIAP (2013).

Posteriormente las estacas se sumergirán en una solución desinfectante/fungicida del producto CUPRAVIT (0.3%) por 15 minutos, dejándolas orear por 15 minutos más, según las recomendaciones de Paredes *et al.* (2010). Luego, se sumergirán en la solución de enraizante AIB Rapid Root (3000 ppm), cicatrizante SANIX o mezcla de ambos, antes de su instalación en el sustrato (según el tratamiento a aplicar). Se espera obtener 360 estacas por cada ambiente, es decir 720 estacas.

En el pellet o la bandeja se procede a hacer un hoyo donde se sembrará la estaquilla. Se introduce entonces la base de la estaquilla en el enraizador hasta lograr que el polvo blanco se adhiera. La estaquilla se sacude ligeramente para eliminar el exceso de enraizador y se siembra directamente en el hoyo hecho en el pellet o la bandeja. Una vez sembradas todas las estaquillas se deben mojar ligeramente con el sistema de riego que se esté utilizando (Figura 7.5) (Gatti *et al.*, 2011; Suárez y Gatti, 2011; Murillo *et al.*, 2003).

b. Instalación de estacas en mini túneles

Previamente a la plantación de las estacas, se desinfectará el sustrato de empleado en los mini túneles, es decir la arena blanca que se usará en bandeja, estando el sustrato de los jiffys previamente desinfectado. La profundidad de los hoyos será de 2 cm para ambos sustratos. Las estacas serán colocadas en los mini túneles siguiendo un diseño completamente al azar (DCA) con parcelas divididas (PD), como se muestra en la Figura 1. Distribución de los tratamientos en los minitúneles.

La preparación de las estaquillas debe realizarse siempre a la sombra y las estaquillas deben permanecer húmedas el mayor tiempo posible. La preparación de las estaquillas puede realizarse fuera del invernadero, bajo un cobertizo cómodo y bien ventilado. Por lo general, el ambiente dentro de los invernaderos es sumamente caluroso y húmedo, lo que limita al personal en esta importante labor, Toda la labor de preparación de las estaquillas, su desinfección, inmersión en el enraizador y siembra en la bandeja o pellet puede ser realizado fuera del invernadero (Murillo *et al.*, 2013).

3.4. POBLACIÓN Y MUESTRA

La población comprende a todas las estacas sembradas en los invernaderos bajo condiciones ambientales controladas. La muestra comprenderá las 720 estacas instaladas en los minitúneles.

3.5. PROCESAMIENTO DE DATOS

3.5.1. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se realizará un análisis estadístico, para las variables evaluadas. Se considerará el cumplimiento de los supuestos necesarios para la aplicación de la prueba paramétrica propuesta.

a. Manejo del material:

El ensayo será para evaluar el enraizamiento. Para este, el diseño experimental que se propone ejecutar en los dos ambientes será el Diseño Completamente al Azar (DCA) en parcelas divididas (PD), en el cual se considerarán como tratamientos las distintas aplicaciones de los aditivos (enraizador AIB Rapid Root, Cicatrizante SANIX, combinación de enraizador más cicatrizante), en 3 diferentes sustratos (jiffy, arena blanca en bandeja y aeropónico), en ambos ambientes. El número de repeticiones propuesto es de 3 por cada tratamiento y el número de estacas por repetición propuesto es de 10 estacas.

a.1. Ensayo de enraizamiento:

Diseño trifactorial, en el cual los factores son:

- Sustrato:

Arena fina

Jiffy pellet

Aeropónico (sin sustrato)

- Aditivo:

Enraizante AIB a 3000 ppm (Rapid root)

Cicatrizante hormonal SANIX

Rapid root + SANIX

Testigo (sin aditivo)

- Ambiente:

Invernadero de policarbonato

Cubierta de malla Raschel

- Lo cual daría lugar a 24 tratamientos distintos:

Tabla 3: Tratamientos (combinaciones) para el ensayo

Tratamiento	Ambiente	Sustrato	Aditivo	Combinación Tratamientos
T1	Invernadero policarbonato (1)	Arena fina (1)	Rapid root (1)	111
T2	Invernadero policarbonato (1)	Arena fina (1)	SANIX (2)	112
T3	Invernadero policarbonato (1)	Arena fina (1)	Rapid root+SANIX (3)	113
T4	Invernadero policarbonato (1)	Arena fina (1)	Testigo (4)	114
T5	Invernadero policarbonato (1)	Aeropónico (2)	Rapid root (1)	121
T6	Invernadero policarbonato (1)	Aeropónico (2)	SANIX (2)	122
T7	Invernadero policarbonato (1)	Aeropónico (2)	Rapid root+SANIX (3)	123
T8	Invernadero policarbonato (1)	Aeropónico (2)	Testigo (4)	124
T9	Invernadero policarbonato (1)	Jiffy (3)	Rapid root (1)	131
T10	Invernadero policarbonato (1)	Jiffy (3)	SANIX (2)	132
T11	Invernadero policarbonato (1)	Jiffy (3)	Rapid root+SANIX (3)	133
T12	Invernadero policarbonato (1)	Jiffy (3)	Testigo (4)	134
T13	Malla Raschel (2)	Arena fina (1)	Rapid root (1)	211
T14	Malla Raschel (2)	Arena fina (1)	SANIX (2)	212
T15	Malla Raschel (2)	Arena fina (1)	Rapid root+SANIX (3)	213
T16	Malla Raschel (2)	Arena fina (1)	Testigo (4)	214
T17	Malla Raschel (2)	Aeropónico (2)	Rapid root (1)	221
T18	Malla Raschel (2)	Aeropónico (2)	SANIX (2)	222
T19	Malla Raschel (2)	Aeropónico (2)	Rapid root+SANIX (3)	223
T20	Malla Raschel (2)	Aeropónico (2)	Testigo (4)	224
T21	Malla Raschel (2)	Jiffy (3)	Rapid root (1)	231
T22	Malla Raschel (2)	Jiffy (3)	SANIX (2)	232
T23	Malla Raschel (2)	Jiffy (3)	Rapid root+SANIX (3)	233
T24	Malla Raschel (2)	Jiffy (3)	Testigo (4)	234

FUENTE: Elaboración propia

MINI TÚNEL 1 (AMBIENTE 1)								
Bloque I			Bloque II			Bloque III		
T1: R. root	T7: R.root + SANIX	T12: Testigo	T3: R. root + SANIX	T8: Testigo	T9: R. root	T4: Testigo	T8: Testigo	T9: R. root
T3: R. root + ξ	T5: R. root	T10: SANIX	T1: R. root	T7: R.root + SANIX	T12: Testigo	T3: R. root + ξ	T7: R.root + ξ	T10: SANIX
T2: SANIX	T8: Testigo	T11: R. root + SANIX	T4: Testigo	T6: SANIX	T11: R. root + SANIX	T1: R. root	T5: R. root	T11: R. root + SANIX
T4: Testigo	T6: SANIX	T9: R. root	T2: SANIX	T5: R. root	T10: SANIX	T2: SANIX	T6: SANIX	T12: Testigo
ARENA	AEROPÓNICO	JIFFY	ARENA	AEROPÓNICO	JIFFY	ARENA	AEROPÓNICO	JIFFY

MINI TÚNEL 2 (AMBIENTE 2)								
Bloque I			Bloque II			Bloque III		
T15: R. root + SANIX	T18: SANIX	T23: R. root + SANIX	T15: R. root + SANIX	T18: SANIX	T22: SANIX	T13: R. root	T18: SANIX	T21: R. root
T16: Testigo	T20: Testigo	T24: Testigo	T13: R. root	T20: Testigo	T21: R. root	T16: Testigo	T20: Testigo	T23: R. root + SANIX
T13: R. root	T17: R. root	T21: R. root	T14: SANIX	T19: R.root + SANIX	T23: R. root + SANIX	T14: SANIX	T17: R. root	T24: Testigo
T14: SANIX	T19: R.root + SANIX	T22: SANIX	T16: Testigo	T17: R. root	T24: Testigo	T15: R. root + SANIX	T19: R.root + SANIX	T22: SANIX
ARENA	AEROPÓNICO	JIFFY	ARENA	AEROPÓNICO	JIFFY	ARENA	AEROPÓNICO	JIFFY

□ = 1 estaca. Es decir se instalarán 10 estacas por tratamiento en cada repetición o bloque, en cada uno de los mini túneles.

Figura 1: Distribución de los tratamientos en los mini túneles (DCA)

3.5.2. ANÁLISIS DE CALIDAD

El análisis de calidad de las estacas solo comprenderá la aplicación del Índice de esbeltez (IE). Se realizará en la totalidad de estacas al final del enraizamiento.

a. Índice de esbeltez (IE):

Este índice se basa en parámetros morfológicos de longitud (Piña y Arboleda, 2010). A este índice (relación altura - diámetro) se le relaciona con la resistencia al viento, sequía o frío (Gil y Pardos, 1997; citados por Ramos, 2015).

$$IE = \frac{\text{Altura de la parte aérea (cm)}}{\text{Diámetro de tallo (mm)}}$$

Da Silva *et al.* (2007) citados por Piña y Arboleda (2010) encontraron una mayor relación altura/diámetro de tallo a medida que se incrementaba el porcentaje de sombreado y además señalan que un índice de esbeltez más elevado implica plantas con menos resistencia a condiciones de campo impuesta por los factores del ambiente.

Krüger (2007) indica que el índice de esbeltez se toma como un índice de calidad de la planta que ayuda a detectar posibles ahilamientos en la planta (excesivo crecimiento en altura con respecto al diámetro). Thompson (1985), citado por Krüger (2007), considera que los valores de este índice superiores a 6 son inadecuados pues la planta puede sufrir daños por viento, sequía o frío.

4. MONITOREO DE ESTACAS

4.1. VALORES PROMEDIOS DE LAS VARIABLES BIOCLIMÁTICAS

En los mini túneles se colocaron termohigrómetros digitales, permitiendo el registro de la temperatura interna (°C), la temperatura exterior o del invernadero (°C) y de la humedad relativa (%). Los datos fueron tomados diariamente cada 2 horas, y el registro se inició a las 6:30 horas y finalizó a las 18:30 horas.

En el mini túnel N°1, ubicado dentro del invernadero de policarbonato (ambiente 1), la temperatura interna (in) promedio por día fue de 31,8°C y pudo variar entre 28,3°C - 33,8°C, (Figura 2). La humedad relativa promedio (HR%) fue de 84,8%, cuya variación fue de 70,3% - 93,3%, esto indica que el comportamiento de la humedad relativa estuvo bajo condiciones ambientales óptimas para el enraizamiento de estacas. La temperatura exterior (out) promedio por día fue de 29,6°C variando entre 27,5°C - 31,2°C.

Por otro lado, el mini túnel N°2, ubicado dentro del ambiente protegido por malla Raschel (ambiente 2), la temperatura interna (in) promedio por día fue de 30,8°C y pudo variar entre 26,9°C - 33,8°C, (Figura 3). La humedad relativa promedio (HR%) fue de 77,5%, cuya variación fue de 59,4% - 93,7%, esto indica que el comportamiento de la humedad relativa no estuvo bajo condiciones ambientales óptimas para el enraizamiento de estacas. La temperatura exterior (out) promedio por día fue de 28,6°C variando entre 25,4°C - 30,6°C.

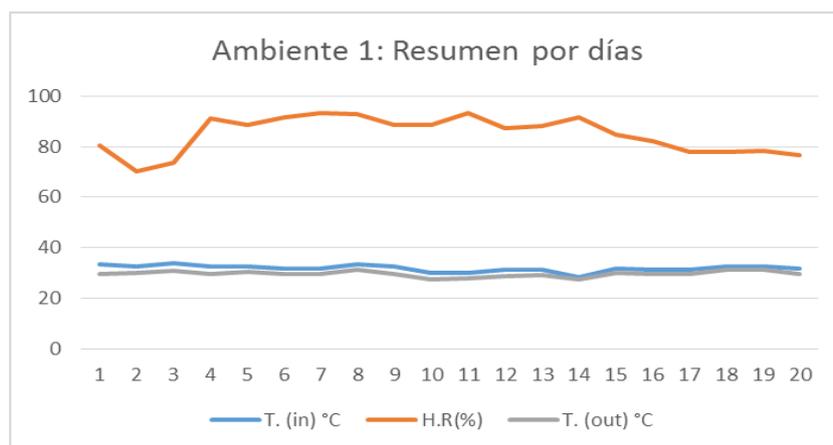


Figura 2: Condiciones ambientales en el ambiente 1 a lo largo de los 20 días del ensayo

FUENTE: Elaboración propia

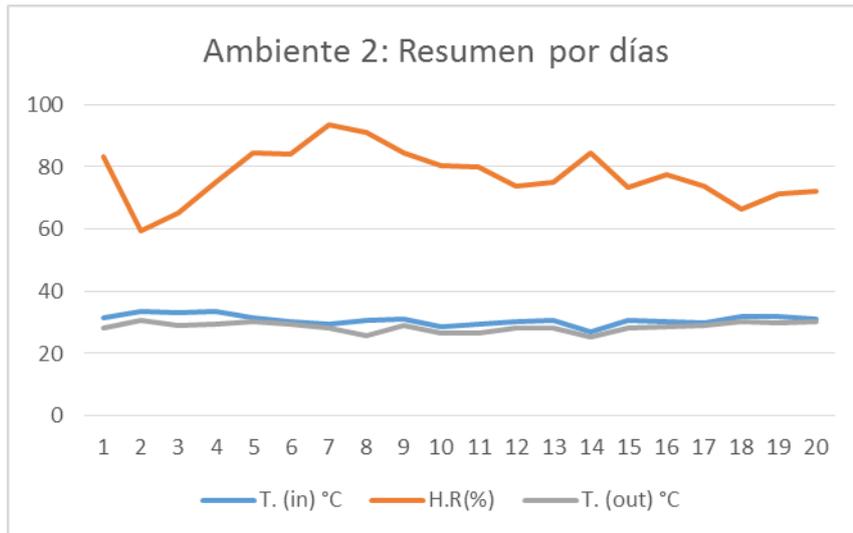


Figura 3: Condiciones ambientales en el ambiente 2 a lo largo de los 20 días del ensayo

FUENTE: Elaboración propia

Adicionalmente se tomaron valores de intensidad lumínica, mediante un luxómetro digital, estas medidas fueron tomadas cada dos horas de 6:30 am a 4:30 pm en ambos mini túneles, registrándose la intensidad lumínica dentro de la parte media del mini túnel (in) y la intensidad lumínica al exterior del mini túnel o dentro del invernadero (out).

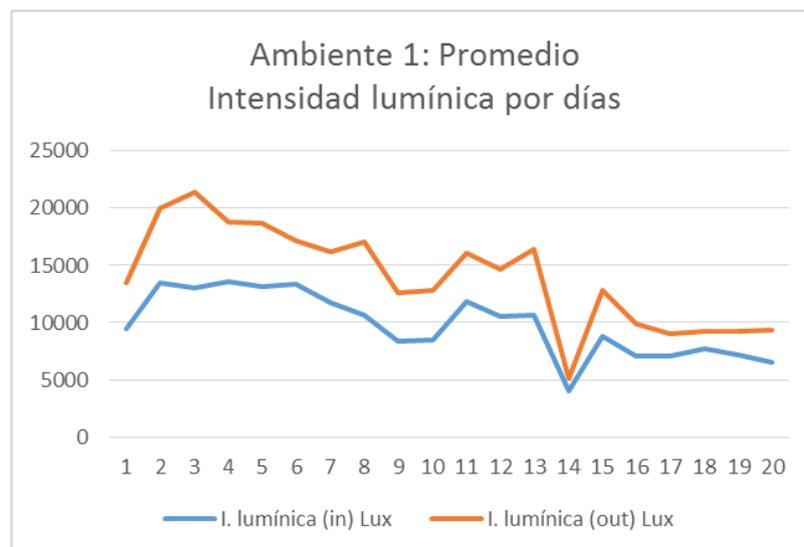


Figura 4: Intensidad lumínica dentro del ambiente 1 a lo largo de los 20 días del ensayo

FUENTE: Elaboración propia

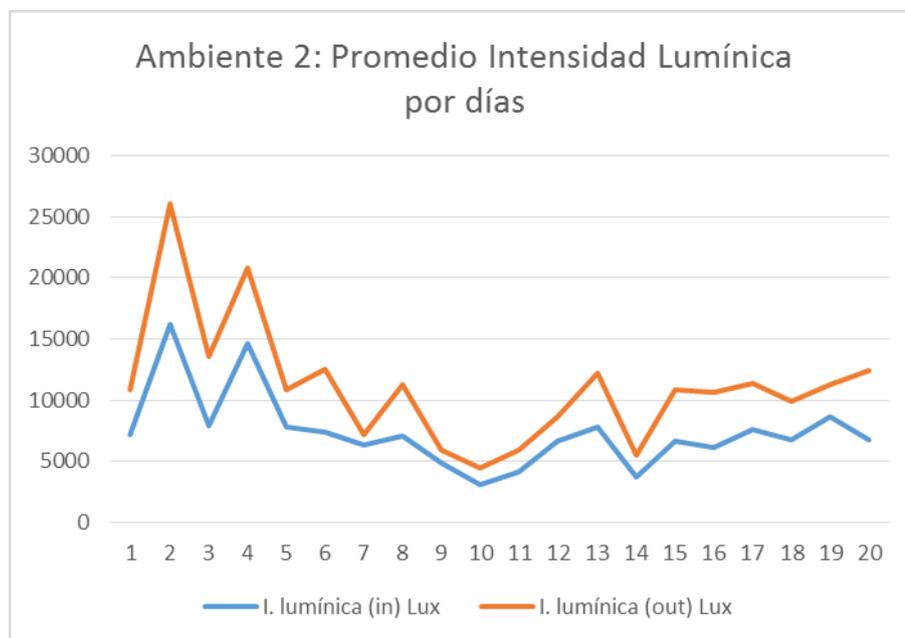


Figura 5: Intensidad lumínica dentro del ambiente 2 a lo largo de los 20 días del ensayo

FUENTE: Elaboración propia

Como se puede observar en las figuras 4 y 5, las intensidades lumínicas fueron variables a lo largo de los 20 días del ensayo, esto debido a días que presentaron lluvia intensa (día 14) y a la colocación de una capa más de malla Raschel para lograr mantener la temperatura en condiciones óptimas. El rango de intensidad lumínica (in) para el ambiente 1 es de 4027 (registrado un día de lluvia) a 13622, con un promedio de 9834 lux por día de evaluación, mientras que el valor out promedio es de 14005, presentando una variación de 5151 (día de lluvia) hasta 21372 luxes.

El ambiente 2 presentó una intensidad lumínica promedio de 7339, variando de 3035 a 16163 luxes, mostrando valores de intensidad lumínica menores a los del ambiente 1, ya que estuvo bajo doble capa de malla Raschel desde el inicio de la segunda semana del ensayo.

Además de las condiciones ambientales, monitoreadas diariamente, se realizaron 2 evaluaciones previas a la evaluación final al día 20 de instaladas las estaquillas, donde se

observó el porcentaje de brotación y defoliación de estas, además de observar su estado fitosanitario.

4.2. EVALUACIÓN N° 1

Esta evaluación se realizó al 7mo día de instalado el ensayo, es decir el 26/07/2016. Se evaluó la defoliación o pérdida de hoja original, formación de brotes y presencia de patógenos (algas, hongos, etc.).

En el ambiente 1, como parte de la primera evaluación se observó que 100 estacas de 360 habían perdido sus hojas, es decir, un 27.8 % del total de estacas instaladas. Siendo el tratamiento más afectado el T8 (testigo en medio aeropónico), con un 60% de estacas defoliadas, mientras que el sustrato con el mayor porcentaje de pérdida de hojas fue el jiffy (42.5 % de defoliación). Cabe resaltar que la pérdida de hojas en las estacas se incrementó debido a los manejos en el mini túnel, siendo este un factor externo que interfirió en el desarrollo normal del ensayo.

Respecto al porcentaje de brotación, este fue alto, alcanzando un promedio total dentro del invernadero de 83.3% o 299 estacas que presentaron brotes. Alcanzando un 100% de estacas con brotes, los tratamientos testigo, Rapidroot, mezcla de Rapidroot + SANIX en arena (T4, T1 y T3 respectivamente) y el tratamiento Rapidroot en Jiffy (T9). Por otro lado el tratamiento que presentó menor porcentaje de brotación fue el T7: Rapidroot + SANIX en medio aeropónico (50%).

Dentro del ambiente 2 se observó un 29.2 % de estacas defoliadas, siendo este porcentaje ligeramente mayor al del invernadero 1 (27.8%). Presentando el tratamiento T19 (Rapid root + SANIX en aeropónico) el de mayor porcentaje de defoliación; 73.3% y el tratamiento bajo el cual la mayor cantidad de estacas conservó sus hojas, fue el T21 (Rapid Root en Jiffy), con un 10% de estacas defoliadas.



Figura 6: Primera evaluación: Bandeja de estacas en medio aeropónico, presentando alta defoliación

FUENTE: Elaboración propia

El porcentaje de brotación promedio total dentro del ambiente 2 fue de 85 %, ligeramente mayor al 83.3 % conseguido dentro del ambiente 1. El 100% de estacas del tratamiento T24 (testigo en jiffy) y el T23 (Rapid root + SANIX en jiffy) presentaron brotes, al igual que todos los tratamientos en sustrato arena. Siendo 36.7% el menor porcentaje de brotación observado, para el tratamiento T18 (sanix en aeropónico), esto se debe a que 9 estaquillas de dicho tratamiento se encontraban muertas. La muerte de dichas estaquillas se atribuye a un error de manipulación en el procedimiento de la instalación de las estacas en el mini túnel.



Figura 7: Primera evaluación: Estaca tratamiento T15 (R. root+SANIX en arena) presentando brotes

FUENTE: Elaboración propia

Respecto a los agentes patógenos, no se observó dentro de ninguno de los mini túneles.

4.3. EVALUACIÓN N°2

Se llevó a cabo al día 14 de instalado el ensayo, es decir, el día 02/08/2016.

Lo más resaltante fue observar estacas enraizadas, en ambos invernaderos. Dentro del ambiente 1 se pudo observar por lo menos una estacilla enraizada en los tratamientos en sustrato jiffy, testigo, R.root y R.root + SANIX (T12, T9 y T11). Lo cual nos indica por el tamaño de las raíces observadas que enraizaron en menos de 14 días (aproximadamente a los 10 días).



Figura 8: Segunda evaluación: Estaca enraizada tratamiento T9 a los 14 días

FUENTE: Elaboración propia

Además se observó la formación de callo en estacas en medio aeropónico, a pesar de no observarse formación de raíz aún.

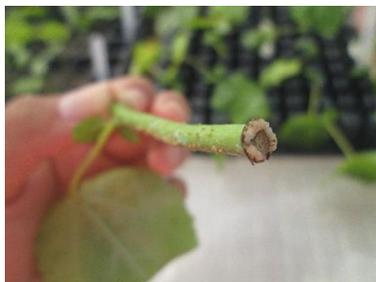


Figura 9: Segunda evaluación: Estaca con presencia de callo T6 (Sanix en aeropónico).

FUENTE: Elaboración propia

En el ambiente 2, se observó por lo menos una estaquilla enraizada en los tratamientos en sustrato Jiffy (T21, T22, T23 y T24) y Rapid root en aeropónico (T18).

En cuanto al sustrato arena, no se pudo observar enraizamiento, ya que la metodología no contemplaba retirar estacas de su sustrato antes de la evaluación final. Respecto a la

defoliación de las estacas esta se mantuvo similar a la observada en la primera evaluación, llegando a aumentar ligeramente en ciertos casos. El porcentaje de brotación se mantuvo casi constante, lo que se observó fue la formación de nuevas hojas, llegando ciertas estacas a presentar hasta 4 hojas nuevas.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

1. PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA DE ESTACAS JUVENILES DE BOLAINA BLANCA

El porcentaje de sobrevivencia en todos los tratamientos en ambos ambientes, fue alto, alcanzando el ambiente 1, un 98.9 % de sobrevivencia (tan sólo 4 estacas muertas, las cuales habían perdido su hoja), y el ambiente 2, un 92.8 % de sobrevivencia, al presentar 26 estacas muertas.

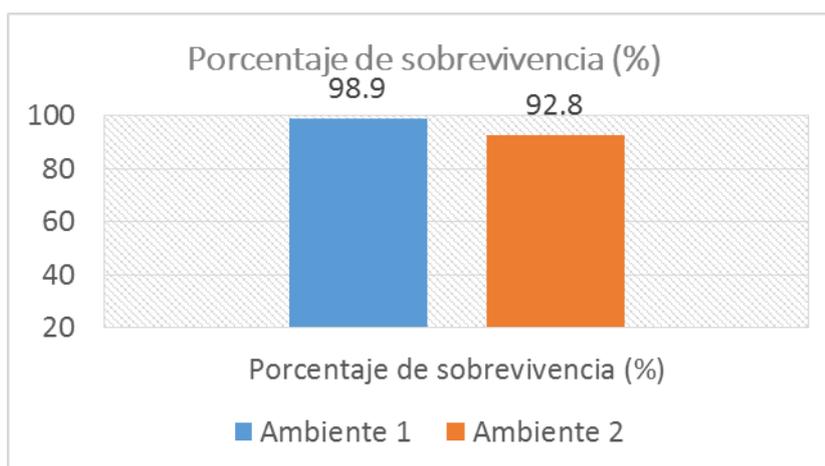


Figura 10: Porcentaje de sobrevivencia por ambientes

Como se puede observar en la figura 11 y tabla 4, en el ambiente 1 la gran mayoría de los tratamientos alcanzó un 100 % de sobrevivencia hasta la evaluación final, al día 20. Siendo los tres tratamientos que no alcanzaron una sobrevivencia total; el T8 (Testigo en aeropónico), 93.3 %, T9 (Rapid Root en Jiffy), 96.7 % y T10 (Sanix en Jiffy), 96.7%. Sin embargo, cabe resaltar que en el caso de los tratamientos en jiffy, el no alcanzar una sobrevivencia de 100% se debe a que las estaquillas perdieron su hoja original. Ante lo cual Braudeau (1981), menciona que una estaca juvenil sin hojas no puede arraigar. Una estaca que pierde sus hojas en el transcurso del arraigue está igualmente condenada, pues aunque esté empezando a emitir raíces, no podrá desarrollarse.

Braudeau sostiene que es necesario una superficie foliar mínima para asegurar la fotosíntesis precisada para satisfacer las necesidades correspondientes al desarrollo del sistema radical y a la vida de la estaca.

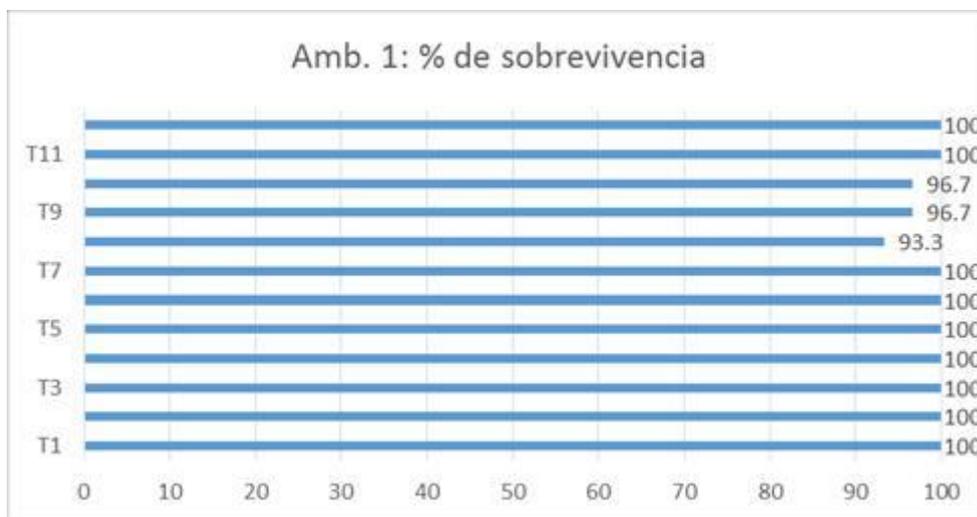


Figura 11: Porcentaje de sobrevivencia (%) en el ambiente 1

Tabla 4: Porcentaje de sobrevivencia (%) en el ambiente 1 por sustrato y aditivo.

Sobrevivencia (%) – AMB. 1				
	Testigo	R. root	Sanix	R.root + Sanix
S1 (Arena)	T4 = 100	T1 = 100	T2 = 100	T3 = 100
S2 (Aeropónico)	T8 = 93.3	T5 = 100	T6 = 100	T7 = 100
S3 (Jiffy)	T12 = 100	T9 = 96.7	T10=96.7	T11=100

Como se puede observar en la figura 12 y tabla 5, en el ambiente 2 casi todos los tratamientos alcanzaron un 100 % de sobrevivencia hasta la evaluación final, al día 20. Siendo los 4 tratamientos que no alcanzaron una sobrevivencia total; el T5 (Rapid root en aeropónico), 97 %, T6 (SANIX en aeropónico), 50 %, T7 (Rapid Root + SANIX en aeropónico), 83 % y T7 (Testigo en aeropónico), 83 %. Resaltando que en el ambiente 2, todos los tratamientos que no alcanzaron una sobrevivencia de 100% fueron los instalados en medio aeropónico (sin sustrato). Teniendo en cuenta lo que mencionan Murillo *et al.* (2013); la aeroponía o enraizamiento al aire libre, se desarrolló en los últimos años, siendo una técnica, donde no hay sustrato, para lograr utilizarla es imprescindible contar con un excelente sistema de riego, se puede discutir que las estaquillas instaladas en el ambiente 2,

al no encontrarse en un ambiente protegido (como el ambiente 1, de policarbonato), no contaron con las condiciones ideales, las cuales son críticas para la sobrevivencia de estas.

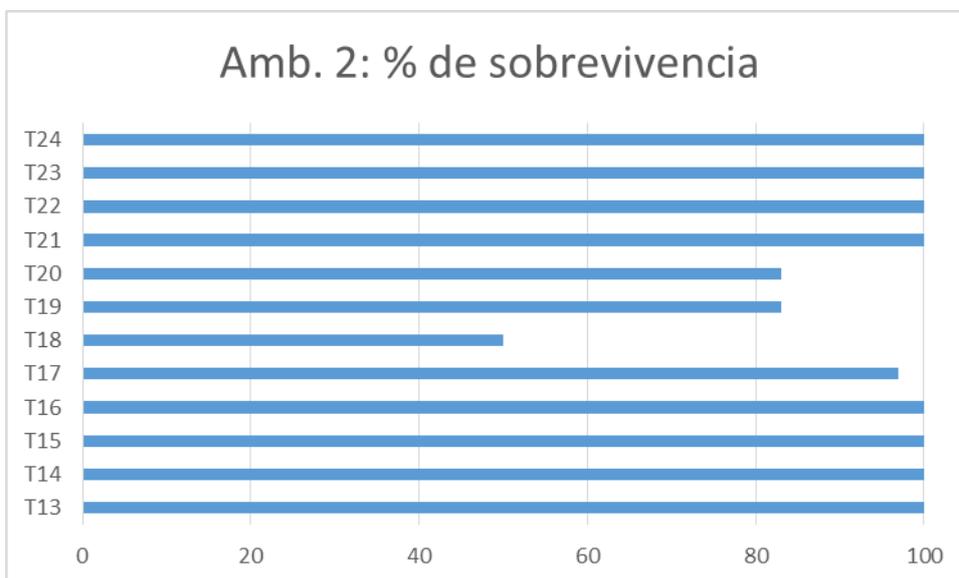


Figura 12: Porcentaje de sobrevivencia (%) en el ambiente 2

Tabla 5: Porcentaje de sobrevivencia (%) en el ambiente 2, por sustrato y aditivo.

Sobrevivencia (%) – AMB. 2				
	R. root	Sanix	R.root + Sanix	Testigo
S1 (Arena)	100	100	100	100
S2 (Aeropónico)	97	50	83	83
S3 (Jiffy)	100	100	100	100

Tras el análisis de varianza (ANVA) se determinó la existencia de diferencias altamente significativas ($p < 0.001$) en el porcentaje de sobrevivencia debido al tipo de sustratos, ambiente y aditivo (tabla 6).

En cuanto a la prueba de comparación de medias (Tukey) realizada, el porcentaje de sobrevivencia que es destacable ya que en general todos los sustratos utilizados ayudan a mantener vivas una alta población de estacas, pero el sustrato de tipo arena fina obtuvo significativamente el valor más alto de sobrevivencia (100 %), frente a los otros dos sustratos, jiffy y aeropónico o sin sustrato, como se observa en la tabla 8. La sobrevivencia

de estaquillas de bolaina se debió principalmente a la característica de la especie y del medio de enraizamiento ya que la pérdida de suministro de agua de las estacas es lenta evitando el estrés fisiológico y por ende el marchitamiento; y posiblemente a que se mantuvo una adecuada retención de la humedad al interior del mini túnel y buena aireación en el sustrato lo que favoreció la sobrevivencia óptima de la especie.

Tabla 6: Análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de sobrevivencia de estaquillas de bolaina blanca.

<i>Porcentaje de sobrevivencia</i>		
<i>F.V</i>	<i>CM</i>	<i>p-valor</i>
Ambiente	1.61	<0.0001
Sustrato	3.53	<0.0001
Aditivo	0.54	<0.0001

En la sobrevivencia, es importante considerar que, una atmósfera con el suelo saturado, particularmente cuando carece de oxígeno, permite las pudriciones y muerte del material vegetativo y, por otro lado, un riego deficiente permite la marchitez de las hojas por pérdida de agua según (Haissing, 1986 citado por Núñez 1997). Esto confirma lo investigado por Mesén (1998), quien menciona que estudios realizados en el CATIE, han empleado sustratos como grava fina, arena, aserrín descompuesto y mezclas de estos materiales, que por sus características principales de retención de agua y buena aireación dieron buenos resultados de sobrevivencia con la mayoría de las especies trabajadas.

Tabla 7: Prueba de comparación de medias de los ambientes con respecto al porcentaje de sobrevivencia de estaquillas de bolaina blanca.

<i>Porcentaje de sobrevivencia: ambientes</i>		
<i>Ambiente</i>	<i>Medias</i>	<i>Significancia</i>
2	93	A
1	99	B

Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)

Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($= 0,05$).

Como se puede observar en la tabla 7, el ambiente 1 obtuvo mejores resultados respecto al porcentaje de sobrevivencia. Presentando el ambiente 1 y 2 diferencias significativas, según

la prueba de comparación de medias. Esto se debe a las condiciones ambientales presentadas en ambos ambientes, las cuales fueron ideales en el ambiente 1, presentando el ambiente 2 una humedad relativa menor a la recomendada por autores antes mencionados, como Gatti *et al.* (2011).

Tabla 8: Prueba de comparación de medias de los sustratos con respecto al porcentaje de sobrevivencia de estaquillas de bolaina blanca.

<i>Porcentaje de sobrevivencia: sustratos</i>			
<i>Sustrato</i>	<i>Medias</i>	<i>Significancia</i>	<i>Columna1</i>
Aeropónico (S2)	88	A	
Jiffy (S3)	99		B
Arena (S1)	100		B

Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)

Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($= 0,05$).

Tabla 9: Prueba de comparación de medias de los aditivos con respecto al porcentaje de sobrevivencia de estaquillas de bolaina blanca.

<i>Porcentaje de sobrevivencia: aditivos</i>			
<i>Aditivo</i>	<i>Medias</i>	<i>Significancia</i>	
SANIX (A2)	91	A	
Testigo (A4)	96		B
R.root+SANIX (A3)	97		B C
R. root (A1)	99		C

Letras distintas indican diferencias significativas ($P < 0,05$)

Letras iguales no representan diferencias significativas a nivel ($= 0,05$).

Con respecto a los aditivos aplicados en los tratamientos, según la prueba de comparación de medias de Tukey, los tratamientos con enraizante AIB Rapid root y mezcla de Rapid root y SANIX, obtuvieron mayores porcentajes de sobrevivencia (99 y 97 %, respectivamente), siendo significativamente diferentes del aditivo SANIX, el cual sólo obtuvo un 91% de sobrevivencia, sin embargo, cabe resaltar que todos los resultados de sobrevivencia son altos, independientemente del aditivo empleado, como se observa en la tabla 9.

En general, los sustratos con contenidos de agua relativamente altos, tales como aserrín, arenas finas están asociados con mayores tasas de absorción de agua en la estaca (Loach, 1986, citado por Vidal, 2010), y en consecuencia mayor enraizamiento. Sin embargo, el

mismo autor sostiene que, el agua puede representar una barrera importante para la difusión de oxígeno lo que puede dar lugar a la anoxia en la base de corte . En esta investigación no existió mortandad significativa, pero el 4 % de estaquillas de bolaina que no sobrevivieron presentó necrosis basal, caídas del peciolo y hoja, esto posiblemente se debe a un leve exceso de humedad, la cual habría dificultado la difusión de oxígeno produciendo la muerte del tejido de la estaca desde la base. El manejo de la humedad relativa dentro del mini túnel es importante para la sobrevivencia, pues tanto un exceso, como una falta de humedad relativa traerían serios limitantes para la sobrevivencia (Kramer y Koslowsky, 1979). Por lo tanto, la especie bolaina se adapta favorablemente a los tres tipos de sustratos ya que poseen una relación positiva agua-oxígeno para sus necesidades. Como se puede observar el sustrato arena obtuvo un 100 % de sobrevivencia, y el Jiffy un 99%, pudiendo deberse ese 1% de mortandad a un mal manipuleo de las estaquillas en la fase inicial por parte de los operadores. Por otro lado, el medio aeropónico presenta 88% de sobrevivencia, si bien es un valor alto, es significativamente distinto al obtenido con los demás sustratos. Además debemos destacar que la esterilización de los sustratos fue una condición esencial para la supervivencia final de estaquillas de bolaina blanca, previniendo la proliferación de patógenos.

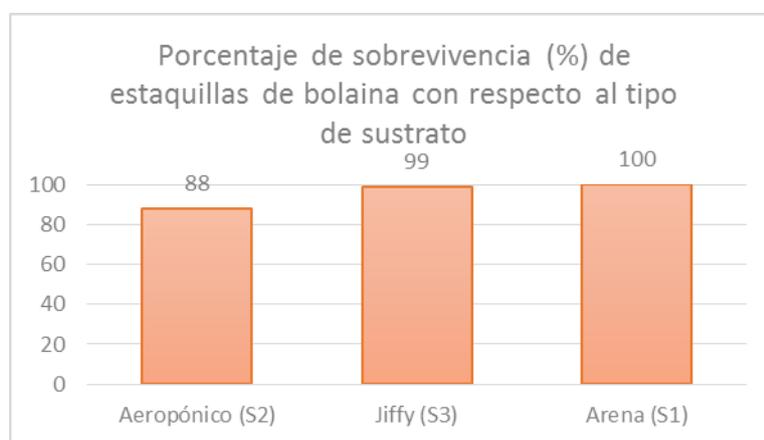


Figura 13: Porcentaje de sobrevivencia de estaquillas de bolaina con respecto al tipo de sustrato, después de 20 días de la instalación en mini túnel.

2. PORCENTAJE DE MORTANDAD

El porcentaje de mortandad en todos los tratamientos en ambos ambientes, fue muy cercano a 0, presentando el ambiente 1, un 1.1 % de mortandad (4 estacas muertas, las cuales habían perdido su hoja), y el ambiente 2, un 7.2 % de mortandad, al presentar 26 estacas muertas.

Tabla 10: Porcentaje de mortandad (%) en el ambiente 1, por tratamiento.

Mortandad (%) – AMB. 1				
	<i>Testigo</i>	<i>R. root</i>	<i>Sanix</i>	<i>R.root + Sanix</i>
<i>S1 (Arena)</i>	0	0	0	0
<i>S2 (Aeropónico)</i>	6.7	0	0	0
<i>S3 (Jiffy)</i>	0	3.3	3.3	0

Tabla 11: Porcentaje de mortandad (%) en el ambiente 2, por tratamiento

<i>Mortandad (%) – AMB. 2</i>				
	<i>R. root</i>	<i>Sanix</i>	<i>R.root + Sanix</i>	<i>Testigo</i>
<i>S1 (Arena)</i>	0	0	0	0
<i>S2 (Aeropónico)</i>	3	50	17	17
<i>S3 (Jiffy)</i>	0	0	0	0

Tras el análisis de varianza (ANVA) se determinó la existencia de diferencias altamente significativas ($p < 0.001$) en el porcentaje de mortandad debido al tipo de sustratos, ambiente y aditivo (ANEXO 1).

En cuanto a la prueba de comparación de medias (Tukey) realizada, el porcentaje de mortandad que se muestra en la tabla 5 y gráfico 3 es despreciable ya que en general todos los sustratos utilizados ayudan a mantener vivas una alta población de estacas. Sin embargo, el sustrato aeropónico obtuvo significativamente el valor más alto de mortandad (12 %), frente a los otros dos sustratos, jiffy y arena fina.

Con respecto a los aditivos aplicados en los tratamientos, según la prueba de comparación de medias de Tukey, los tratamientos con enraizante AIB Rapid root y mezcla de Rapid root

y SANIX, obtuvieron menores porcentajes de mortandad (1 y 3 %, respectivamente), siendo significativamente diferentes del aditivo SANIX, el cual obtuvo un 9% de mortandad.

Por lo tanto, la especie bolaina se adapta favorablemente a los tres tipos de sustratos ya que poseen una relación positiva agua-oxígeno para sus necesidades. Como se puede observar el sustrato arena obtuvo un 0 % de mortandad, y el Jiffy un 1%, pudiendo deberse ese 1% de mortandad a un mal manipuleo de las estaquillas en la fase inicial por parte de los operadores. Por otro lado, el medio aeropónico presenta 12% de mortandad, si bien es un valor bajo, es significativamente distinto al obtenido con los demás sustratos. Además debemos destacar que la esterilización de los sustratos fue una condición esencial para la supervivencia final de estaquillas de bolaina blanca, previniendo la proliferación de patógenos.

Los síntomas que presentaron las estacas muertas fueron: necrosis en la base, decoloración progresiva y caída posterior de las hojas. No se reportaron patógenos en los ambientes, hasta la etapa final, donde se observaron hongos, sin embargo estos fueron controlados con fungicida. Por su parte, Flores (2010), citado por Ramos (2015) 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.

3. PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO DE ESTAQUILLAS DE BOLAINA BLANCA.

En ambos ambientes se alcanzó 100 % de enraizamiento, con alguno de los tratamientos del ensayo.

Se realizaron los análisis de varianza ($p < 0.05$) para conocer la influencia de los factores tipo de sustrato, tipo de aditivo y condiciones ambientales en el enraizamiento de estaquillas de bolaina blanca, posteriormente se hicieron pruebas de comparación de medias (Tukey $\alpha = 0.05$). El análisis de varianza muestra que los tres factores analizados, tuvieron una influencia altamente significativa en el enraizamiento de las estaquillas de bolaina blanca evaluadas, como se puede observar en la tabla 12. Lo cual coincide con lo mencionado por Gárate (2010), los factores que tienen mayor influencia para lograr un adecuado enraizamiento en la propagación por estacas son los tratamientos hormonales y las

condiciones ambientales (iluminación, temperatura, humedad relativa, medio de enraíce) propicias que induzcan al enraizado.

Tabla 12: Análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de enraizamiento de estaquillas de bolaina blanca.

<i>Porcentaje de enraizamiento</i>		
<i>F.V</i>	<i>CM</i>	<i>p-valor</i>
Ambiente	0.93	<0.0001
Sustrato	30.63	<0.0001
Aditivo	1.18	<0.0001

**=Altamente significativo. (p<0.001)

Al comparar ambos ambientes, el ambiente 1 (invernadero de policarbonato) obtuvo los mejores resultados, 75.8 % de enraizamiento, versus un 69.4 % del ambiente 2 (malla Raschel), mostrando diferencias significativas con respecto a esta variable, como se observa en la tabla 13. Esto se atribuye a que las condiciones ambientales dentro del mini túnel en el ambiente 1 fueron más adecuadas y constantes, al estar, también mejor protegido (cubierta de policarbonato versus cubierta de malla Raschel).

Rangos recomendables de temperatura y humedad relativa, mencionadas por varios autores (Gatti *et al.*, 2011; Ladrach, 2010; Cornelius y Ugarte-Guerra, 2010; Vallejos *et al.*, 2010; Xavier *et al.*, 2009; Murillo, 2005; Chacón y Murillo, 2005; Murillo *et al.*, 2003; Murillo *et al.*, 2001a y 2001b; Mesén, 1998a y 1998b; Morales, 1999; Monteuis *et al.*, 1995; Zobel, 1993; Ahuja y Libby, 1993; Mascarenhas y Muralidharan, 1993), indican que, para lograr una adecuada propagación vegetativa es necesario: a) una reducción en la actividad fotosintética (sombra de sarán por lo general), b) una humedad relativa alta (>80-90%) que evite en todo momento el estrés hídrico, y c) una temperatura ambiente entre 30 y 35°C (con la instalación de un túnel de plástico transparente debajo del sarán). Tomando en cuentas estas condiciones ideales, se podría decir que el ambiente 1 obtuvo mejores resultados debido a sus condiciones, ya que pudo mantener la humedad de manera más constante y cercana a 100 % (con un rango entre 70,3% a 93,3%) y la temperatura entre 28,3°C - 33,8°C, correspondiente al rango de temperatura recomendado por los autores citados previamente.

El ambiente 2 pudo, igualmente, mantener un rango de temperatura ideal (26,9°C - 33,8°C), sin embargo la H.R estuvo entre 59,4% y 93,7%, siendo 59,4% un valor muy bajo, hecho por el cual no presentó las condiciones ambientales óptimas, perjudicando el adecuado enraizamiento de las estaquillas de bolaina blanca instaladas. Adicionalmente, las estaquillas instaladas en el ambiente 1 estuvieron mejor protegidas por la cubierta de policarbonato, versus la cubierta de malla Raschel del ambiente 2.

Como menciona Torres (2003), en los ambientes de propagación es importante mantener un alto grado de saturación en la atmósfera, lo cual se puede lograr, a través del uso de coberturas de polietileno o a través del suministro de agua en minúsculas gotas, o de la combinación de ambos métodos. Por lo tanto, el ambiente 1 presentó mejores resultados al estar mejor cubierto y mantener la humedad más eficientemente que el ambiente 2, sin embargo, al contar ambos ambientes con suministro de agua por nebulizadores, las condiciones en el ambiente 2 lograron también resultados de enraizamiento satisfactorios.

Tabla 13: Prueba de comparación de medias de los ambientes con respecto al porcentaje de enraizamiento de estaquillas de bolaina blanca.

<i>Porcentaje de enraizamiento: ambientes</i>		
<i>Ambiente</i>	<i>Medias</i>	<i>Significancia</i>
2	69.4	A
1	75.8	B

El análisis de varianza para el porcentaje enraizamiento de estaquillas de bolaina blanca indica que el factor aditivo presenta influencia altamente significativa ($p < 0.001$), es decir, que el tipo de aditivo usado influyó en el enraizamiento (tabla 12). En la mayoría de las especies el uso de la auxina sintética AIB demostró su efectividad frente a otras auxinas como ácido indol acético (AIA) y ácido naftalenacético (ANA) (Mesén 1998). Del mismo modo (Festa et. al., 1978), determinaron que aplicando AIB se mejoró notablemente el enraizamiento en estacas de *Sequoia sempervirens*, obteniendo hasta 78% frente a un 12% en las estacas que no fueron tratadas con AIB (testigo). Así como los resultados obtenidos por Vidal (2010) para la especie Marupá: obteniendo un 19.4 % de enraizamiento para la dosis de 8000 ppm de AIB, versus un 1.4% para del testigo (0 ppm). El estudio de Vallejos Torres *et al.* (2014) también mostró un resultado favorable en el enraizamiento para estaquillas tratadas con AIB, obteniendo un 99% de enraizamiento a 3000 ppm de AIB.

La capacidad de las auxinas para promover el desarrollo de las raíces adventicias en estacas es bien conocida, y se ha atribuido a una mejora en el transporte de carbohidratos a la base del corte (Hartmann *et al.*, 1990). Leakey (1990) afirma que uno de los efectos directos de la hormona enraizadora AIB, es el incremento de la actividad cambial subsecuente aumento del tejido parenquimático de mayor actividad metabólica en las estacas. Esta circunstancia que puede incidir favorablemente en la disponibilidad de carbohidratos solubles durante el proceso de enraizamiento y es un efecto conocido para las auxinas (Vieitez *et al.*, 1980; citados por Vidal, 2010). Además, un efecto directo de las auxinas se produce en la división celular aumentando la tasa de transportes de carbohidratos y cofactores foliares a la base de las estacas promoviendo la iniciación y desarrollo de las raíces, en la actualidad está establecido que los metabolitos y otros cofactores de crecimiento se trasladan hacia las regiones tratadas con auxinas (Leakey 1982 *et al.*, citado por Núñez 1997).

En la tabla 14, se confirma la diferencia altamente significativa ($p < 0.001$) en el porcentaje de enraizamiento debido al tipo de aditivo utilizado (enraizante AIB Rapid Root, cicatrizante hormonal SANIX, mezcla de ambos o sin aditivo), donde el aditivo R. root tuvo la máxima influencia en el enraizamiento de estaquillas de bolaina (80.6 %), seguido del cicatrizante SANIX (72.8 %) y de la mezcla de ambos (68.8 %), obteniendo el testigo sólo un 64.4 % de enraizamiento.

Tabla 14: Prueba de comparación de medias de los aditivos con respecto al porcentaje de enraizamiento de estaquillas de bolaina blanca.

<i>Porcentaje de enraizamiento (%): aditivos</i>		
<i>Aditivo</i>	<i>Medias</i>	<i>Significancia</i>
Testigo	64.4	A
R. root + Sanix	68.8	B
Sanix	72.8	B
<u>Root</u>	80.6	<u>C</u>
<i>Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)</i>		

El éxito del enraizamiento sin auxina aplicada (testigo) sólo fue reportado en un número limitado de especies de árboles tropicales, como *Shorea macrophyllu* (Lo, 1985), *Milicia excelsa* (Ofori *et al.*, 1996) y *Nauclea diderrichii* (Leakey, 1990). Por lo que estos resultados contrastantes podrían reflejar la variación en el contenido de auxina endógena de cada

especie en el momento del corte (Hartmann *et al.*, 1990). En consecuencia, bolaina sería una especie con moderado a alto contenido de auxina endógena y no requeriría de ser ayudada con fitohormona exógena, sin embargo, la ayuda de la auxina, en este caso el R. root a base de AIB (3000 ppm), se traduce en un mayor porcentaje de enraizamiento.

El ácido indol-3-butírico (AIB) se ha utilizado para el enraizamiento de estacas procedentes de una gran cantidad de especies arbóreas (Leakey 1987, 1990; Leakey *et al.* 1990, 1992, 1994; Leakey y Storento-West 1992; Ofori *et al.* 1996; Mesén *et al.* 1997). Sin embargo, el nivel de aplicación de AIB difieren de especie a especie, que van desde 2000 ppm de AIB (óptimo reportado para la *Milicia excelsa*, Ofori *et al.* (1996) hasta 32000 ppm de AIB (óptimo reportado para *Khaya ivorensis*, Tchoundjeu y Leakey, (1996). Los ensayos de propagación anteriores en bolaina han demostrado que 3000 ppm es suficiente para esta especie, tomando en cuenta que también se obtienen porcentajes de enraizamiento aceptables sin enraizador (testigo).

En la tabla 12, también se aprecia que el tipo de sustrato influyó estadísticamente ($p < 0.001$) en el porcentaje de enraizamiento, cuantitativamente, en general tomando en cuenta ambos ambientes, la arena fina presentó el mayor enraizamiento. Mesen (1996), al trabajar con sustratos diferentes, como grava, arena y aserrín, también encontró influencia del tipo de sustrato en el porcentaje de enraizamiento obteniendo 89, 88 y 76% de estacas enraizadas de *Cordia alliodora*. Asimismo, Hartmann y Kester (1977), mencionan, que un sustrato ideal influye en el enraizamiento y debe ser considerado en cualquier sistema de propagación, estos deben poseer características principales como porosidad, una buena aireación, buen drenaje, fácil de esterilizar y además proporciona un soporte adecuado a la estaca. Asimismo, un medio adecuado de enraizamiento debe garantizar una humedad sin excesos y esto se logra con una textura media y una humedad relativa adecuada (Quijada, 1980; citada por Gárate). Aunque la arena fina obtuvo los mejores resultados de enraizamiento, el sustrato Jiffy también arrojó buenos resultados, como se observa en la tabla 15. Lo cual coincide con los resultados obtenidos por Sánchez *et al.* (2008), al usar Jiffy como contenedores, obteniendo tasas de enraizamiento homogéneas y superiores al 90%, para la especie *Pinus radiata*. Asimismo, Sánchez *et al.* (2008) mencionan, con respecto a la calidad de las plantas, que el Jiffy-7 se muestra como un tipo de contenedor muy adecuado para el proceso de producción vegetativa de *Pinus radiata* a gran escala. A nivel de raíz si se

ha encontrado una mejora de la arquitectura radical de las estaquillas crecidas en el modelo Jiffy. La principal ventaja de la utilización del Jiffy se debe a que, al favorecer el repicado de las raíces impide la formación de raíces largas e incrementa la ramificación, evitando la aparición de enrollamientos y nudos, y en consecuencia, de sistemas radicales deformados que dificultan el normal crecimiento de la planta tras el trasplante a campo y perjudican gravemente su estabilidad.

Adicionalmente, 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 (Mesén, 1998). La arena es de bajo costo y fácil de obtener, debiendo 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). La arena como medio de enraizamiento dio buenos resultados en *Gmelina arborea* y muchas especies forestales (Mesén, 1992). Debido posiblemente al buen balance entre aireación y humedad de las partículas de arena en comparación con la grava (Mesén, 1998). Además, está demostrado que la arena es un sustrato relativamente económico, disponible y fácil de esterilizar.

En el IIAP Ucayali, a través de un proceso de clasificación por medio de zarandas (tamices), se obtiene tres tipos de arena de acuerdo a su granulometría (sistema de clasificación de Kopecky, 1936): arena fina (0.1 – 0.2 mm), arena media (0.2 – 1.0 mm), y arena gruesa (1.0 – 2.0 mm); 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.*, 2009). Obteniéndose para este ensayo, buenos resultados con arena fina para la especie bolaina blanca.

En términos generales, como se aprecia en la tabla 15 y figura 16, la arena como sustrato obtuvo el mayor porcentaje de enraizamiento (91.3%), seguido del Jiffy (84.2 %) y del medio aerónico, el cual obtuvo un porcentaje bajo (42.5 %).

Al realizar un análisis por ambiente, se observa que en el caso del mini túnel ubicado en el ambiente 1, fue la arena el sustrato que arrojó los mejores resultados, obteniendo un 96.7 % de enraizamiento (independientemente del aditivo), seguido por el jiffy (74%) y siendo el

medio aeropónico el que logró un menor porcentaje de enraizamiento (50.8%), como se observa en la figuras 14 y 15. Sin embargo, estos resultados pueden no ser representativos, especialmente en el caso del sustrato jiffy, al considerar la totalidad de las estacas, incluyendo las que perdieron su hoja original en los primeros días del experimento, lo cual se debió a fallas en el manipuleo de las estaquillas.

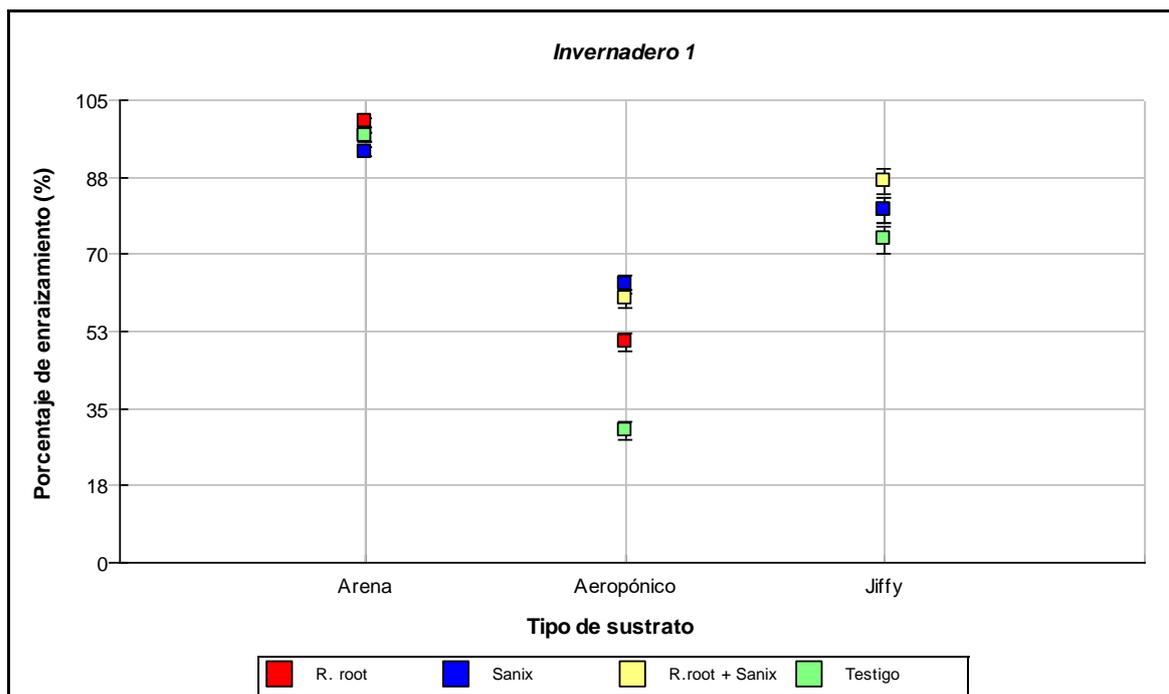


Figura 14: Porcentaje de enraizamiento en el ambiente 1.

Por otro lado, el ambiente 2 obtuvo los siguientes resultados de enraizamiento: 69.4 % de estacas enraizadas, presentando los mejores resultados el sustrato jiffy (88.3 %), seguido por la arena (85.8 %) y obteniendo las estacas bajo medio aeropónico sólo un 34.2 % de enraizamiento, como se observa en la figura 15. El tratamiento con mayor porcentaje de enraizamiento fue el T21 (R.root en Jiffy), alcanzando un 100 % de enraizamiento.

Sánchez *et al.* (2008) realizaron ensayos de propagación utilizando el Jiffy como sustrato, mencionando que el estaquillado en Jiffy 7-Forestal es un método de propagación eficiente en términos de rapidez, manejo y costo, que permite la producción a escala comercial de planta de *Pinus radiata* con garantías de calidad para su utilización en reforestación (Sanchez *et al.*, 2008).

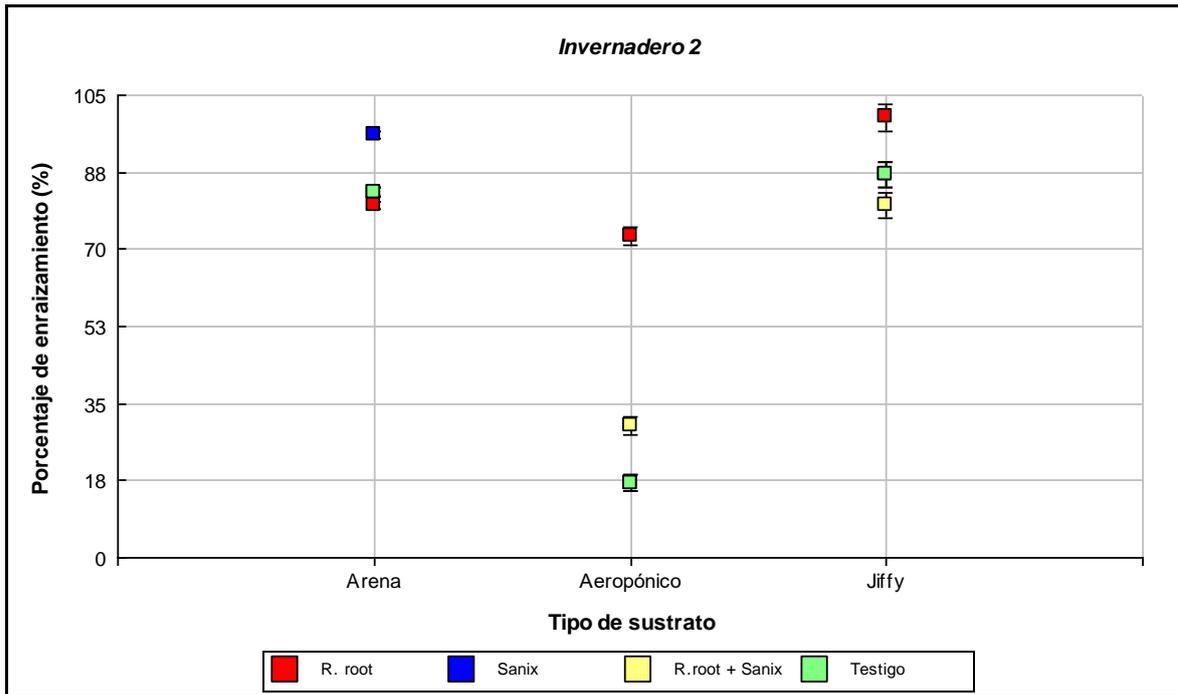


Figura 15: Porcentaje de enraizamiento por sustrato en el ambiente

Tabla 15: Prueba de comparación de medias de los sustratos con respecto al porcentaje de enraizamiento de estaquillas de bolaina blanca.

<i>Porcentaje de enraizamiento: sustratos</i>		
<i>Sustrato</i>	<i>Medias</i>	<i>Significancia</i>
Aeropónico (S2)	42.5	A
Jiffy (S3)	84.2	B
Arena (S1)	91.3	C

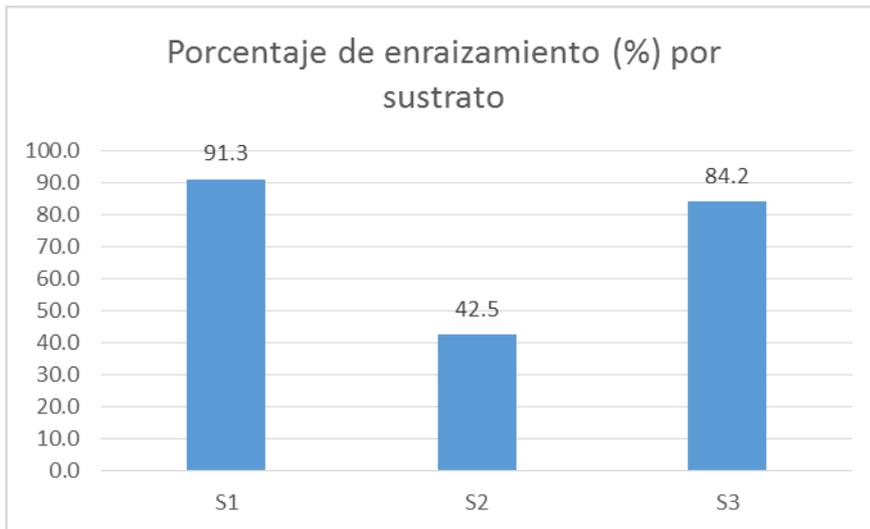


Figura 16: Porcentaje de enraizamiento de estaquillas de bolaina blanca con respecto al ambiente, después de 20 días de instalación en minitúnel.

Los resultados del porcentaje de enraizamiento obtenidos, fueron clasificados de la siguiente manera: 1) exitoso (> 90% enraizamiento), 2) aceptable (70-90%), y 3) deficiente (< 70%). La tabla 16 indica que el ambiente 1 logró un mayor porcentaje de enraizamiento exitoso (>90%), sin embargo, el ambiente 2 alcanzó un mayor porcentaje de enraizamiento con valores aceptables (70-90%), presentando menos resultados catalogados como “deficientes” (<70%). En generales los mejores tratamiento fueron T1 (R.root en arena en ambiente 1) y T21 (R. root en Jiffy en ambiente 2), los cuales alcanzaron un 100% de enraizamiento.

Como se mencionó, el ambiente 1 obtuvo resultados generales mejores que el 2, para la variable porcentaje de enraizamiento, sin embargo, como se observa en la tabla 4, existen algunos tratamientos que obtuvieron mejores resultados en el ambiente 2 (a pesar de que este no conservó la humedad de manera óptima). Por ejemplo las estacas tratadas con Sanix en arena, obtuvieron un 96.7 % en el ambiente 2, versus un 93.3 % obtenido en el 1. Asimismo se observan diferencias significativas para las estacas en medio aeropónico, como lo son el 73.3 %, obtenido en el ambiente 2, versus un 50 %, obtenido en el ambiente 1, para estacas tratadas con Rapid root. Se observa también que en general, el sustrato jiffy alcanza mejores resultados en el ambiente 2, sin embargo esto puede deberse a que varias estacas en el ambiente 1 correspondientes al sustrato jiffy perdieron su hoja original los primeros días de la instalación.

Tabla 16: Clasificación por porcentaje de enraizamiento

Clasificación	<i>Ambiente 1</i>	<i>Ambiente 2</i>
<i>Exitoso</i>	T1/ Rapid root en arena (100)	T21/ R. root jiffy (100)
<i>>90%</i>	T4/ Testigo en arena (96.7)	T14/Sanix arena (96.7)
	T3/R.root+SANIX en arena (96.7)	
	T2/ Sanix en arena (93.3)	
<i>Aceptable</i>	T9/Rapid root en jiffy (80)	T24/Testigo jiffy (86.7)
<i>70 -90%</i>	T10/ Sanix en jiffy (80)	T22/Sanix jiffy (86.7)
	T12/Testigo en jiffy (73.3)	T16/Testigo arena (83.3)
		T15/R.root+Sanix arena (83.3)
		T13/R. root arena (80)
		T23/R.root+Sanix jiffy (80)
		T17/R. root aeropónico (73.3)
<i>Deficiente</i>	T6/Sanix aeropónico (63.3)	T19/R.root+Sanix aeropónico (30)
<i><70%</i>	T7/R.root+Sanix aeropónico (60)	T20/Testigo aeropónico (16.7)
	T11/R.root+Sanix jiffy (62.7)	T18/Sánix aeropónico (16.7)
	T5/R. root aeropónico (50)	
	T8/Testigo aeropónico (30)	

Se alcanzó un 100% de enraizamiento mediante el T1 (rapid root en arena), seguido por el T4 (testigo en arena) y T5 (mezcla de rapid root y sanix en arena), ambos con 96.7 % de estacas enraizadas. El menor porcentaje de enraizamiento lo obtuvo el tratamiento T8 (testigo en aeropónico), con un 30% de enraizamiento. Al comparar los tratamientos en medio aeropónico se observa que, el que mejor resultados obtuvo fue el T6 (Sanix), esto puede deberse a que evitó la transpiración excesiva de la estaca, evitando que esta se seque.

4. PORCENTAJE DE BROTAÇÃO.

Con respecto a la variable porcentaje de brotación, se observó que en todos los tratamientos las estacas que sobrevivieron presentaron nuevos brotes. El porcentaje de brotación alcanzó en la evaluación final los valores de 99% y 93%, dentro del ambiente 1 y 2, respectivamente. La presencia de brotes en ambos ambientes se presentó en la primera semana de evaluación.

Hartmann y Kester (1997) señalan que 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. Las temperaturas registradas en todas las cámaras de sub-irrigación sobrepasaron los 25°C pero no excedieron los 35 °C, lo cual incentivó la formación de yemas y consecuentemente estos se transformaron en brotes.

El análisis de varianza y la prueba de rango múltiple de Tukey efectuados para la variable en estudio (Anexo 1) mostraron diferencias estadísticas significativas ($p < 0.05$) entre el ambiente, sustrato y aditivo respecto al porcentaje de brotación obtenido. Con respecto a los ambientes, según la prueba de Tukey estos son significativamente distintos respecto a la variable, obteniendo el ambiente 1 un mayor porcentaje de brotación (99%), con respecto al ambiente 2 (93%). La prueba de comparación de medias Tukey para los sustratos, nos muestra que los sustratos arena fina y jiffy fueron los que obtuvieron los mejores resultados para esta variable (100% de brotación), no presentando diferencias significativas entre sí. Sin embargo, el medio aeropónico presentó el mejor porcentaje de brotación (89%), diferenciándose significativamente de los otros dos sustratos, como se puede observar en las tablas 17 y 18. Se puede apreciar que esta variable se comporta del mismo modo que el porcentaje de sobrevivencia, descrito previamente.

El aditivo que obtuvo los mejores resultados para la variable porcentaje de brotación fue el enraizante AIB Rapid Root, con un 100% de brotación en las estaquillas tratadas, presentando diferencias estadísticas respecto a los aditivos enraizante AIB Rapid Root+SANIX y testigo (sin aditivo), los cuales obtuvieron valores de: 98% y 96%, respectivamente y no presentaron diferencias significativas entre sí. El aditivo cicatrizante SANIX obtuvo los valores más bajos (91.5%), presentando esta variable también el valor más bajo de sobrevivencia.

Tabla 17: Porcentaje de brotación en el ambiente 1

Brotación (%) – AMB. 1					
	Testigo	R. root	Sanix	R.root + Sanix	Promedio
S1 (Arena)	100	100	100	100	100
S2 (Aeropónico)	93	100	100	100	98
S3 (Jiffy)	100	100	100	100	100
Promedio	98	100	100	100	99

Tabla 18: Porcentaje de brotación en el ambiente 2

Brotación (%) – AMB. 2					
	Testigo	R. root	Sanix	R.root + Sanix	Promedio
S1 (Arena)	100	100	100	100	100
S2 (Aeropónico)	83	100	50	87	80
S3 (Jiffy)	100	100	100	100	100
Promedio	94	100	83	96	93

5. NÚMERO DE RAÍCES POR ESTAQUILLA DE BOLAINA BLANCA

En la tabla 8 se observa los resultados del análisis de varianza la cual muestra que existe diferencia altamente significativa ($p < 0.001$) en la variable número de raíces por estaquilla, debido al factor sustrato y también debido al aditivo y ambiente, es decir, que tanto el sustrato como el aditivo y ambiente influyen en la iniciación y desarrollo de número de raíces.

El ambiente 1 consiguió un número promedio de raíces formadas de 11, mientras que en promedio se contabilizaron 9 raíces en el ambiente 2. Dentro del ambiente 1, la mayor cantidad de raíces se obtuvo en los sustratos arena y jiffy (14 raíces), mientras que la menor cantidad fue la obtenida en medio aeropónico (5).

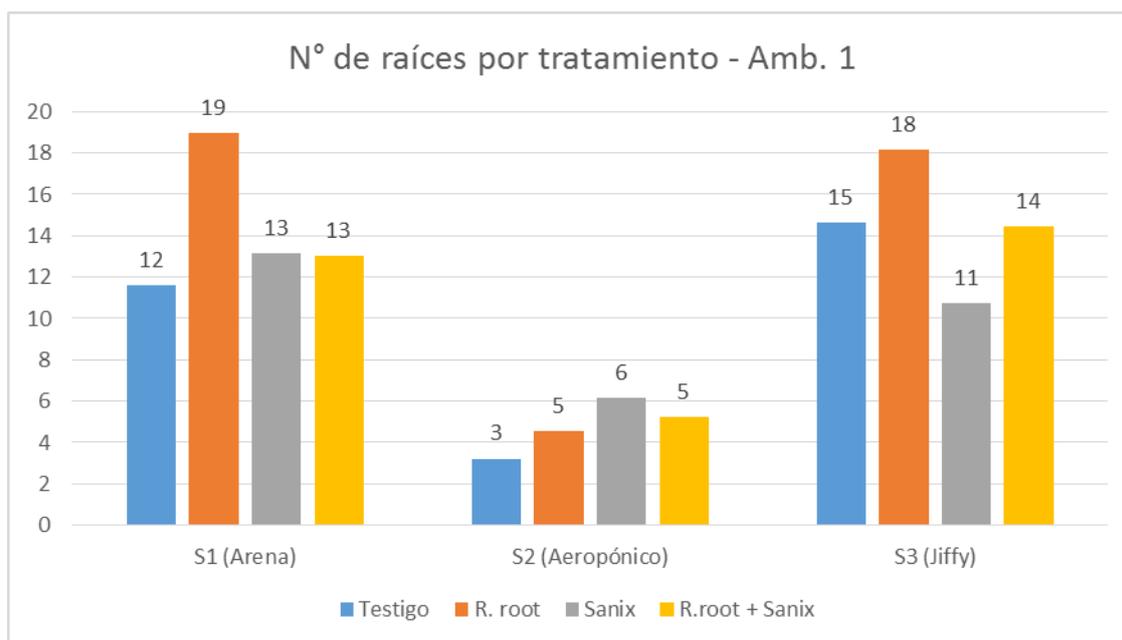


Figura 17: Número de raíces promedio obtenido por tratamiento en el ambiente 1.

Los mejores resultados para la variable aditivo, como se puede observar en la figura 17, se obtuvieron con la mezcla de Rapid Root y SANIX (10 raíces en promedio), seguido por las estacas tratadas con cicatrizante SANIX y enraizante Rapid Root, las cuales formaron en promedio 9 raíces, siendo la muestra testigo la que presentó la menor cantidad (8). El tratamiento que resultó en estacas con raíces más numerosas fue el T1: rapid root en arena

(19), seguido de T9: rapid root en jiffy (18). El testigo en aeropónico (T8) obtuvo la menor cantidad (3 raíces).

En el mini túnel N° 2 (ambiente 2), el sustrato que más raíces formó fue el jiffy, 15 raíces en promedio, seguido de la arena con 8 y por último el medio aeropónico con 5 raíces formadas. Es decir, en este ambiente, sí se aprecia la diferencia entre el sustrato jiffy y la arena. Cabe recalcar que se observó claramente que el jiffy o turba mantiene la humedad con mayor efectividad y es el medio donde las raíces fueron más numerosas.

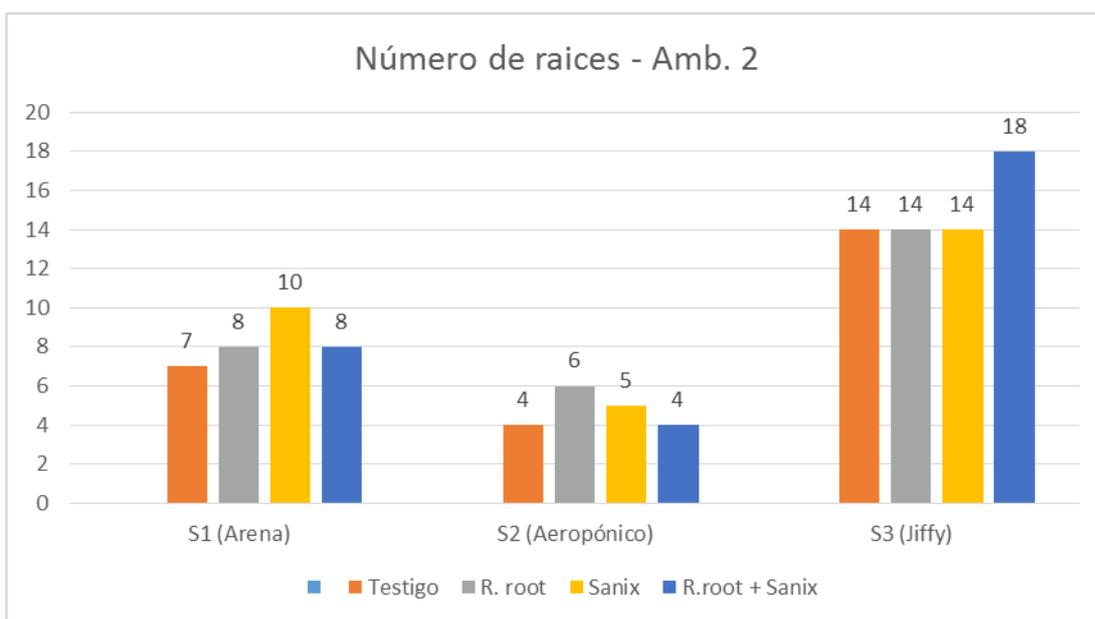


Figura 18: Número de raíces promedio por tratamiento en el ambiente 2

En el ambiente 2, el aditivo Rapid root + SANIX fue el que obtuvo mayor N° de raíces, 10 en promedio, seguido de SANIX y R. root (9 raíces) y el testigo (sin aditivo), el cual obtuvo 8. El mayor número de raíces se obtuvo en el tratamiento T23 (Rapid root + SANIX en jiffy), obteniendo 18 raíces, versus las 14 raíces en promedio conseguidas en los otros tratamientos en jiffy.

Tabla 19: Análisis de varianza (ANVA) del número de raíces por estaquillas de bolaina blanca.

<i>Número de raíces</i>		
<i>F.V</i>	<i>CM</i>	<i>p-valor</i>
Ambiente	680.56	0.0001
Sustrato	7048.13	<0.0001
Aditivo	335.43	0.0001

* = Significativo ($p < 0.05$); ** = Altamente significativo. ($p < 0.001$)

Tabla 20: Prueba de comparación de medias de los ambientes con respecto al número de raíces por estaquilla de bolaina blanca.

<i>Nro de raíces: ambientes</i>			
<u><i>Ambiente</i></u>	<u><i>Medias</i></u>	<u><i>Significancia</i></u>	<u><i>Columna1</i></u>
2	7.47	A	
1	9.41		B

En la tabla 20, se observa que el ambiente 1 obtuvo en promedio 9.41 raíces por estaquilla, superando en número de raíces formadas al ambiente 2, el cual obtuvo un promedio de 7.47 raíces por estaquilla. Esto se atribuye a que las condiciones ambientales presentadas dentro del mini túnel en el ambiente 1 fueron las más adecuadas, según rangos recomendables de temperatura y humedad relativa, mencionadas por varios autores (Gatti *et al.*, 2011; Ladrach, 2010; Cornelius y Ugarte-Guerra, 2010; Vallejos *et al.*, 2010; Xavier *et al.*, 2009; Murillo, 2005; Chacón y Murillo, 2005; Murillo *et al.*, 2003; Murillo *et al.*, 2001a y 2001b; Mesén, 1998a y 1998b; Morales, 1999; Monteuis *et al.*, 1995; Zobel, 1993; Ahuja y Libby, 1993; Mascarenhas y Muralidharan, 1993), para lograr una adecuada propagación vegetativa de las colecciones genéticas es necesario establecer un invernadero con condiciones para lograr los tres factores principales requeridos: a) una reducción en la actividad fotosintética (sombra de sarán por lo general), b) una humedad relativa alta (>80-90%) que evite en todo momento el estrés hídrico, y c) una temperatura ambiente entre 30 y 35oC (con la instalación de un túnel de plástico transparente debajo del sarán). Tomando en cuentas estas condiciones ideales, se podría decir que el ambiente 1 obtuvo mejores resultados debido a sus condiciones ambientales.

Tabla 21: Prueba de comparación de medias de los sustratos con respecto al número de raíces por estaquilla de bolaina blanca.

<i>Nro de raíces: sustratos</i>				
<u>Sustrato</u>	<u>Medias</u>	<u>Significancia</u>	<u>Columna1</u>	<u>Columna2</u>
Aeropónico (S2)	2.29	A		
Arena (S1)	10.52		B	
Jiffy (S3)	12.51			C

En la tabla 10, se aprecia que el tipo de sustrato Jiffy obtuvo en promedio 12.51 raíces por estaquilla, es decir, obtuvo más raíces que el resto de sustratos. Se observa que los sustratos (jiffy y arena) dieron los mejores resultados en el número de raíces, esto se debe a que generaron mejores condiciones para la formación de muchas raíces entre ellos aireación y retención de agua (Hartman y kester, 1977), por otro lado, el menor número de raíces obtenido en el medio aeropónico se debe posiblemente al que este medio es más complicado de controlar, al no presentar sustrato, el buen desarrollo radicular dependerá enteramente de las condiciones ambientales.

Leakey (1985), citado por Gutiérrez (2003), menciona que en la propagación vegetativa de especies forestales el porcentaje de enraizamiento es la variable respuesta de mayor interés y en orden de importancia le sigue el número de raíces por estaca enraizada, finalmente la velocidad a la cual las raíces emergen y se desarrollan, es deseable que las estacas tengan muchas raíces, pero tres raíces bien ramificadas y distribuidas alrededor de las estacas son suficientes. Por lo tanto, al haber obtenido, entre 10 y 13 raíces por estaquilla para los sustratos Jiffy y arena fina, nos indica que estos sustratos presentan características adecuadas, sin embargo, en medio aeropónico el número de raíces formadas en promedio no alcanzó las 3 raíces, por lo cual no es un medio favorable, indicando que se debe perfeccionar las condiciones para obtener mejores resultados.

Tabla 22: Prueba de comparación de medias de los aditivos con respecto al número de raíces por estaquilla de bolaina blanca.

<i>Nro de raíces: aditivos</i>			
<u><i>Aditivo</i></u>	<u><i>Medias</i></u>	<u><i>Significancia</i></u>	<u><i>Columna1</i></u>
Testigo (A4)	6.98	A	
SANIX (A2)	8.01	A	
R.root+SANIX (A3)	8.53	A	B
R. root (A1)	10.24		B

La tabla 11, muestran que tras el análisis de comparación de medias (Tukey $\alpha = 0.05$), el número de raíces también estuvo influenciada significativamente por el aditivo empleado. Se puede apreciar que entre el testigo (6.98), Sánix (8.01) y R.root + Sánix (8.53) existe una variación numérica, pero no expresan una diferencia estadísticamente significativa; al igual que la comparación entre los aditivos R.root+Sánix (8.53) y R.root (10.24). Observándose que los mejores resultados se obtuvieron con aplicación previa del enraizante AIB Rapid Root.

Los beneficios del uso de hormonas AIB son conocidos, no solo por ayudar a mejorar la calidad del sistema radical si no que acelera la formación de raíces (Hartman y Kester, 1977). El número de raíces producido por las estacas es altamente influenciado por la habilidad de la estaca a suplir carbohidratos, ya sea de reserva o producido mediante fotosíntesis al área donde surgen las raíces (Veierskov y Andersen 1982).

6. LONGITUD MÁXIMA DE RAÍZ PROMEDIO POR ESTAQUILLA DE BOLAINA BLANCA.

El ambiente 1 obtuvo una longitud de raíz más larga promedio de 35.13 mm, superior a 28.15 mm del ambiente 2.

En el ambiente 1 el sustrato que funcionó mejor para esta variable, fue el sustrato 1, arena fina (47.62 mm), seguido por el sustrato jiffy con una longitud de 43.98 mm y por último el medio aeropónico que tan sólo consiguió una longitud de raíz más larga promedio de 13.79 mm. Por otro lado, en el ambiente 2, los mejores resultados los obtuvo el sustrato Jiffy, con una longitud de raíz más larga promedio de 46.96 mm, seguido por la arena fina, con 23.78 mm y el medio aeropónico, 13.70 mm.

La tabla 12 muestra el análisis de varianza (ANVA) con diferencias altamente significativa ($p < 0.001$) en la longitud de raíz más larga promedio por estaquilla de bolaina debido al ambiente y sustrato utilizado. El factor aditivo no mostró diferencias significativas.

La longitud de raíz más larga promedio obtenida por los distintos aditivos no varía mucho, siendo la mayor obtenida al aplicar SANIX, 29.09 mm, seguida por 28.04 mm de las tratadas mediante combinación R. root y SANIX, 27.68 mm Rapid root y por último el testigo obtuvo una longitud promedio de 27.68 mm.

Tabla 23: Análisis de varianza (ANVA) para la longitud de raíz más larga promedio de estaquillas de bolaina.

<i>Lg. Raíz más larga (mm)</i>		
<i>F.V</i>	<i>CM</i>	<i>p-valor</i>
Ambiente	6070.87	0.0006
Sustrato	35407.08	<0.0001
Aditivo	1201.86	0.0701

Tabla 24: Prueba de comparación de medias por ambiente con respecto a la longitud promedio de raíces de estaquillas de bolaina.

<i>Lg. Raiz más larga : ambientes</i>			
<u>Ambiente</u>	<u>Medias</u>	<u>Significancia</u>	<u>Columna1</u>
2	25.78	A	
1	33.89		B

Tabla 25: Prueba de comparación de medias por sustrato con respecto a la longitud promedio de raíz más larga de estaquillas de bolaina.

<i>Lg. Raiz más larga : sustratos</i>				
<u>Sustrato</u>	<u>Medias</u>	<u>Significancia</u>	<u>Columna1</u>	<u>Columna2</u>
Aeropónico (S2)	13.87	A		
Arena (S1)	36.19		B	
Jiffy (S3)	42.97			C

Tabla 26: Prueba de comparación de medias por aditivo con respecto a la longitud promedio de raíz más larga de estaquillas de bolaina.

<i>Lg. Raiz más larga : aditivos</i>		
<u>Aditivo</u>	<u>Medias</u>	<u>Significancia</u>
Testigo (A4)	28.21	A
SANIX (A2)	30.5	A
R.root+SANIX (A3)	30.78	A
R. root (A1)	32.66	A

Respecto las comparaciones de medias (tabla 15) realizadas para la variable aditivo. Se observa que existen diferencias en las medias, y el aditivo que obtuvo una raíz más larga en promedio en las estaquillas enraizadas fue el enraizante Rapid root (32.66 mm). Obteniendo el testigo (sin aditivos) la longitud de raíz más larga promedio menor (28.21 mm), sin embargo no se presentaron diferencias significativas estadísticamente.

Según bibliografía consultada, se han obtenido buenos resultados mediante la aplicación de enraizante AIB para la variable en discusión. Por ejemplo para la especie *Platymiscium pinnatum* las dosis de 0.2% (2000 ppm) y 0.4% (4000 ppm) de AIB obtuvieron las raíces

más largas cuando se utilizó grava o arena como sustrato. Esto también lo afirma Baul et.al., (2008), quien encontró una relación positiva entre la dosis y la longitud de raíz de *Stereospermum suaveolens*, reportando que para 2000 ppm obtuvo (5.88 ± 0.29 cm de longitud) y 4000 ppm (5.32 ± 0.27 cm de longitud), con respecto a las dosis bajas 1000 ppm y 0 ppm (4.57 ± 0.23 cm) y (3.74 ± 0.19 cm), respectivamente. También en una reciente investigación realizada con estacas juveniles de *Calycophyllum spruceanum* se obtuvo 3.01 ± 0.47 cm de longitud de raíces con dosis de 2000 ppm (Lipenský 2010; citado por Vidal 2010).

La aplicación exógena de auxinas en la base de estaquillas tuvo un impacto positivo en el porcentaje de enraizamiento, número de raíces por estaca y longitud de raíz más larga promedio en estaquillas de bolaina; asimismo, otras investigaciones en propagación vegetativa de árboles tropicales como *Prunus africana* (Tchoundjeu *et al.* 2002; citados por Vidal, 2010), *Milicia excelsa* (Ofori *et al.* 1996), y *Tectona grandis* (Husen y Pal 2006; citados por Vidal 2010) también tuvieron similar respuesta.

7. ANÁLISIS DE CALIDAD.

Se realizó el análisis de calidad de las estacas, mediante la aplicación del índice de esbeltez; se consideró el ambiente, sustrato y aditivo utilizado. La metodología aplicada, se explicó en el capítulo de materiales y métodos.

8. ÍNDICE DE ESBELTEZ (I.E.)

En la Tabla 27 se observa que el índice de esbeltez analizado por ambiente, mostró para el ambiente 2 (mini túnel en malla Raschel) la mayor variabilidad, sin embargo la media es 1.99. Las estacas del ambiente 1 (mini túnel en invernadero de policarbonato) reportaron la menor variabilidad y la media de 2.22. Esto se debe principalmente a que las estaquillas del ambiente 1 presento una mayor altura que las estaquillas del ambiente 2.

Tabla 27: Caracterización del índice de esbeltez por sitio.

<i>Ambiente</i>	<i>Variable</i>	<i>Media</i>	<i>D.E</i>	<i>E.E</i>	<i>CV</i>	<i>Mín</i>	<i>Máy</i>	<i>Mediana</i>
1	I.E	2.22	0.58	0.03	26.30	0.16	4.00	2.17
2	I.E	1.99	1.08	0.06	54.44	0.44	19.45	1.90

Quiroz *et al.* (2009), citados por Soriano (2011), sostienen que la relación entre la altura y el diámetro de una planta permite evaluar su resistencia física durante las operaciones de plantación y su resistencia al efecto mecánico por el viento. Cibian y Belo (2000) y Pineda *et al.* (2004), citados por Soriano (2011), proponen un índice no mayor de seis, ya que los valores bajos están asociados con una mejor calidad de planta. Adicionalmente Hun (1990), citado por Soriano (2011), considera que el valor de esbeltez debe ser menor o igual a ocho para que la planta esté equilibrada. Por otro lado, Fonseca *et al.* (2002) y Da Silva (2007), citados por Piña y Arboleda (2010), señalan que un índice de esbeltez más elevado implica plantas con menos resistencia a condiciones de campo impuesta por los factores del ambiente. Sin embargo, Rojas (2002), citado por Ramos (2015), en su investigación con ciprés (*Cupressus lusitánica*), sostiene que un valor cercano a 1, registra que ambas variables (altura total y diámetro al cuello) están creciendo a una tasa similar; por ello considera que valores cercanos a 1 son deseables e indicadores de una buena calidad de planta.

Los resultados mostraron que el índice de esbeltez para las estacas provenientes de los 2 ambientes es superior a 1 y menor a 6. Lo cual indica, según los autores mencionados en el párrafo anterior, una calidad de planta adecuada, al ser los resultados para el I.E menores a 6. Por otro lado, de acuerdo a Rojas (2002), citado por Ramos (2015), los valores de I.E obtenidos, indican que no existió un equilibrio entre la altura y el diámetro, lo que se

traduciría en la disminución de la resistencia a condiciones ambientales. Sin embargo, se debe tener en cuenta que, en el caso del presente estudio, se calcularon valores de I.E después del enraizamiento de las estaquillas y antes de la aclimatación. Es decir que, las plantas no estaban listas para campo definitivo, por lo tanto, se espera que, luego de la aclimatación el valor de I.E disminuya y sea más cercano a 1.

Tabla 28: Caracterización del índice de esbeltez por sustrato

Sustrato	Variable	Media	D.E	E.E	CV	Mín	Máx	Mediana
S1	I.E	2.24	1.27	0.08	56.63	0.44	19.45	2.15
S2	I.E	1.99	0.53	0.04	26.69	0.16	3.46	1.98
S3	I.E	2.08	0.56	0.04	26.68	1.01	3.53	2.00

En la Tabla 28 y Figura 16 se observa que el índice de esbeltez obtenido por sustrato, mostró para el sustrato 1 (arena fina) la mayor variabilidad, siendo la media 2.24. Las estaquillas de los sustratos S2 y S3, (sin sustrato y jiffy, respectivamente), reportaron la menor variabilidad. Siendo la media del sustrato 2 la menor obtenida (1.99), entre los tres sustratos empleados. Esto se debe principalmente a que las estaquillas de los sustratos 1 y 3, presentaron una mayor altura que las estaquillas del sustrato 2, al estar dichas estaquillas en medio aeropónico, su desarrollo fue menor.

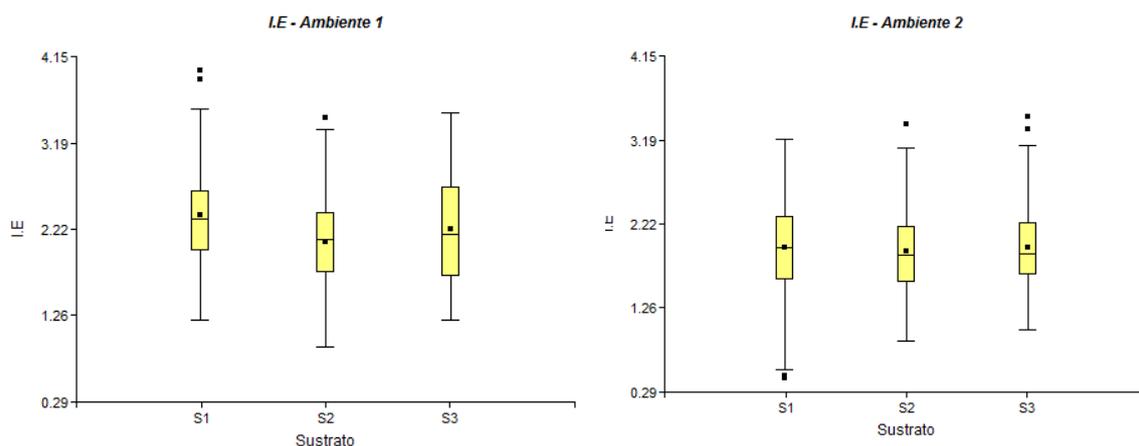


Figura 19: Estadísticos descriptivos del índice de calidad de las plantas (I.E). Los valores sobre las cajas corresponden a la media de los datos \pm desviación estándar.

Los mayores valores de esbeltez los presentó el ambiente 1 para todos los sustratos. Los sustratos con mayor variabilidad fueron el S1 (arena) del ambiente 2, con 28.22 % y S3 del ambiente 1 con 26.96 %, la menor variabilidad la presentó el sustrato S1 del ambiente 1 con 23.98 % (Anexo 2a y b). Ambos ambientes presentaron resultados menores a 6 en sus valores de esbeltez lo que permite deducir y estimar una tolerancia y resistencia mecánica de estas plantas frente estrés hídrico y a vientos fuertes.

Los valores de sobrevivencia, mortandad y enraizamiento favorables obtenidos por el ambiente 1, se relacionan con un valor mayor de I.E, sin embargo, este resultado no corresponde a lo sostenido por Rojas (2011), y citado por Ramos (2015), ya que el valor de I.E del ambiente 2 es más cercano a 1, que el del ambiente 1. Sin embargo, los valores de I.E pueden variar luego de la etapa de aclimatación.

V. CONCLUSIONES

- 1) Se logró el enraizamiento de estacas de bolaina blanca (*Guazuma crinita* Mart.), mediante propagación vegetativa en mini túneles.
- 2) En condiciones ambientales controladas (mini túnel), las estacas de bolaina blanca obtuvieron el mayor porcentaje de enraizamiento.
- 3) Se recomienda la combinación de sustrato arena fina, testigo (sin aditivo) y ambiente 1, al obtener un 96.7% de enraizamiento y ser más económico, comercialmente.
- 4) Las combinaciones de aditivo de ácido indolbutírico (AIB) de 3000 ppm, sustrato arena fina y ambiente controlado de mini túnel en invernadero de policarbonato y el aditivo de ácido indolbutírico (AIB) de 3000 ppm, sustrato jiffy y ambiente controlado de mini túnel bajo malla Raschel fueron los factores que más influyeron en el porcentaje de enraizamiento de estacas juveniles de bolaina blanca, obteniendo un 100 % de enraizamiento.
- 5) El ambiente de mini túnel dentro de invernadero de policarbonato fue el que más influyó, en forma positiva, en la sobrevivencia de las estaquillas (98.9 %) y porcentaje de enraizamiento obtenido (75.8 %), frente al ambiente de mini túnel con cubierta de malla Raschel.
- 6) Se demostró que la arena fina y el jiffy fueron los sustratos que más influyeron positivamente sobre la variable sobrevivencia (100 y 99%, respectivamente), porcentaje de enraizamiento (91.3 y 84.2 %) y porcentaje de brotación (ambos 100%), frente al medio aeropónico.
- 7) El aditivo Rapid Root AIB a 3000 ppm, obtuvo los mejores resultados en el enraizamiento de bolaina blanca. Longitud de raíz (32.66 mm), número de raíces (10.24), porcentaje de brotación (100%), porcentaje de sobrevivencia (99%) y porcentaje de enraizamiento (80.6%), frente a los demás aditivos.

VI. RECOMENDACIONES

- Se debe tomar en cuenta, que en el presente trabajo no se presentaron los resultados de la fase de aclimatación. Se recomienda tomar en cuenta que sólo después de la fase de aclimatación las plantas estarán listas para el campo definitivo, por lo cual los resultados obtenidos no serían determinantes.
- Al ser uno de los primeros ensayos de propagación vegetativa de bolaina blanca en mini túnel, se recomienda continuar con investigaciones complementarias, con factores a tomar en cuenta como: área foliar, tamaño de estaquilla y tiempo de duración del ensayo hasta el enraizamiento.
- El sustrato es esencial para el enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales y de la especie bolaina blanca, por lo cual se recomienda probar nuevos sustratos, inorgánicos, disponibles y económicos, con características granulométricas similares al de la gravilla fina y perlita agrícola.
- Es importante considerar controles de calidad durante cada fase del proceso, ya que un descuido mínimo puede afectar los resultados del ensayo, principalmente en el porcentaje de enraizamiento.
- Realizar el retiro de las hojas caídas y estaquillas muertas dentro de los mini túneles, lo más pronto posible y evitar así que se contaminen con agentes patógenos.
- Realizar el adecuado manejo de intensidad de sombra para cada especie en fase de enraizamiento.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Badilla, Y; Murillo, O. 2005. Enraizamiento de estacas de especies forestales. Kurú: Revista Forestal 2(6): 1-6.
- Barbat T. 2006. La multiplicación de las plantas. Viveros (): 33-43.
- Botti, C. 1999. Principios de la propagación y técnicas de propagación por estacas. En: Manejo tecnificado de invernaderos y propagación de plantas. Departamento de Producción Agrícola. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. Santiago, Chile. p 72-82.
- Broudeau, J. 1981. El Cacao. Técnicas Agrícolas y Producciones Tropicales. Blume Distribuidora S. A. Casas Grandes N° 69. México – D. F. 296 p.
- Cabrera C. 2003. Plantaciones Forestales: Oportunidades para el desarrollo sostenible. Serie de documentos técnicos No. 06. Universidad Rafael Landívar. Guatemala. 20 p.
- Chacón, P; Murillo, O. 2005. Análisis comparativo de la producción de minijardines clonales hidropónicos y jardines clonales en tierra de melina (*Gmelina arborea* Roxb.). Kurú: Revista Forestal 2(6):7 p
- CPM. 2008. Compendio de información técnica de 32 especies forestales. Tomo II. CITEmadera. Lima, Perú. 74 p.
- Cuculiza, P. 1956. Propagación de plantas. Lima. Perú. Talleres gráficos F. L. Villanueva. 340 p.
- FAO. 2005. Estudios de tendencias y perspectivas. Documento técnico. 200 p. Disponible en: < <ftp://ftp.fao.org/docrep/fao/009/a0470s/a0470s00.pdf>>. [Visitado el 04/09/2016]
- Gárate, M. 2010. Técnicas de propagación por estacas. Trabajo Monográfico Ing. Agr. Ucayali, PE, Universidad Nacional de Ucayali.189 p.

- Gatti, K.C., Suarez, I., Espitia, M., Tobar, D. 2011. Producción de plántulas por miniestacas de *Tectona grandis* Linn F., *Acacia mangium* Wild y *Gmelina arborea* Roxb. 50p. En Impresión.
- Gobierno Regional de Ucayali (GOREU). 2004. Perfil Ambiental de la Región Ucayali. Gerencia Recursos Naturales y Gestión del Medio Ambiente GRNGMA. Pucallpa, PE. GRNGMA. 38 p.
- Hartmann, H. Kester, D. 1977. Propagación de plantas, principios y prácticas. Editorial. CONTINENTAL. México. 783 p.
- Hartmann, H. Kester, D. 1980. Propagación de plantas, principios y prácticas. México D.F. 814 p.
- Hartmann, H. Kester, D. 1983. Propagación de plantas, principios y prácticas. Trad. Por Marino Ambrosio A. La Habana, Cuba. Instituto Cubano del libro. 693 p.
- Hartmann, H. y Kester, D. 1988. Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial continental S.A. México. 814 p.
- Hartmann, H., Kester, D. and Davies, F.T., 1990. Plant Propagation Principles and Practices, 5th edn. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, NJ, 647 pp.
- Hartmann, H., Kester, D. 1995. Propagación de Plantas. 760 p. 2ª ed., Compañía Editorial Continental, S.A. de C.V. México. DF, México.
- Hartmann, H, Kester D, (1997). Plant Propagation: Principles and Practices. pp.239-391:770.
- Hartmann, H; Kester, D. 1989. Propagación de plantas: Principios y Prácticas. 3 ed. Distrito Federal de México, MX, Compañía Editorial Continental. 757 p.
- Hartmann, H; Kester, D. 1995. Propagación de plantas. Principios y prácticas. 4ª ed. Continental. México. 760p.
- Henríquez, E. 2004. Evaluación de tres factores de enraizamiento en estacas de morera (*Morus alba*). Memoria Ing. Agr. Santiago, CH, Universidad de Chile. 77 p.
- IIAP. 2010. Instituto de Investigaciones de la Amasonía Peruana – Memoria 2010. PROBOSQUES. 55 p.

- IICA (Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura, CR). Visita técnico-financiera de intercambio de experiencias a plantaciones forestales maderables con fines comerciales en Ucayali y Huánuco. (2015, Ucayali-Huánuco, PE). Lima, PE, s.e. 4 p.
- Juarez P., Bugarín R., Castro R., Sánchez-Monteón A., Cruz-Crespo E., Juárez C., Santiago G., Balois R. 2011. Estructuras utilizadas en la agricultura protegida. *Revista Fuente Año 3 No.8 Julio – Septiembre: 21 – 27.*
- Kramer, P; Koslowski, T. 1979. *Physiology of woody plants.* New York. USA. Academic Press. 811 p.
- Krüger, F. 2007. Producción de plantas de *Pinus ponderosa* 1:1 en viveros de Valdivia y Cochrane. Trabajo de Titulación para optar al Título de Ingeniero Forestal. Universidad Austral de Chila – Facultad de Ciencias Forestales. 67 p.
- Leakey, R. 1990. Propagación vegetativa de especies forestales. En *Manual sobre Mejoramiento genético.* CATIE, Turrialba. Costa Rica. p 113 -120
- Leakey, R, Chapman, V.R. and Longman, K.A., 1982. Physiological studies for tropical tree improvement and conservation - some factors affecting root initiation in cuttings of *Triplochiron scleroxylon* K. Schum. *For. Ecol. Manage.*, 4: 53-66.
- Leakey, R; Mesén, F; Tchoundjeu, Z; Longman, K; Dick, J; Newton, A; Matin, A; Grace, J; Munro, R; Mutoka, P. 1990. Low-technology techniques for the vegetative propagation of tropical trees. *Commonwealth Forestry Review* 69(3): 247-257.
- Leakey, R; Mesén, F. 1991a. Métodos de Propagación Vegetativa en Árboles Tropicales. *Métodos de Propagación en Árboles Tropicales: Enraizamiento de Estacas Suculentas.* Turrialba, CR, s.e. p. 147- 167.
- Mesén, F; Leakey, R; Newton, A. 1996. Propagadores de sub-irrigación: un sistema simple y económico para la propagación vegetativa de especies forestales. Ed. R Salazar. Managua, NI, s.e. p. 101-110. (*Avances en la Producción de Semillas Forestales en América Latina*).
- Mesén, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de subirrigación. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 36 p.

- Ministerio de Agricultura. 2011. Volumen de madera aserrada y rolliza de 20 especies de mayor aprovechamiento a nivel nacional, años 2007–2011. Lima: Ministerio de Agricultura. Disponible en: <<http://dgffs.minag.gob.pe/>> [Visitado el 28/08/2016].
- Murillo, O; Badilla, Y; Zúñiga, M. 2010. Manual. Taller de Publicaciones del Instituto Tecnológico de Costa Rica: ¿Qué es Mejoramiento Genético?. Escuela de Ingeniería Forestal. Cartago, CR, s.e. 132 p.
- Murillo, O; Rojas, J; Badilla, Y. 2003. Reforestación Clonal. 2a ed. Cartago, CR. Instituto Tecnológico de Costa Rica. 36 p
- Murillo, O; Badilla, Y; Obando, G. 2001. Semillas versus propagación vegetativa: ¿hacia dónde vamos? Revista Forestal Latinoamericana 16 (30): 67-77 p.
- Murillo, O; Badilla, Y; Villalobos, M; Rojas, F. 2013. Optimización de la tecnología de propagación vegetativa in vivo y plantación de teca y pilón. Informe final de Proyecto de investigación. Instituto Tecnológico de Costa Rica Vicerrectoría de Investigación y Extensión Escuela de Ingeniería Forestal Centro de Investigaciones en Integración Bosque Industria. 170 p.
- Núñez, Y. 1997. Propagación vegetativa del cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); Pilón (*Hyeronima alchorneoides*, Allemo) y surá (*Terminalia oblonga*, Ruiz & Pavon) mediante el enraizamiento de estacas juveniles. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. 172 p.
- Núñez, Y; Mesén, F. 2005. Propagación vegetativamente mediante el enraizamiento de estacas juveniles. Mejoramiento genético y semillas forestales. Revista Forestal Centroamericana no 28: 6.
- Organización de las naciones unidas para la agricultura y la Alimentación. 2002. Evaluación de los recursos forestales mundiales 2000; Informe principal. Estudio FAO-Montes 140. Roma, Italia. 468pp.
- Piña, M; Arboleda, ME. 2010. Efecto de dos ambientes lumínicos en el crecimiento inicial y calidad de plantas de *Crescentia cujete*. Bioagro 22(1): 61-66.

- Puente, L. 2008. Validación clonal de plantas madres promisorias de *Myrciaria dubia* (HBK. Mc. Vaugh) “camu camu arbustivo” en cámaras de sub irrigación en Ucayali. Tesis Ing. Recursos Naturales Renovables Mención en Forestales. Facultad de Recursos Naturales Renovables Mención Forestales. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Perú
- Putzel, L., Cronkleton, P., Larson, A., Pinedo-Vasquez, M., Salazar, O., Sears, R. 2013. Producción y comercialización de bolaina (*Guazuma crinita*), una especie amazónica de rápido crecimiento. Brief CIFOR N° 25, Octubre 2013. 6 p.
- Ramos A. 2015. Propagación por estacas de bolaina blanca (*Guazuma crinita* Mart.) provenientes de árboles candidatos a plus en condiciones de cámara de sub-irrigación. Tesis para optar por el título de Ingeniero Forestal. UNALM. Lima, Perú. 132 p.
- Reynel, C; Pennington, RT; Pennington, TD; Flores, C; Daza, A. 2003. Árboles útiles de la Amazonía peruana y sus usos: Un manual con apuntes de identificación, ecología y propagación de las especies. Lima, PE, Tarea Gráfica Educativa. 509 p.
- Ríos, M. 2014. Guía para inversionistas interesados en el sector forestal peruano. The Amazon Alternative IICA. Perú. 129 pp.
- 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.
- Ruíz-Solsol, H; Mesén, F. 2010. Efecto del ácido indolbutírico y tipo de estaquilla en el enraizamiento de *Sacha Inchi* (*Pulkenetia volubilis* L.). *Agronomía Costarricense* 32(2): 259-267.
- Sánchez, J; Ortega, U; Majada, J; Txarterina, K; Duñabeitia, M. 2008. Optimización de la Propagación vegetative por estaquillado de Genotripos de interés comercial de *Pinus radiata*. Actas de la IV Reunión sobre Repoblaciones Forestales. Cuad. Soc. Esp. Cienc. For. 28: 201 – 205 (2008). España. 5 p.
- Soriano, G. 2011. Efecto de fertilización de N, P y K en la calidad de planta de *Pinus patula* y *P. devoniana* en vivero. Tesis M.Sc. Montecillo, MX, Institución de Enseñanza e Investigaciones en Ciencias Agrícolas. 72 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.
- 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.
- Vallejos, J. 2007. Contribuciones al programa de mejoramiento genético de BARCA S.A. en Costa Rica. Informe de Graduación de Bachiller Ing. For. Cartago, CR, Instituto Tecnológico de Costa Rica. 80 p.
- Zanoni C. 1975. Propagación vegetativa por estacas de ocho especies forestales. Tesis para optar el título de Magister Scientiae. Universidad de Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. Departamento de Ciencias Forestales. Turrialba, Costa Rica. 111 p.

VIII. ANEXOS

ANEXO 1 ANÁLISIS ESTADÍSTICO: PRUEBA DE TUKEY

a) Variable: Porcentaje de enraizamiento

Análisis de la varianza						
Variable	N	R ²	R ² Aj	CV		
<u>Aseno enraiz</u>	720	0.78	0.77	17.21		
Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo I)						
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Modelo.	87.34	25	3.49	98.75	<0.0001	
Bloque	0.56	2	0.28	7.93	0.0004	
<u>Ambien</u>	0.93	1	0.93	26.42	<0.0001	
Sustrato	61.26	2	30.63	865.86	<0.0001	
Aditivo	3.54	3	1.18	33.33	<0.0001	
<u>Ambien*Sustrato</u>	6.72	2	3.36	95.01	<0.0001	Hay interacción
<u>Ambien*Aditivo</u>	2.39	3	0.80	22.48	<0.0001	Hay interacción
<u>Sustrato*Aditivo</u>	3.99	6	0.66	18.79	<0.0001	Hay interacción
<u>Ambien*Sustrato*Aditivo</u>	7.95	6	1.32	37.43	<0.0001	Hay interacción
Error	24.55	694	0.04			
Total	111.89	719				
Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.02751						
Error: 0.0354 gl: 694						
<u>Ambien</u>	Medias	n	E.E.			
2.00	1.06	360	0.01	A		
1.00	1.13	360	0.01	B		
Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)						

Dónde:

Ambiente 1: mini túnel dentro de invernadero de policarbonato

Ambiente 2: mini túnel dentro de cubierta de malla Raschel

b) Variable: Porcentaje de sobrevivencia

Análisis de varianza					
Variable	N	R ²	R ² Aj	CV	
Aseno sobrevivencia	720	0.61	0.60	10.35	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo I)					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	26.04	25	1.04	43.89	<0.0001
Bloque	1.01	2	0.50	21.27	<0.0001
Ambien	1.61	1	1.61	67.81	<0.0001
Sustrato	7.07	2	3.53	148.90	<0.0001
Aditivo	1.63	3	0.54	22.94	<0.0001
Ambien*Sustrato	5.39	2	2.69	113.56	<0.0001
Ambien*Aditivo	1.79	3	0.60	25.16	<0.0001
Sustrato*Aditivo	3.02	6	0.50	21.19	<0.0001
Ambien*Sustrato*Aditivo	4.52	6	0.75	31.76	<0.0001
Error	16.47	694	0.02		
Total	42.50	719			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.02253
 Error: 0.0237 gl: 694

Ambien	Medias	n	E.E.	
2.00	1.44	360	0.01	A
1.00	1.54	360	0.01	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.03301
 Error: 0.0237 gl: 694

Sustrato	Medias	n	E.E.	
S2	1.35	240	0.01	A
S3	1.54	240	0.01	B
S1	1.57	240	0.01	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.04178
 Error: 0.0237 gl: 694

Aditivo	Medias	n	E.E.	
A2	1.41	180	0.01	A
A4	1.49	180	0.01	B
A3	1.51	180	0.01	B C
A1	1.54	180	0.01	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Dónde:

S1: Arena fina

S2: Aeropónico (sin sustrato)

S3: Jiffy

A1: Enraizante AIB a 3000 ppm Rapid Root

A2: Cicatrizante hormonal SANIX

A3: Enraizante AIB a 3000 ppm Rapid Root + Cicatrizante hormonal SANIX

A4: Sin aditivo (testigo)

c) Variable: Porcentaje de mortandad

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Aseno mortandad	720	0.27	0.26	252.25

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	11.32	8	1.41	32.25	<0.0001
Bloque	1.01	2	0.50	11.50	<0.0001
Ambien	1.61	1	1.61	36.69	<0.0001
Sustrato	7.07	2	3.53	80.55	<0.0001
Aditivo	1.63	3	0.54	12.41	<0.0001
Error	31.19	711	0.04		
Total	42.50	719			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.03063
 Error: 0.0439 gl: 711

Ambien Medias	n	E.E.	
1.00	0.04	360	0.01 A
2.00	0.13	360	0.01 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.04487
 Error: 0.0439 gl: 711

Sustrato Medias	n	E.E.	
S1	0.00	240	0.01 A
S3	0.03	240	0.01 A
S2	0.22	240	0.01 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.05681
 Error: 0.0439 gl: 711

Aditivo Medias	n	E.E.	
T1	0.04	180	0.02 A
T3	0.06	180	0.02 A
T4	0.08	180	0.02 A
T2	0.16	180	0.02 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Dónde:

S1: Arena fina

S2: Aeropónico (sin sustrato)

S3: Jiffy

T1: Enraizante AIB a 3000 ppm Rapid Root

T2: Cicatrizante hormonal SANIX

T3: Enraizante AIB a 3000 ppm Rapid Root + Cicatrizante hormonal SANIX

T4: Sin aditivo (testigo)

d) Porcentaje de brotación

Aseno_% brotacion

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Aseno n° brotes	720	0.64	0.62	9.60

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo I)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Ambien	1.82	1	1.82	87.50	<0.0001
Sustrato	6.69	2	3.35	160.78	<0.0001
Aditivo	1.93	3	0.64	30.93	<0.0001
Invern*Sustrato	3.64	2	1.82	87.50	<0.0001
Invern*Aditivo	2.33	3	0.78	37.36	<0.0001
Sustrato*Aditivo	3.86	6	0.64	30.93	<0.0001
Invern*Sustrato*Adi	4.66	6	0.78	37.36	<0.0001
Error		14.44	694	0.02	
Total		39.69	719		

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.02110

Error: 0.0208 gl: 694

Invern	Medias	n	E.E.	
2.00	1.45	360	0.01	A
1.00	1.55	360	0.01	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.03091

Error: 0.0208 gl: 694

Sustrato	Medias	n	E.E.	
S2	1.37	240	0.01	A
S1	1.57	240	0.01	B
S3	1.57	240	0.01	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.03913

Error: 0.0208 gl: 694

Aditiv	Medias	n	E.E.	
A2	1.43	180	0.01	A
A4	1.49	180	0.01	B
A3	1.52	180	0.01	B
A1	1.57	180	0.01	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Dónde:

S1: Arena fina

S2: Aeropónico (sin sustrato)

S3: Jiffy

A1: Enraizante AIB a 3000 ppm Rapid Root

A2: Cicatrizante hormonal SANIX

A3: Enraizante AIB a 3000 ppm Rapid Root + Cicatrizante hormonal SANIX

A4: Sin aditivo (testigo)

e) Variable: Número de raíces

N° raíces

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
N° raíces	720	0.43	0.37	79.72

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo I)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	22320.71	71	314.38	6.95	<0.0001
Invern	680.56	1	680.56	15.04	0.0001
Sustrato	14096.27	2	7048.13	155.74	<0.0001
Aditivo	1006.30	3	335.43	7.41	0.0001
Bloque	56.22	2	28.11	0.62	0.5377
Invern*Sustrato	2141.79	2	1070.89	23.66	<0.0001
Invern*Aditivo	246.68	3	82.23	1.82	0.1428
Invern*Bloque	6.29	2	3.14	0.07	0.9329
Sustrato*Aditivo	407.54	6	67.92	1.50	0.1752
Sustrato*Bloque	658.25	4	164.56	3.64	0.0061
Aditivo*Bloque	643.59	6	107.27	2.37	0.0284
Invern*Sustrato*Aditivo	942.98	6	157.16	3.47	0.0022
Invern*Sustrato*Bloque	143.10	4	35.77	0.79	0.5316
Invern*Aditivo*Bloque	175.88	6	29.31	0.65	0.6920
Sustrato*Aditivo*Bloque	608.54	12	50.71	1.12	0.3399
Invern*Sustrato*Aditivo*Bl..	506.74	12	42.23	0.93	0.5130
Error	29326.60	648	45.26		
Total	51647.31	719			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.98397
 Error: 45.2571 gl: 648

Invern	Medias	n	E.E.	
2.00	7.47	360	0.35	A
1.00	9.41	360	0.35	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=1.44146
 Error: 45.2571 gl: 648

Sustrato	Medias	n	E.E.	
S2	2.29	240	0.43	A
S1	10.52	240	0.43	B
S3	12.51	240	0.43	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=1.82483
 Error: 45.2571 gl: 648

Aditivo	Medias	n	E.E.	
T4	6.98	180	0.50	A
T2	8.01	180	0.50	A
T3	8.53	180	0.50	A B
T1	10.24	180	0.50	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Dónde:

S1: Arena fina

S2: Aeropónico (sin sustrato)

S3: Jiffy

T1: Enraizante AIB a 3000 ppm Rapid Root

T2: Cicatrizante hormonal SANIX

T3: Enraizante AIB a 3000 ppm Rapid Root + Cicatrizante hormonal SANIX

T4: Sin aditivo (testigo)

f) Variable: Longitud de raíz más larga

Análisis de la varianza

Nº raíces

Variable	N	R²	R² Aj	CV
Nº raíces	720	0.43	0.37	79.72

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo I)						
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	
Modelo.	147605.99	71	2078.96	4.10	<0.0001	
Invern	6070.87	1	6070.87	11.96	0.0006	
Sustrato	70814.15	2	35407.08	69.76	<0.0001	
Aditivo	3605.59	3	1201.86	2.37	0.0701	
Bloque	715.28	2	357.64	0.70	0.4949	
Invern*Sustrato	19826.07	2	9913.03	19.53	<0.0001	
Invern*Aditivo	3633.84	3	1211.28	2.39	0.0684	
Invern*Bloque	51.44	2	25.72	0.05	0.9506	
Sustrato*Aditivo	1168.44	6	194.74	0.38	0.8895	
Sustrato*Bloque	5902.30	4	1475.57	2.91	0.0214	
Aditivo*Bloque	10561.86	6	1760.31	3.47	0.0023	
Invern*Sustrato*Aditivo	937.67	6	156.28	0.31	0.9328	
Invern*Sustrato*Bloque	1357.67	4	339.42	0.67	0.6140	
Invern*Aditivo*Bloque	5241.42	6	873.57	1.72	0.1143	
Sustrato*Aditivo*Bloque	9085.65	12	757.14	1.49	0.1236	
Invern*Sustrato*Aditivo*Bl...	8633.74	12	719.48	1.42	0.1541	
Error	229428.70	452	507.59			
Total	377034.69	523				

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=3.86678			
Error: 507.5856 gl: 452			
Invern	Medias	n	E.E.
2.00	25.78	250	sd A
1.00	33.89	274	1.73 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=5.98684			
Error: 507.5856 gl: 452			
Sustrato	Medias	n	E.E.
S2	13.87	103	sd A
S1	36.19	219	1.67 B
S3	42.97	202	1.86 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=7.18616			
Error: 507.5856 gl: 452			
Aditivo	Medias	n	E.E.
T4	28.21	116	3.04 A
T2	30.50	131	sd A
T3	30.78	132	2.42 A
T1	32.66	145	3.12 A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0.05)

Dónde:

S1: Arena fina

S2: Aeropónico (sin sustrato)

S3: Jiffy

T1: Enraizante AIB a 3000 ppm Rapid Root

T2: Cicatrizante hormonal SANIX

T3: Enraizante AIB a 3000 ppm Rapid Root + Cicatrizante hormonal SANIX

T4: Sin aditivo (testigo)

ANEXO 2 MEDIDAS RESUMEN

a) Medidas resumen para el ambiente 1, respecto a los distintos sustratos.

Medidas resumen

Sustrato	Variable	n	Media	D.E.	E.E.	CV	Mín	Máx	Mediana
S1	I.E	120	2.38	0.57	0.05	23.98	1.21	4.00	2.34
S2	I.E	118	2.07	0.52	0.05	25.00	0.91	3.46	2.10
S3	I.E	158	2.22	0.60	0.05	26.96	1.21	3.53	2.16

b) Medidas resumen para el ambiente 2, respecto a los distintos sustratos.

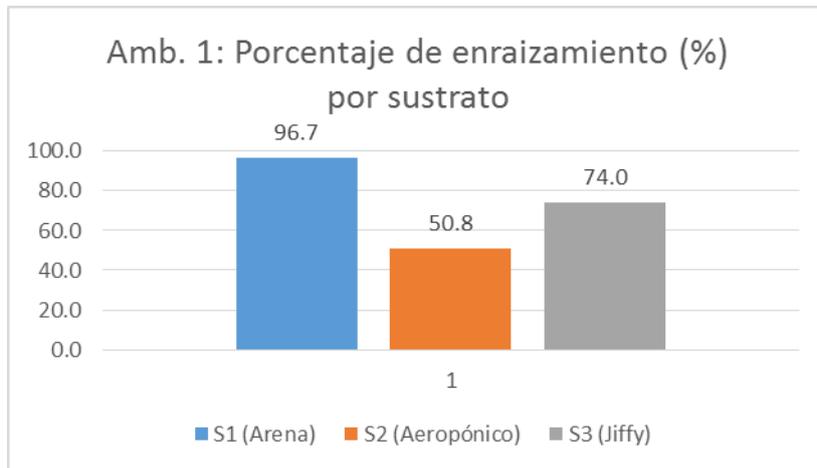
Medidas resumen

Sustrato	Variable	n	Media	D.E.	E.E.	CV	Mín	Máx	Mediana
S1	I.E	120	1.95	0.55	0.05	28.22	0.44	3.20	1.95
S2	I.E	96	1.91	0.51	0.05	26.44	0.87	3.36	1.87
S3	I.E	120	1.96	0.48	0.04	24.79	1.01	3.45	1.88

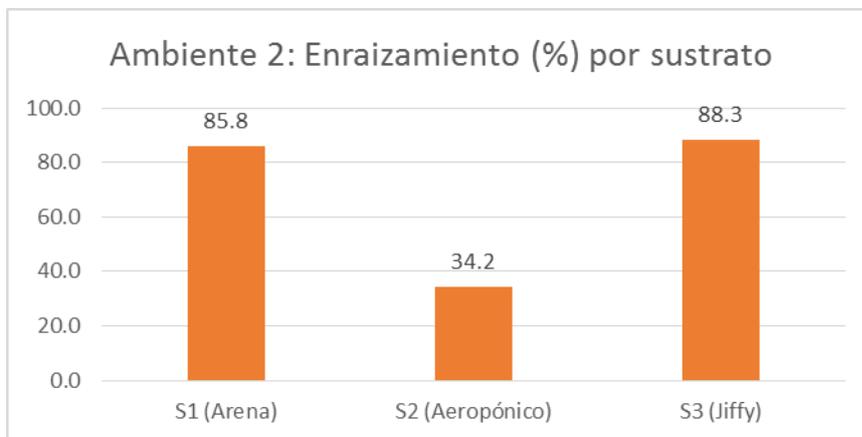
ANEXO 3

GRÁFICOS BARRAS PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO

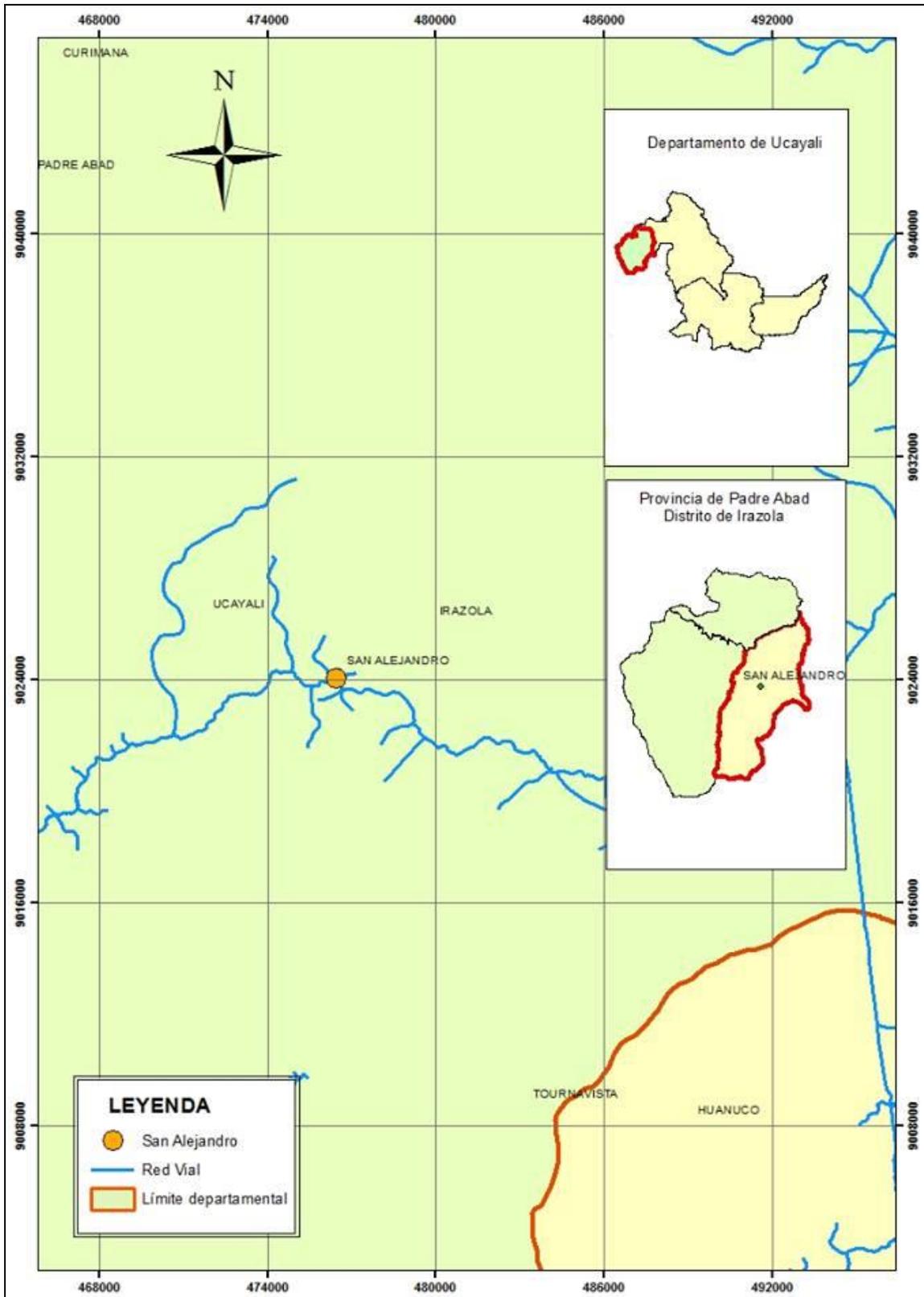
a) Porcentaje de enraizamiento por sustrato en el ambiente 1



b) Porcentaje de enraizamiento por sustrato en el ambiente 2



ANEXO 4 MAPA DE UBICACIÓN



ANEXO 6
PROCEDIMIENTO PARA LA INSTALACIÓN DE ENSAYOS DE
PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE BOLAINA BLANCA



Figura 1. Obtención de las estacas juveniles y dimensionado



Figura 2. Estacas sumergidas en solución fungicida CUPRAVIT



Figura 3. Enraizante Rapid Root para tratar estacas



Figura 4. Cicatrizante hormonal SANIX para tratar estacas



Figura 5. Estacas instaladas en mini túnel, sustrato arena fina en bandeja

ANEXO 7 AMBIENTES

a) Ambiente 1: Mini túnel en invernadero de policarbonato



b) Ambiente 2: Mini túnel con cubierta malla Raschel.



ANEXO 8
ESTAQUILLAS ENRAIZADAS DE BOLAINA BLANCA AL FINAL DEL
ENSAYO



a) Estaquilla enraizada T9 (rapid root en jiffy, ambiente 1)



b) Estaquilla enraizada T16 (testigo en arena fina, ambiente 2).

