



FACULTAD DE CIENCIAS AMBIENTALES
CARRERA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROFORESTAL

**“EFICIENCIA DE TRATAMIENTOS EN LA PROPAGACIÓN
VEGETATIVA DEL ULCUMANO (*Retrophyllum rospigliosii*) EN
CÁMARA DE SUBIRRIGACIÓN, SAN RAMÓN – JUNÍN”**

Tesis para optar al Título Profesional de:
INGENIERO AGROFORESTAL

Presentado por:
JUAN PABLO MORE IPANAQUE

Asesor:
Dr. José Eloy Cuellar Bautista

Lima – Perú
2018

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Lima, 30 de enero de 2019

Los integrantes del Jurado de Tesis:

Presidente: Mg. Ing. Alfredo Néstor Salinas Castro
Miembro: Mg. Ing. Julio Victor Ocaña Vidal
Miembro: Mg. Sc. Alfonso Diulio Lizárraga Travaglini

Se reúnen para evaluar la tesis titulada:

“EFICIENCIA DE TRATAMIENTOS EN LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA DEL ULCUMANO (*Retrophyllum rospigliosi*) EN CÁMARA DE SUBIRRIGACIÓN, SAN RAMÓN – JUNÍN”

Presentada por el bachiller:

- **JUAN PABLO MORE IPANAQUE**

Para optar al Título Profesional de **Ingeniero Agroforestal**.

Asesorada por:

- **Dr. JOSE ELOY CUELLAR BAUTISTA**

Luego de haber evaluado el informe final de tesis y evaluado el desempeño del tesista en la sustentación, concluyen de manera unánime (X) por mayoría simple () calificar a:

JUAN PABLO MORE IPANAQUE			Nota (escrito): 19
Aprobado ()	Aprobado - Muy buena ()	Aprobado - Sobresaliente (X)	Desaprobado ()

Los miembros del jurado firman en señal de conformidad.



Presidente del Jurado
 Mg. Ing. Alfredo Néstor Salinas Castro



Miembro del Jurado
 Mg. Ing. Julio Victor Ocaña Vidal



Miembro del Jurado
 Mg. Sc. Alfonso Diulio Lizárraga Travaglini



Asesor
 Dr. José Eloy Cuellar Bautista

AGRADECIMIENTOS

Al Anexo San Ramón – EEA Pichanaki - Instituto Nacional de Innovación Agraria – INIA por el financiamiento, apoyo logístico y la confianza brindada en realizar la tesis dentro de sus instalaciones y cumplir con los objetivos planteados en su línea de investigación.

Al Dr. Eloy Cuellar, por asesórame en la elaboración de la tesis, por su paciencia, tiempo, amistad y apoyo brindado en todo este periodo de aprendizaje.

A la Ing. Evelin Salazar, por permitirme ser parte de su equipo técnico dentro proyecto en el que se ha elaborado la tesis, por darme todas las facilidades para que se lleve a cabo la investigación, por su amistad y apoyo brindado.

A todas las grandes personas y amigos que me apoyaron en la fase campo para la instalación de los ensayos: Sandy, José, Franco, Smith.

A todos los grandes amigos que conocí en la universidad por su gran apoyo anímico y consejos: Melania, Grecia, Sandy.

A mis padres y hermanos por ser mi inspiración y soporte emocional durante estos cinco años lejos de ustedes, pero siempre haciéndome llegar su apoyo y aprecio.

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE GENERAL	i
ÍNDICE DE FIGURAS	iii
ÍNDICE DE TABLAS	vii
ÍNDICE DE ANEXOS	viii
RESUMEN	ix
ABSTRACT	x
I. INTRODUCCIÓN	1
II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	3
III. JUSTIFICACIÓN	6
IV. MARCO TEÓRICO	9
4.1. Antecedentes	9
4.2. Generalidades de la especie	16
4.3. La propagación asexual o vegetativa	24
4.4. Reguladores de crecimiento	29
4.5. Sustrato	33
4.6. Factores que condicionan el enraizamiento de estacas	36
4.7. Ambiente para el enraizamiento	44
V. OBJETIVOS E HIPÓTESIS	46
5.1. Objetivos	46
5.2. Hipótesis	46
VI. METODOLOGÍA	47
6.1. Ubicación del estudio	47
6.2. Materiales y equipos	48
6.3. Instalación experimental	50

6.4. Población y muestra.....	56
6.5. Indicadores evaluados	56
6.6. Procedimiento experimental.....	58
VII. RESULTADOS.....	61
7.1. Eficiencia de los tratamientos.....	61
7.2. Efecto de las concentraciones de AIB	72
7.3. Efecto de la planta madre	77
7.4. Efecto del tipo de estaca	85
VIII.DISCUSIÓN	99
8.1. Eficiencia de los tratamientos.....	99
8.2. Efecto de las concentraciones de AIB	100
8.3. Efecto de la planta madre	101
8.4. Efecto del tipo de estaca	104
IX. CONCLUSIONES.....	106
X. RECOMENDACIONES	107
XI. REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA	108
XII. ABREVIATURAS	121
XIII.ANEXOS	122

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.	<i>R. rospigliosii</i> : A, hábito; B, yema terminal; C, estróbilo masculino; D, antera; E, fruto; F, semilla.	20
Figura 2.	Árboles de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> en un bosque montano, en el fundo Mantus a 1,288 msnm.	22
Figura 3.	Diseño de la cámara de subirrigación.	45
Figura 4.	Cámara de subirrigación: (a) exterior y (b) interior.	51
Figura 5.	Arena gruesa usada como medio de enraizamiento	52
Figura 6.	(a) Preparación de la hormona y (b) aplicación de la hormona por inmersión rápida.	54
Figura 7.	Instalación de las estacas dentro de la cámara de subirrigación ...	55
Figura 8.	Evaluación de temperatura (a) y humedad relativa (b) dentro de la cámara de subirrigación por 17 semanas en tres horas del día	61
Figura 9.	Porcentaje de supervivencia por tratamiento en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado. ...	62
Figura 10.	Porcentaje de enraizamiento por tratamiento en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado. ...	63
Figura 11.	Porcentaje de encallamiento por tratamiento en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado. ...	64
Figura 12.	Porcentaje de brotación por tratamiento en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado.....	65
Figura 13.	Número y longitud (mm) de raíces promedio por estaca con respecto a los tratamiento en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado en cámaras de subirrigación.	67

Figura 14. Número y longitud (mm) de brotes promedio por estaca con respecto a los tratamiento en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado en cámaras de subirrigación. 69

Figura 15. Porcentaje de supervivencia, enraizamiento, encallamiento y brotación con respecto a las concentraciones de AIB, después de 17 semanas de instalado. No presentaron diferencia significativa las medias ($p>0.05$). 72

Figura 16. Número y longitud (mm) de raíces promedio por estaca con respecto a las concentraciones de AIB, después de 17 semanas de instalado. No presentaron diferencia significativa las medias ($p>0.05$). 74

Figura 17. Número de callos, número y longitud (mm) de brotes promedio por estaca con respecto a las concentraciones de AIB, después de 17 semanas de instalado. No presentaron diferencia significativa las medias ($p>0.05$). 76

Figura 18. Porcentaje de supervivencia, enraizamiento, encallamiento y brotación con respecto a la edad de las plantas madres, después de 17 semanas de instalado. Medias con letras diferentes fueron significativamente diferentes ($p<0.05$) 77

Figura 19. Efecto de la interacción de la edad de la planta madre y las concentraciones de AIB en el porcentaje de supervivencia de estacas de ulcumano, después de 17 semanas de instalado. 78

Figura 20. Número y longitud (mm) de raíces promedio por estaca con respecto a la edad de la planta madre, después de 17 semanas de instalado.

	Medias con letras diferentes fueron significativamente diferentes (p<0.05).....	80
Figura 21.	Efecto de la interacción de la edad de la planta madre y la concentración de AIB en el número de raíces promedio por estaca.	81
Figura 22.	Efecto de la interacción de la edad de la planta madre y la concentración de AIB en la longitud (mm) de raíces promedio por estaca.	82
Figura 23.	Número de callos, número y longitud (mm) de brotes promedio por estaca con respecto a la edad de la planta madre, después de 17 semanas de instalado. Medias con letras diferentes fueron significativamente diferentes (p<0.05).	83
Figura 24.	Efecto de la interacción de la edad de la planta madre y las concentraciones de AIB en la longitud (mm) de brotes promedio por estaca.	84
Figura 25.	Porcentaje de supervivencia, enraizamiento, encallamiento y brotación con respecto al tipo de estaca, después de 17 semanas de instalado. Medias con letras diferentes fueron significativamente diferentes (p<0.05).	85
Figura 26.	Efecto de la interacción de la edad de la planta madre y tipo de estaca en el porcentaje de supervivencia y enraizamiento de estacas de ulcumano.	87
Figura 27.	Efecto de la interacción de la edad de la planta madre y tipo de estaca en el porcentaje de encallamiento y brotación de estacas de ulcumano.	88

Figura 28. Número y longitud (mm) de raíces promedio por estaca con respecto a la edad de la planta madre, después de 17 semanas de instalado. Medias con letras diferentes fueron significativamente diferentes ($p < 0.05$)..... 90

Figura 29. Efecto de la interacción de la edad de la planta madre y tipo de estaca en el número y longitud (mm) de raíces promedio por estaca, después de 17 semanas de instalado en cámaras de subirrigación. 91

Figura 30. Número de callos, número y longitud (mm) de brotes promedio por estaca con respecto al tipo de estaca, después de 17 semanas de instalado. Medias con letras diferentes fueron significativamente diferentes ($p < 0.05$). 93

Figura 31. Efecto de la interacción de la edad de la planta madre y tipo de estaca en el número y longitud (mm) de brotes promedio por estaca, después de 17 semanas de instalado..... 94

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1	Variación fenológica de <i>R. rospigliosii</i> en Perú, Venezuela y Colombia.....	24
Tabla 2	Clasificación granulométrica del suelo.....	33
Tabla 3	Tratamientos de investigación para la propagación vegetativa de <i>R. rospigliosii</i>	59
Tabla 4	Análisis de varianza para los tratamientos en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado en cámaras de subirrigación	70
Tabla 5	Prueba de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$) para los tratamientos en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado en cámaras de subirrigación	71
Tabla 6	Análisis de varianza por factor y sus interacciones en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado en cámaras de subirrigación.	96
Tabla 7	Prueba de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$) para los factores en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado en cámaras de subirrigación.	97
Tabla 8	Prueba de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$) para la interacciones de los factores en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado en cámaras de subirrigación.....	98

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1.	Mapas de ubicación del experimento	122
Anexo 2.	Flujograma de ejecución del experimento de propagación vegetativa de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> en cámara de subirrigación	123
Anexo 3.	Croquis de los diseños experimentales en Vivero San Ramón.....	124
Anexo 4.	Ficha de registro de colección de especies forestales.....	125
Anexo 5.	Ficha para la toma de datos morfológicos de estacas de ulcumano	126
Anexo 6.	Ficha de monitoreo de temperatura (°C) y humedad relativa (%)	127
Anexo 7.	Ficha de evaluación final del experimento.....	128
Anexo 8.	Resultados finales promedios de la propagación vegetativa del ulcumano a 17 semanas en condiciones de cámaras de subirrigación	129
Anexo 9.	Panel fotográfico por tratamiento.....	131

**EFICIENCIA DE TRATAMIENTOS EN LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA
DEL ULCUMANO (*Retrophyllum rospigliosi*) EN CÁMARA DE
SUBIRRIGACIÓN, SAN RAMÓN – JUNÍN**

RESUMEN

La investigación tiene como objetivo de determinar la eficiencia de tratamientos en la propagación vegetativa del ulcumano (*Retrophyllum rospigliosi*) en cámara de subirrigación. La investigación se ejecutó en el vivero del Anexo San Ramón - EEA Pichanaki-INIA (San Ramón, Junín). En el ensayo se usaron cuatro concentraciones del ácido indol-3-butírico (AIB) (0, 1,000, 3,000 y 5,000 ppm), dos edades de plantas madres (dos y ocho años) y dos tipos de estacas (apical y media); para lo cual, se utilizó un diseño experimental con arreglo factorial completamente al azar 4 x 2 x 2, con 16 tratamientos y cuatro repeticiones por tratamiento.

Al término de las 17 semanas, la temperatura varió de 20.2 a 30.4 °C y la humedad relativa de 53 a 85 % durante el día al interior del propagador. El estudio encontró que el tratamiento T7 (3,000 ppm de AIB, árbol de dos años y estaca media) obtuvo el mayor enraizamiento (40 %), longitud de raíces (7 mm) y número de raíces por estaca (2.2). La auxina AIB, no influyó en el enraizamiento, pero se sugiere usar 3,000 ppm. El enraizamiento fue significativamente superior ($p < 0.05$) en estacas derivadas de árboles madres de dos años, asimismo las estacas medias respondieron mejor que las apicales. La interacción entre la planta madre de dos años y estacas de tipo medio, fueron los principales factores que influyeron en el enraizamiento. Se concluye, que es

posible propagar el ulcumano usando la concentración adecuada de AIB, estacas medias procedentes de árboles de dos años.

Palabras claves: Propagación vegetativa, enraizamiento, *Retrophyllum rospigliosii*, Podocarpaceae, cámara de subirrigación.

**EFFICIENCY OF TREATMENTS IN THE VEGETATIVE PROPAGATION OF
THE ULCUMANO (*Retrophyllum rospigliosii*) IN CHAMBER OF
SUBIRRIGATION, SAN RAMÓN - JUNÍN**

ABSTRACT

The objective of the research is to determine the efficiency of treatments in the vegetative propagation of the ulcumano (*Retrophyllum rospigliosii*) in the subirrigation chamber. The investigation was carried out in the nursery of the San Ramón Annex - EEA Pichanaki-INIA, (San Ramón, Junín). In the trial, four concentrations of indole-3-butyric acid (IBA) (0, 1,000, 3,000 and 5,000 ppm), two ages of mother plants (two and eight years) and two types of cuttings (apical and half) were used; for which, an experimental design with a completely random factorial arrangement 4 x 2 x 2 was used, with 16 treatments and four repetitions per treatment.

At the end of 17 weeks, the temperature varied from 20.2 to 30.4 °C and the relative humidity from 53 to 85 % during the day inside the propagator. The study found that the T7 treatment (3,000 ppm of AIB, two-year-old tree and half cutting)

obtained the highest rooting (40 %), root length (7 mm) and number of roots per cutting (2.2). The auxin AIB, did not influence the rooting, but it is suggested to use 3,000 ppm. The rooting was significantly higher ($p < 0.05$) in cuttings derived from mother trees of two years, also the half cuttings responded better than the apical ones. The interaction between the mother plant of two years and cuttings of medium type, were the main factors that influenced the rooting. It is concluded that it is possible to propagate the *ulcumano* using the appropriate concentration of AIB, half cuttings from two-year-old trees.

Keywords: Vegetative propagation, rooting, *Retrophyllum rospigliosii*, Podocarpaceae, subirrigation chamber

I. INTRODUCCIÓN

Los bosques montanos de los Andes tropicales por su gran biodiversidad y alto nivel de endemismos, representan una prioridad de conservación global, además permiten la estabilidad ambiental y la supervivencia del hombre (Bush, Hanselman & Hooghiemstra, 2007; Olson & Dinerstein, 1997; Pennington, Lavin, & Särkinen, 2010). Contribuyen a la firmeza del suelo, mantienen la humedad y permiten la regulación hídrica en la parte alta de las cuencas hidrográficas; protegen la biodiversidad en cuanto a plantas y animales, proporcionan productos maderables y no maderables; además, cumplen un papel importante de provisión de diferentes servicios ecosistémicos como la captura de carbono (Anderson et al., 2012; Balvanera, 2012; Loja, 2003).

Sin embargo, muchos de estos ecosistemas están sometidos a una alta presión antrópica, entre ellos los bosques de Podocarpaceas en el cual se encuentra el *Retrophyllum rospigliosii*, una de las más importantes coníferas nativas del Perú. La actividad agrícola y tala ilegal siguen siendo las principales causas de su deforestación. Según Gardner y Thomas (2013), estiman que se ha perdido un 30 % de su área total de ocupación, además presenta dificultades para la reproducción sexual y conservación en condiciones naturales. Investigaciones realizadas a nivel de Sudamérica y Perú muestran resultados poco satisfactorios de su propagación vegetativa (Barra, 2014; Cueva, Vélez, Barrios & Nieto, 2013; Gómez, Toro & Piedrahita, 2013; Mill, 2016). Posiblemente a que los estudios se han empleado estacas leñosas y en ambientes poco controlados, como en plata banda y camas de vivero. Acorde a estas evidencias, puede considerarse que la especie está drásticamente amenazada y corre el peligro de su extinción en un

futuro sino se toma medidas necesarias para su conservación y aprovechamiento sostenible.

Considerando lo expuesto y con la finalidad de apoyar procesos que frenen las formas agresivas de degradación de los bosques naturales de las Podocarpáceas. Es necesario aplicar nuevas técnicas utilizando tratamientos químicos como alternativa para la propagación vegetativa en ambientes controlados, siendo una tecnología que ha dado buenos resultados y presenta múltiples ventajas para la conservación, recuperación y mejoramiento genético en especies forestales.

Por este motivo, la investigación tiene como objetivo probar la eficiencia de los tratamientos en la propagación vegetativa del ulcumano (*Retrophyllum rospigliosii*) en cámara de subirrigación.

II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

El Perú es un país megadiverso, siendo una potencia mundial en términos de cobertura forestal. Es el segundo país latinoamericano con mayor extensión de bosques y cuarto a escala mundial de bosques tropicales. Presenta el 57.3 % del territorio nacional cubierto por bosque (73,280,424 ha). Sin embargo, debido a diversas causas antrópicas, presenta una alta tasa de deforestación en los últimos 15 años siendo de 118,081 ha/año y 177,571 ha para el año 2014 (Ministerio del Ambiente - MINAM, 2016).

La deforestación representa un gran problema que afecta la estabilidad ambiental, conservación de la biodiversidad y la supervivencia del hombre, ya que los bosques andinos y de selva alta juegan un papel clave de mantener estable el suelo y cumplen la función importante de protección, provisión y regulación de la carga hídrica (Castillo, Cueva, Aguirre & Günter, 2007).

Entre los departamentos Junín y Pasco (Selva Central) es una de las zonas con mayor presión por de la actividad agrícola, siendo el 91 % de deforestación en bosques de colinas con pendientes fuertes y área de protección (Antón & Reynel, 2004). Solo el 30 % tienen aptitud para agricultura (Ríos, n.d.). En la provincia de Chanchamayo según Antón y Reynel (2004) su cubierta original de bosque nativos ha sido deforestado en más del 80 % y en el distrito de San Ramón según Ríos, (n.d.) para el 2008 ha sufrido el 57.7 % de degradación de sus bosques.

En los flancos montañosos de los Andes peruanos, se encuentra el *Retrophyllum rospigliosii*, una conífera nativa del Perú y que presenta una amplia distribución en América del Sur, pero que en los últimos 50 – 60 años presenta alta sobreexplotación. Según la Gardner y Thomas (2013), en el Perú existe evidencia que muchos de los lugares en donde se encontraban grandes extensiones

naturales de esta especie están desapareciendo o se han reducido considerablemente y estima la pérdida total de su área de ocupación en un 30 %, es por ello que se ha catalogado como una especie vulnerable (VU) en la Lista Roja de Especies Amenazadas de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN).

Antes de 1960 era común encontrar el *Retrophyllum rospigliosii* en los bosques nublados de montaña de los departamentos de Junín y Pasco a 1,800 – 2,800 m.s.n.m. y en otras áreas. Sin embargo, durante 1960 a 1980 por efecto del mejoramiento de los sistemas de carreteras, la actividad de tala aumentó significativamente reduciendo la población natural. En consecuencia, en la actualidad es raro ver árboles dominantes y solo se pueden visualizar dispersos a lo largo de las áreas en las que una vez dominaban (Gardner & Thomas, 2013; Reynel, Pennington, Pennington, Marcelo & Daza, 2006)

El ulcumano presenta problemas para su reproducción sexual, debido a que su producción de semillas es cada cuatro a seis años abundante y entre los periodos intermedios es mínima o casi nada, su poder germinativo disminuye significativamente en poco tiempo (semillas recalcitrantes) y el proceso de germinación es muy prolongado (40 a 150 después de la siembra) (Barra, 2014; Cueva et al., 2013; Gómez et al., 2013; Lamprecht, 1990). Actualmente con el problema mundial de cambio climático, estos patrones están cambiando y la producción de semillas ha empezado a variar (Pérez & Aguirre, 2014), siendo una alta amenaza para la conservación de la especie de interés comercial.

El aprovechamiento irracional de la especie está afectado la facultad de regeneración natural, ayudando a incrementar la erosión genética, que pone en riesgo futuros proyectos de reforestación debido a el prolongado periodo de

crecimiento y fenológico para la obtención de semillas, restringiendo la disponibilidad y abastecimiento de material genético de alta calidad para plantaciones o cultivos forestales.

Por ello, que es necesario buscar medios de propagación más eficientes que acorten el tiempo de producción, a mayor escala, de bajo costos, que se puedan replicar y adaptar por los agricultores y sociedad en general. En este sentido, la propagación vegetativa por medio de estacas es una alternativa factible para resolver dicho problema.

En la actualidad, existe carencia de información sobre la propagación vegetativa de *Retrophyllum rospigliosii* e investigaciones realizadas en Colombia reportan resultados poco satisfactorios (Cueva et al., 2013). Debido al desconocimiento de técnicas de propagación por estacas en ambientes controlados (cámara de subirrigación); asimismo, no hay reportes que indiquen el mejor material para propagar y la concentración de hormona que favorezca el enraizamiento de las estacas, lo que dificulta el abastecimiento de plantones de calidad para programas de reforestación.

Conforme a la problemática expuesta, en la presente investigación el problema central se presenta a continuación:

- ¿Cuál será la eficiencia de los tratamientos en la propagación vegetativa del ulcumano (*Retrophyllum rospigliosii*) en cámara de subirrigación?

Así mismo, se presentan las preguntas específicas:

- ¿Cómo afectan las concentraciones de hormona en la propagación vegetativa del ulcumano (*Retrophyllum rospigliosii*) en cámara de subirrigación?

- ¿Cómo afecta la edad de la planta madre en la propagación vegetativa del ulcumano (*Retrophyllum rospigliosii*) en cámara de subirrigación?
- ¿Cómo influyen los tipos de estacas en la propagación vegetativa del ulcumano (*Retrophyllum rospigliosii*) en cámara de subirrigación?

III. JUSTIFICACIÓN

La crisis ambiental por la que atravesamos a causa del cambio climático ha generado que, en el ámbito mundial, los países tomen medidas para su mitigación y adaptación. La principal medida es la conservación de los bosques, por su gran importancia de ser un gran sumidero o almacén de carbono, brindan productos maderables y no maderables que es la fuente principal de ingresos económicos para las personas que viven en ellos, evitan la degradación de suelos y desastres naturales, permiten la conservación de la biodiversidad, además brindan múltiples servicios ambientales, es por ello que es necesario tomar medidas para disminuir la deforestación y aplicar nuevas tecnologías para reforestar las áreas ya degradadas con el fin de contribuir a mitigar el cambio climático.

Las coníferas nativas de Latinoamérica, en el cual se encuentra el ulcumano (*Retrophyllum rospigliosii*), presenta problemas para su reproducción sexual, debido a diferentes factores como se explicó anteriormente. Es por ello, que es indispensable priorizar su reproducción asexual a través de estacas, en un medio de enraizamiento que le permita condiciones favorables para la formación de raíces y tallos. La utilización de estacas está considerada una fuente importante de germoplasma para la reforestación de alta productividad teniendo en cuenta

que dicho germoplasma es procedente de árboles seleccionados por sus sobresalientes características fenotípicas y genotípicas.

La propagación por estacas es un método práctico, económico y viable para ser replicado y adaptado fácilmente en diferentes lugares, logrando mejorar la producción y conservación especialmente en aquellas especies que presentan dificultades para su propagación sexual. La utilización de este método permite disminuir la presión hacia los bosques naturales, la producción de poblaciones de plántulas a escala con las mismas características de la planta madre, demuestra ser factible para resolver el problema.

Tomando en cuenta la actividad de forestación y reforestación, en los últimos años ha tomado mayor importancia por el cual el Estado está implementado programas a través de plantaciones y cultivo con especies forestales nativas (Ministerio de Agricultura y Riego - MINAGRI, 2016). Se muestra una alternativa viable, económica y ecológica para la recuperación de suelos, estabilizar el clima, regulación hídrica, así como la mejora de los servicios ambientales.

El Instituto Nacional de Innovación Agraria – INIA, a través de diferentes proyectos está buscando instalar jardines clonales con especies forestales nativas con el fin de conservar la diversidad, domesticar y lograr nuevas tecnologías a través de la selección y mejoramiento genético de árboles plus de mayor interés comercial (Cuéllar, 2016).

La utilización de un sistema que permita la propagación masiva de la especie se puede lograr y repoblar las áreas que una vez dominaron, instalar en las cabeceras de cuenca de los bosques montanos y premontanos de la selva, permitiendo la regulación y la recarga de los acuíferos. También a través de este

método se permite establecer plantaciones de alto nivel de producción y sistemas agroforestales a el cual el ulcumano se asocia muy bien con el café (*Coffea arabica*), principal cultivo de agroexportación del país. De este modo, se contribuye a mejorar calidad de vida de la población rural.

Por esta razón, la investigación permitirá contribuir con información científica para establecer un protocolo de propagación vegetativa de la especie. Que pueda ser utilizado para instalar jardines clonales, plantaciones o cultivos a pequeña y mediana escala, con resultados favorables y que permitan la recuperación, conservación, aprovechamiento sostenible de la especie y contribuir a mitigar el cambio climático.

IV. MARCO TEÓRICO

4.1. Antecedentes

4.1.1. Antecedentes internacionales

Yépez Duque (2016), en tesis “Propagación vegetativa de *Podocarpus oleifolius* D. Don ex Lamb mediante esquejes en Santa Martha de Cuba, provincia del Carchi” buscó la mejor alternativa de reproducción de *P. oleifolius* en dos medios de producción en sustrato de tierra y agua. El material se colectó de doce árboles en la provincia de Sucumbis, los esquejes presentaron tres tipos de longitudes (10 – 14.9, 15 – 19.9 y 20 – 24.9 cm). El primer sustrato usado fue de 40% de arena de río, 30 % de tierra de paramo y 30 % de tierra de sitio, además se desinfectó con vitavax (0,23 kg/m³); el segundo medio usado fue el agua, en el que usó botellas de plástico. El diseño experimental empleado fue un diseño irrestricto al azar con arreglo factorial A (medio) x B (origen) x C (longitud), con un total de doce tratamientos y cuatro repeticiones. El experimento duró cuatro meses, lográndose el 24.7 % de prendimiento del total, pero un 46.67 % en el agua y un 2.74 % en tierra. De acuerdo con los tipos de esquejes, los basales presentaron una mejor formación de callos con un coeficiente de formación de 1.42. La longitud de raíces se manifestaron mejor en los tratamientos T9 y T8 con promedio de 2.72 y 2.42 cm respectivamente. Este trabajo de investigación sirve como base para determinar los tipos de estacas a usar y en tiempo en que llegan a formar raíces las estacas de esta familia.

Campos (2013), en su tesis titulada “Protocolo preliminar para el enraizamiento de estacas de *Podocarpus oleifolius* y *Weimmannia pinnata* para la producción en vivero” realizó ensayos con el objetivo de desarrollar un protocolo preliminar para el enraizamiento de estacas de *P. oleifolius* y *W. pinnata* a partir de

individuos fenotípicamente deseables en diferentes áreas cercanas a Cordillera Volcánica Central para ser evaluados en vivero analizando la influencia del ácido indol-3-butírico en la formación de raíces adventicias en estacas sembradas en diferentes sustratos. El primer ensayo, se realizó en un sistema aeropónico con diseño experimental en bloques completos al azar con arreglo de 2 x 4 (dos tipos de estaca, un testigo y tres dosis de AIB), con ocho tratamientos y seis repeticiones; el segundo ensayo, se usó un sistema convencional con sustrato con el mismo diseño y tratamientos, cada tratamiento estuvo compuesto por 10 estacas provenientes de cinco árboles diferente. La evaluación final fue a los 150 días, dando como resultado que el uso de estacas apicales de la parte más baja de la copa en *P. oleifolius* mostraron los mejores resultados en sobrevivencia y producción de raíces por estaca, el sistema convencional de propagación fue mejor a comparación del aeropónico, la arena de río fue el mejor sustrato y no se logró determinar la concentración de AIB para *P. oleifolius*, pero recomienda el uso de 4,000 ppm. Dicho trabajo aporta a la investigación para determinar el tipo de estacas y la posición en del material vegetativo a recolectar.

Toro (2007), en el informe final de “Avances en la propagación por microestacas de Podocarpaceae” realizó ensayos cuyo objetivo fue evaluar la capacidad de enraizamiento (CE) de microestacas obtenidas de las ramas laterales de *Podocarpus oleifolius* y *Prumnopitys montana* (plagiotrópicas) bajo tres concentraciones de AIB para la producción de plántulas y hacer seguimiento al crecimiento de las plántulas obtenidas. Los estudios de siembra se llevaron a cabo en bandejas plásticas con tapa transparente a 20 ± 2 °C y 80 % de HR en la estación Biodiversidad de Piedras Blancas, Santa Elena, Medellín a 2,400 m.s.n.m. Para *P. oleifolus* se aplicó la hormona AIB (a base de talco) a diferentes

concentraciones (0, 1,000, 3,000, 5,000 ppm), utilizaron 12 microestacas por tratamiento y sembradas en dos tipos de sustratos, el primero compuesto de tierra: arena: carbonilla (T:A:C) en proporciones 2:1:1; y el segundo, solo arena. Para *P. montana* se utilizaron 20 microestacas por tratamiento, y se evaluaron las mismas concentraciones de AIB, se empleó el sustrato estéril T:A:C (2:1:1). Según los resultados para *P. oleifolus*, la formación de raíces en las microestacas fue desde los 90 días de incubación, con una capacidad de enraizamiento (CE) por encima del 50 %, en todos los tratamientos y ambos sustratos, alcanzando porcentajes muy satisfactorios del 83 % (1 000 ppm AIB) en el sustrato T:A:C y del 100 % (5,000 ppm AIB) en arena; mientras que para *P. montana*, la formación de raíces se observó a los 94 días y alcanzaron valores de CE del 95 hasta el 100 % con o sin la aplicación de AIB. Este antecedente es de suma importancia, porque nos reporta el tiempo en que empiezan a formar las raíces de las estacas la familia Podocarpaceae y también las dosis utilizadas de AIB para el enraizamiento.

Castillo et al. (2007), en su publicación “Propagación vegetativa de dos especies de la familia Podocarpaceae” investigó, procesos de propagación que aporten al conocimiento de la reproducción mediante estacas y esquejes apicales de dos especies comercialmente valiosas: *Podocarpus oleifolius* y *Prumnopitys montana*. Los ensayos se establecieron en invernadero de la Universidad Nacional de Loja a una altitud de 2,110 m.s.n.m. El material vegetativo se obtuvo de dos procedencias: bosque de la Reserva Comunal Angashcola y del bosque de la Estación Científica San Francisco a una altitud de 2,600 y 2,000 m.s.n.m. respectivamente. Las estacas se recolectaron de las parte basal, media y apical de 50 árboles, de estos se tomaron 30 estacas de 20 cm de longitud y de 0,5 a

1 cm de diámetro; adicionalmente se recolectaron esquejes apicales de las partes terminales entre 10 a 40 cm de las dos especies. Las estacas y esquejes fueron desinfectados con una solución de 2 g/L de vitavax® por 5 min y luego se dejaron ventilar por 20 min, así mismo se aplicó cinco dosis de hormona de 0.625, 1.250, 1.875 y 5 gr de AIB (0, 625, 1,250, 1,875 y 5,000 ppm) por cinco segundos y como sustrato se usó tres partes de tierra de páramo y 1.5 partes de arena de mina desinfectada. Después de 240 días se evaluó el enraizamiento de *P. montana* que fue del 6.8 %, mientras que *P. oleifolius* presenta un enraizamiento del 2.4 % y el porcentaje de sobrevivencia fue de 17 y 33 % respectivamente; en cambio con la utilización de esquejes apicales se obtuvo el 42 % para *P. oleifolius* y 44 % para *P. montana* de enraizamiento sin efecto de las dosis de hormona, demostrando ser el mejor material para la propagación. Además, el material vegetativo de estacas procedente de la Reserva Comunal Angashcola, mostró mejor respuesta de enraizamiento frente al material obtenido de la Estación San Francisco, debido a las características fenotípicas y genotípicas de las dos especies. Este antecedente sirve como base para determinar el tipo de estaca para la propagación del *Retrophyllum rospigliosii*.

4.1.2. Antecedentes nacionales

Gutierrez (2014), en su tesis “Evaluación del efecto del tipo sustrato y dosis de ácido naftalenacético (ANA) en el enraizamiento de estacas de *Pinus radiata*”. Este trabajo tuvo como objetivo evaluar el efecto de ANA y tipo de sustrato en el enraizamiento de *Pinus radiata*. La investigación se realizó en el invernadero, perteneciente a la dirección de investigación de la Asociación Civil para la Investigación y Desarrollo Forestal (ADEFOR) ubicado en el Fundo Tartar entre la carretera Cajamarca - aeropuerto, a una altitud de 2,676 m.s.n.m. Se utilizó un

diseño completamente al azar con arreglo factorial 2T x 4D (T: tipo de sustrato y D: dosis de hormona – ANA) con ocho tratamientos y cuatro repeticiones por tratamiento. Obteniéndose una baja capacidad de enraizamiento (7.5 %) cuando se recolectan de árboles plus adultos del campo, la mejor época recolección para enraizamiento es el mes de agosto, el sustrato más efectivo fue la arena, la dosis del Ácido naftalenacético (ANA) fue de 2,000 ppm. El trabajo de Gutiérrez aporta en la investigación sobre la importancia de la edad y la época de recolección del material vegetativo.

Soudre, Mueras, Limache, Guerra & Mesen (2011), en su artículo “Propagación de estaquillas de tornillo (*Cedrelinga cateniformis* Ducke) en cámara de subirrigación” determinaron el efecto de diferentes concentraciones de ácido indol-3-butírico (AIB), tipos de sustratos y las características vegetativas, sobre el enraizamiento de estacas juveniles (estaquillas) del tornillo (*C. cateniformis*), mediante dos experimentos consecutivos en cámaras de subirrigación, en el vivero forestal del Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana (IIAP), Ucayali. En el primero, se probó cinco concentraciones de AIB (0, 1,000, 2,000, 4,000 y 8,000 ppm) y tres sustratos (arena fina, arena gruesa y grava fina), bajo un diseño de bloques completos al azar en parcelas divididas con cinco repeticiones. En el segundo experimento, se probó tres tipos de estaquillas (apical, media y basal), dos áreas foliares (15 y 30 cm²) y dos longitudes de estacas (4 y 8 cm), usando el diseño de bloques completamente al azar con arreglo factorial (3 x 2 x 2) con tres repeticiones; en este caso, las estaquillas fueron puestas a enraizar en el mejor sustrato (arena fina) y con la mejor concentración de AIB (4,000 ppm) obtenidos en el primer ensayo. Se alcanzó un enraizamiento aceptable de 70 %, con longitud de raíz promedio 1.2 cm y número

de raíces promedio de 4.6 por estaquilla utilizando estaquillas del tipo medio, con área foliar de 30 cm², 4,000 ppm de AIB, en arena fina y en propagador de subirrigación. Este estudio sirve como base para adaptarlo en la metodología de la propagación vegetativa de la especie de interés.

Soudre et al. (2010), realizaron el estudio “Propagación vegetativa de marupa (*Simarouba amara* Aubl.) mediante enraizamiento de estacas juveniles en propagadores de subirrigación” con el objetivo de conocer el efecto de la concentración de ácido indol-3-butírico AIB, tipos de sustratos y rasgos morfológicos del material vegetativo, en el enraizamiento de estacas juveniles de marupa, se realizaron tres experimentos consecutivos bajo condiciones ambientales de propagador de subirrigación, en el vivero forestal del Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana (IIAP), Ucayali. En el primer experimento, se usó cinco concentraciones de AIB (0, 1,000, 3,000, 5,000 y 8,000 ppm) y tres sustratos (arena fina, arena gruesa y grava fina), bajo el diseño de bloques completos al azar con parcelas divididas. En el segundo experimento, se utilizó 8,000 ppm y grava fina como los más exitosos del primer experimento, además de tres tipos de estacas juveniles (apical, media y basal), dos áreas foliares (20 y 60 cm²) y dos longitudes de estaquillas (4 y 6 cm), bajo un diseño de bloques completos al azar con arreglo factorial. Finalmente, se realizó el tercer experimento donde se utilizó una dosis de 8,000 ppm de AIB, estaquilla apical y media, 60 cm² de área foliar y estaquillas de 6 cm de longitud, y para optimizar el sustrato se comparó dos sustratos con las características granulométricas más similares a la grava fina (arena gruesa y perlita agrícola), aplicando un diseño de bloques completos al azar con parcelas divididas, cinco repeticiones y 12 estaquillas por unidad experimental. Se obtuvo un porcentaje de enraizamiento

de 64 %, número de raíces promedio por estaquilla (2.3) y longitud de raíz promedio por estaquilla (29 mm), usando estaquillas apicales o medias de marupa, de 4 a 6 cm de longitud, con 60 cm² de área foliar, aplicando 8,000 ppm de AIB y puestas a enraizar en sustrato perlita agrícola, en condiciones ambientales de propagador de subirrigación. Esta publicación sirve como base para adaptarlo y comparar en la metodología de la propagación vegetativa de la especie.

Blancas (1986), en su tesis titulada “Enraizamiento de las estacas de las especies *Junglans neotropical diels* y *Podocarpus rospigliosii* Pilger bajo tratamientos en Selva Central San Ramón – Chanchamayo” realizó la investigación cuyo objetivo fue ver el comportamiento durante el proceso de enraizamiento y determinar el tratamiento más adecuado para el enraizamiento de estacas de *P. rospigliosii* (*Retrophyllum rospigliosii* actual). El estudio se realizó en el Vivero Forestal “San Ramón” de la Sub Sede del CENFOR VIII S.R. Ubicada en el sector Naranjal, a 7 km del distrito de San Ramón, Chanchamayo, Junín. Las estacas fueron recolectadas de árboles de 38 cm de DAP y 30 m de altura, y luego se cortaron en tres diámetros: estacas de diámetro grueso (2.6 a 3.5 cm), estacas de diámetro medio (1.6 a 2.5 cm) y estacas de diámetro delgado (1 a 1.5 cm), se usó dos dosis de hormona (SERADIX®) en polvo y un testigo y se empleó un diseño factorial 3 x 3 en bloques completos al azar con tres repeticiones. Las estacas del ulcumano tuvieron mayor poder en brotar sus yemas, llegando hasta el 100 % de las estacas y las que dieron mejor resultados fueron los de diámetro medio (1.6 a 2.5 cm) seguida por los de diámetro mayor (2.6 a 3.5) y por último las estacas de diámetro menor (1.0 a 1.5 cm). La aplicación de fitohormonas no existe diferencia estadística en comparación con

el testigo, en cuanto a la longitud de yemas, no existe diferencia significativa entre los niveles de diámetro y entre las fitohormonas, por lo que se concluye que las estacas de ulcumano, se comportan de manera homogénea en cuanto a la longitud de yemas. Esta fuente es de suma importancia, debido a que se ha desarrollado en el mismo lugar en que se ha desarrollado la investigación y se ha trabajado con la misma especie, siendo el único reporte de propagación vegetativa para el ulcumano usando hormonas en Perú.

4.2. Generalidades de la especie

4.2.1. Clasificación taxonómica

Según Gardner y Thomas (2013), la clasificación del ulcumano es la siguiente:

Reino	: Plantae
Phylum	: Tracheophyta
Clase	: Pinopsida
Orden	: Pinales
Familia	: Podocarpaceae
Género	: <i>Retrophyllum</i>
Epíteto específico	: <i>rospigliosii</i>
Nombre científico	: <i>Retrophyllum rospigliosii</i>
Autor Epíteto Especifico:	(Pilg.) C.N. Page
Sinónimos	: <i>Podocarpus rospigliosii</i> Pilger 1923; <i>Decussocarpus rospigliosii</i> (Pilg.) de Laub. 1969; <i>Nageia rospigliosii</i> (Pilg.) de Laub. 1987 (Mill, 2016)

Nombres comunes

Venezuela: pino laso, pinabete y pino real (Veillon, 1962).

Colombia: pino criollo, pino hayuelo, pino romerón, pino colombiano, chaquiro, pino de pacho, romerón de montaña (Cueva et al., 2013). **Perú:** Romerillo macho, romerillo blanco (Jaén, San Ignacio), ulcumano (Pasco) (Quispe & Tell, 2001).

Bolivia: Ulcumano o pino de monte (Zenteno, 2007). **UICN:** pino hayuelo, pino romero, diablo fuerte, pino real, pino de monte, romerillo fino, romerillo rojo, saucecillo (Gardner & Thomas, 2013).

4.2.2. Descripción botánica

a. Aspectos generales

El *R. rospigliosii* es un árbol perennifolio, que puede llegar a medir hasta 45 m de altura y un diámetro entre 1 y 2 m, con un fuste liso, normalmente recto, y cilíndrico, sin ramificaciones ni nudos hasta los 20 y 28 m de altura; presenta una copa aparasolada bien ramificada y extendida, con follaje verde lustroso (Mill, 2016; Torres, 1988) raíces redondas en estado juvenil, tablares en estado adulto (Quispe & Tello, 2001).

b. Corteza externa

Presenta una superficie lisa en árboles jóvenes, áspero con ritidoma quebradizo en estado adulto desprendiéndose en placas largas, ásperas de 2 - 4 mm de espesor de color castaño, dejando huellas en el tronco (Quispe & Tello, 2001).

c. Corteza interna

Según Quispe y Tello (2001) presenta una textura fibrosa de color blanco cremoso, al realizarse un corte segrega una secreción saviosa transparente de sabor dulce de 5 - 7 mm de espesor.

d. Hojas

Las hojas son simples ovadolanceoladas, coriáceas, subopuestas sobre las ramas, sésiles, dispuestas en dos hileras en un mismo plano, dística, nervadura media con mayor amplitud en la cara interior; las hojas de los extremos de las ramas miden de 8 a 14 mm de longitud y de 3 a 5 mm de ancho, las más basales de 15 a 22 mm de longitud y de 5 mm de ancho en promedio, mientras que las hojas de las ramas inferiores van de 13 a 23 mm de longitud por 3 a 5 mm de ancho (Figura 1), agudas y adelgazadas hacia los bordes (Torres, 1988; Zenteno, 2007).

e. Flores

El *R. rospigliosii* es una especie dioica, las flores masculinas están dispuestas en grupos pequeños en el ápice de las ramitas, la base de las flores están rodeadas por escamas; estambres imbricados, antera coroliforme aguda espesor (Quispe & Tello, 2001); mientras que las flores femeninas son solitarias en las ramitas cortas que salen de las axilas de hojas, miden de 10 - 15 mm de largo y están provistas de algunas escamas que en parte son muy breves de 2 - 3 mm de largo y 2 - 5 mm de ancho (Figura 1); un solo carpelo, oviforme obtuso de 5.6 mm de longitud y 2 - 3 mm de ancho (Zevallos, 1988).

f. Frutos

Los frutos son drupáceos, ovoides a globosos y carnosos, situados en la axila de una bráctea subterminal oval de 4 a 5 mm de longitud y 3 mm de ancho aproximadamente, persistente y adherida a su base, por lo que cae con la semilla. El tamaño del fruto varía entre 25 a 30 mm de longitud y de 12 a 20 mm de ancho, presenta una testa carnosa en la parte externa y dura en la parte interna, con un espesor aproximadamente de 10 mm; de color variable, de azul oscuros a rojo oscuro cuando madura y amarillo verdoso en estado inmaduro (Quispe & Tello, 2001; Torres, 1988).

g. Semillas

De cada fruto hay una semilla que es ovoide de 20 a 30 mm de longitud y de 12 a 18 mm de ancho, presenta una base obtusa, micropilo agudo y cresta; y que frecuentemente es atacada por larvas que minan el interior (Quispe & Tello, 2001; Torres, 1988). Según Lamprecht (1990), el ulcumano fructifica abundantemente cada cuatro a seis años y poco a nada los periodos intermedios, pero actualmente por con el problema mundial de cambio climático estos patrones están cambiando y la producción de semillas ha empezado a variar.

Según Lamprecht y Liscano (1957) y Lamprecht (1990), la producción de semillas de ulcumano es aproximado de 200 frutos frescos y 230 semillas/kg; mientras, Rodríguez y Peña (1984), reportan 250 a 400 semillas/kg, mientras que Quispe y Tello (2001) reportan entre 230 a 400 semillas/kg.

Las semillas de *R. rospigliosii* son recalcitrantes, con una viabilidad en el almacenamiento a 12 °C de 36 meses, pero con una drástica caída en la viabilidad después de cuatro meses (Ceballos & Lopez, 2007). Su proceso de

germinación es muy prolongado (40 a 150 después de la siembra), la producción de semillas es cada cuatro a seis años abundante y entre los periodos intermedios poco o casi nada (Barra, 2014; Cueva et al., 2013; Gómez et al., 2013; Lamprecht, 1990).

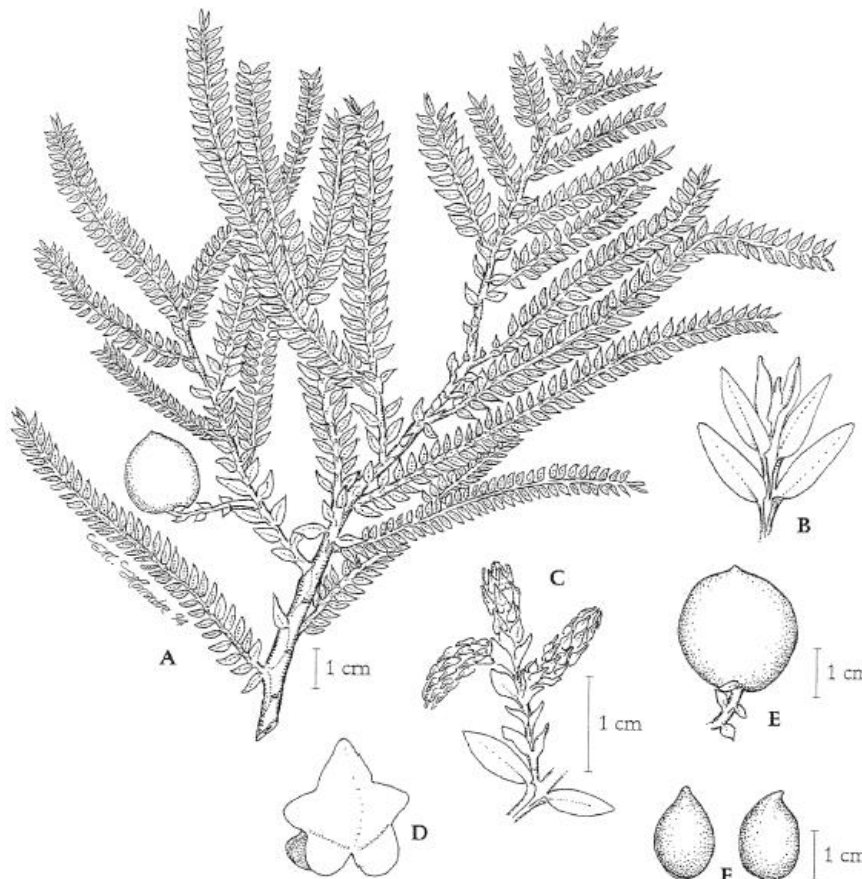


Figura 1. *R. rospigliosii*: A, hábito; B, yema terminal; C, estróbilo masculino; D, antera; E, fruto; F, semilla.

Fuente: Cueva et al., 2013

4.2.3. Origen y distribución geográfica

El ulcumano (*R. rospigliosii*) es originario de Sudamérica y su distribución natural es bastante extensa. Se encuentra entre Bolivia, Ecuador, Colombia, Costa Rica, Perú y Venezuela (Mill, 2016). Crece en bosques muy húmedos montanos bajo (bmh-MB), bosque húmedo tropical (bh-T) y premontano (b-P), con un rango de altitudinal de 1,470 a 3,300 m.s.n.m, pero hasta 3,750 msnm en Colombia y Perú.

Encontrándose en los bosques de neblina. El ulcumano es un árbol que forma más o menos extensas masas puras en sitios expuestos, pero como resultado de la deforestación, se encuentra más a menudo como individuos dispersos (Gardner & Thomas, 2013; Mill, 2016; Reynel & Marcelo, 2009; Zenteno, 2007).

Según Gutierrez (1980), en el Perú se encuentra en las faldas y valles de montañas entre 1,500 y 3,000 m.s.n.m. El aire de estas zonas, mantienen casi permanentemente una neblina, que se conoce comúnmente con el nombre de bosques nublados.

Según Contreras (1985), el *R. rospigliosii* en el Perú se puede encontrar en las montañas de ceja de la vertiente oriental de los Andes y en el norte del país pasa por el lado occidental. En la zona de selva central se encuentra en la provincia de Chanchamayo, Oxapampa, Villa Rica (departamento de Junín y Pasco) con un rango altitudinal de crecimiento que va desde los 1,000 a 2,500 m.s.n.m. (Figura 2). También se puede encontrar en los departamentos de Cajamarca y Piura (Gardner & Thomas, 2013; Reynel & Marcelo, 2009).

4.2.4. Ecología de la especie

R. rospigliosii crece en bosque de montaña, bosque de neblina entre 1,500 a 3,750 m.s.n.m (Mill, 2016). Prefieren suelos de pH 4 a 6.5, fértiles a pobres, de profundidad media a alta, los suelos pueden ser arcillosos o arcillo arenosos y de buen drenaje o lento y alta humedad edáfica (Barra, 2014; Gutierrez, 1980; Turner & Cernusak, 2011; Veillon, 1962). Se desarrolla mejor en terrenos con pendiente suave, vegas de ríos, mesetas y depresiones pequeñas con humedad constante y nubosidad (Figura 2) (Cueva et al., 2013).

Crece en áreas con temperaturas medias anuales que oscilan entre 10 °C a 18 °C, con una precipitación anual de 1,500 – 2,500 mm y una humedad relativa mayor a 90 %; también se encuentra en bosques muy húmedo montano bajo (Barra, 2014; Nieto & Rodriguez, 2003).

El ulcumano desempeña un papel importante en la interceptación de la lluvia. Una plantación en La Mucuy (Mérida, Venezuela) interceptó el 42 % de precipitación, casi el mismo porcentaje interceptado por el bosque montano de niebla (45 %) (Ataroff, 2002).



*Figura 2. Árboles de *Retrophyllum rospigliosii* en un bosque montano, en el fundo Mantus a 1,288 m.s.n.m.*

4.2.5. Fenología

La fenología del *R. rospigliosii* en el Perú, según Quispe & Tello (2001), mencionan que la floración empieza entre los meses de junio a agosto y la fructificación se desarrolla en los meses de agosto a diciembre. Según Blancas (1986), la época de maduración y diseminación de los frutos varía un poco, pero se produce con mayor frecuencia en los meses de abril a septiembre. La diseminación en Oxapampa y Villa Rica se da entre los meses de enero a marzo; la fructificación en Oxapampa entre mayo a julio, mientras que en Villas Rica se da en mayo y junio; la fructificación se desarrolla desde agosto a octubre en Oxapampa, y de julio a septiembre en Villa Rica; y la maduración de los frutos en Oxapampa se produce de noviembre a diciembre, sin embargo, en Villa Rica es desde octubre a diciembre como se puede observar en la Tabla 1 (Barra, 2014).

En Carbonero, Venezuela, se ha observado que la fructificación se produce entre los meses de mayo a junio, cada dos o tres años (Lamprecht & Liscano, 1957; Hans. Lamprecht, 1990). Sin embargo, en Colombia, en el altiplano Cundibocense, se ha reportado que los frutos maduran entre marzo a agosto (Rodríguez & Peña, 1984) y según Cueva et al. (2013), menciona que el municipio de Pensilvania, Caldas, la floración masculina ocurre entre septiembre a diciembre y la femenina entre octubre; la formación de frutos y recolección de semillas se desarrolla en diciembre. Por ello, se puede señalar que el ciclo fenológico del ulcumano varía de un lugar a otro hasta en la misma cuenca, de acuerdo a la altitud, factores ambientales del medio y la relación al microclima de las zonas (Pérez & Aguirre, 2014).

Tabla 1

Variación fenológica de R. rospigliosii en Perú, Venezuela y Colombia

Estado	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Set	Oct	Nov	Dic
Oxapampa, Pasco, Perú	Diseminación				Floración			Fructificación		Maduración		
Villa Rica, Junín, Perú	Diseminación				Floración			Fructificación		Maduración		
Carbonero, Venezuela					Fructificación							
Pensilvania, Caldas, Colombia (1990 msnm)				Maduración						Floración masculina		
										FF*		

**Floración femenina

Fuente: Elaboración propia, basado de Lamprecht y Ilicano, 1957; Lamprecht, 1990; Rodríguez y Peña, 1984; Cueva et al., 2013; Barra, 2014.

4.2.6. Usos

Los árboles de ulcumano se cultivan en jardines, parques y plantaciones forestales en Colombia, Perú y Venezuela (Mill, 2016; Nieto & Rodríguez, 2003), sistemas agroforestal con café. La madera del ulcumano es de muy buena calidad, densidad media, muy trabajable y durable. Se utiliza ampliamente en carpintería y ebanistería, construcción y en la fabricación de mangos para herramientas (Cueva et al., 2013; Nieto & Rodríguez, 2003).

4.3. La propagación asexual o vegetativa

La propagación vegetativa es una práctica desde tiempos ancestrales, desde el inicio de la agricultura, en los procesos de domesticar las especies que hoy se cultivan. Es una técnica utilizada cuando las semillas no son viables, se producen en cantidades muy bajas, o cuando se quiere evitar periodos juveniles prolongados y se necesita controlar el crecimiento y uniformidad en términos de características genotípicas (Hernández, 2006).

Esta técnica consiste en la reproducción de nuevos ejemplares a partir de secciones vegetativas específicas (fuste, retoño, rama y hojas), que tienen la capacidad de regenerar la estructura de una planta entera cuando se instalan en condiciones favorables (Quejada, 1980). Coincidiendo con Vekhov (1941), al estudiar varias especies de árboles y arbustos, llegó a la conclusión de que es posible propagar en cierto grado todas las especies que aún no se han logrado con éxito, siempre que se determinen las condiciones óptimas que rigen la emisión de raíces y permiten sobrevivir al propagarlo.

La propagación vegetativa garantiza la rápida ganancia genética ya que se puede lograr seleccionar y reproducir árboles individuales con características sobresalientes. También, la clonación permite capturar componentes genéticos: aditivos y no aditivos, para producir gran cantidad árboles uniformes y productivos (Easley, 1989); además, manteniendo las características de la planta a través del tiempo (Cabello, 2000), lo cual es más difícil de lograr por medio de semillas.

Toda la progenie de una planta reproducida vegetativamente es genéticamente igual y constituye un clon. Todas las plantas son genéticamente idénticos entre sí y con la planta de origen, esto se debe porque cada célula que compone la planta contiene la información genética necesaria para producir una nueva planta entera con semejantes características a la original denominado clon; es posible que en algunos casos no se aprecien las características fenotípicas del individuo original debido a que el nuevo ejemplar puede verse afectado por las condiciones ambientales, pero sí es claro que el nuevo individuo es idéntico genotípicamente al original (Hartmann & Kester, 1995; Sevilla & Holle, 2004).

La propagación vegetativa comprende desde “procedimientos sencillos, practicado en todo el mundo, hasta procedimientos tecnológicos muy avanzados basados en la tecnología de cultivos de tejidos vegetales, mediante los cuales se puede lograr la propagación masiva, genéticamente homogéneas, mejoradas y libres de parásitos” (Flores, 2010, p. 9). Su aplicación se ha extendido hacia la conservación de genotipos valiosos a través de establecimiento de bancos clonales y plantaciones operacionales (Mesen & Viquez, 2003).

4.3.1. Importancia de la propagación

Quijada (1980), destaca que la propagación vegetativa es importante porque permite establecer huertos semilleros clonales, bancos clonales, propagación a escala de plantas clonales. Además Mesén (2008), sostiene que permite la mayor homogeneidad de la plantación, facilidad de manejo, productividad y mejor calidad del producto. La reproducción clonal en el campo forestal se usa para multiplicar árboles plus con mejores características de rectitud de fuste, velocidad de crecimiento, resistencia a plagas y enfermedades y que por lo general, toda la progenie del clon tienen el mismo aspecto, tamaño, época de floración, época de maduración, etc., haciendo con ello, posible la estandarización de la producción y conservación de genotipos valiosos en el tiempo (Carrera, 1977; Hartmann & Kester, 1992).

4.3.2. Métodos de propagación vegetativa

La propagación vegetativa se puede clasificar en cuatro variantes: la primera es por partes vegetativas como rizomas, estacas, bulbos, tubérculos estolones y segmentos de órganos como tallos y hojas. La segunda es la propagación por

injertos donde segmentos de una planta se adhieren a otra receptiva más resistente o de mejores características. La tercera es por acodo, que son secciones de una planta sometida a un proceso de provocado de enraizamiento y cuando se logra se separa de la planta madre. La cuarta es la propagación *in vitro* o cultivo de tejidos, en la cual células o pequeñas partes de tejidos u órganos son cultivados en condiciones controladas de laboratorio y se logran nuevos vástago (Gispert, 1984; Vásquez, Orozo, Rojas, Sánchez & Cervantes, 1997). La micropropagación es un método de propagación vegetativa, que permiten la producción a gran escala de plantas madres libres de agentes patógenos, incluyendo virus; este método está siendo aplicado principalmente en eucalipto, palma de aceite, caucho, entre otras (Rojas, García & Alarcón, 2004).

Según Quejada (1980), la propagación vegetativa en el área forestal se usan: estacas o esquejes, acodos e injertos. Sin embargo, Hartmann y Kester (1983), menciona que la estaca del fuste es la más importante, que instalada en forma adecuada y en las mejores condiciones producen raíces adventicias y generan una planta independiente.

4.3.3. Propagación por estacas

La propagación por estacas se fundamenta en extraer partes de una planta como brotes, ramas, raíces u hojas que se instalan en una cámara de enraizamiento, con el fin de lograr la emisión de raíces y brotación en la parte aérea, hasta obtener una planta nueva (Ramos, 2004; Well, 1979).

Según Zasoni (1975), define a la estaca como una parte de la planta capaz de adquirir una autonomía fisiológica, si ésta se instala en condiciones ambientales

favorables, en un medio de enraizamiento y protegida de la deshidratación. Estos segmentos pueden tomarse de una raíz (estaca de raíz), de un tallo (estaca de tallo) o una hoja (estaca de hoja) (Hartmann & Kester, 1983). Según Flores (2010), la mayoría de las especies forestales latifoliadas y coníferas se pueden propagar por estacas; sin embargo, esta técnica se emplea con las especies de prendimiento fácil y que no requieren algún equipo especial. Aunque no existen restricciones al respecto, habitualmente se incluyen en un programa de propagación vegetativa o clonal las especies de mayor importancia actual o potencial (ecológica, económica, etc.). Lo ideal es alcanzar porcentajes mayores del 70 % de enraizamiento (Mesen, 2008), pero algunas árboles se requiere un periodo de investigación más prolongado para lograr optimizar la técnica.

La propagación vegetativa a través de estacas procedentes del tallo es el medio más importante y más utilizado en el mundo, en la propagación de árboles de interés forestal y arbustos ornamentales, tanto de especies caducas y siempre verdes; además, se usan en la propagación comercial en invernadero de diversos cultivos florales y su empleo es común en la propagación de muchas especies frutales (Hartmann & Kester, 1996; Leakey, 2014; Tang, 2014). Según Well (1979), este método de propagación es uno de los más utilizados a nivel práctico y posee una gran importancia económica.

El porcentaje de enraizamiento es la variable respuesta de mayor interés en la propagación vegetativa, por lo cual se hace énfasis en este aspecto para seleccionar los mejores tratamientos obtenidos con cualquier especie de interés. En orden de importancia le sigue el número de raíces por estaca enraizada y 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

son suficientes para que la estaca sobreviva al proceso de repique a bolsa o tubete (Leahey, 1985).

4.4. Reguladores de crecimiento

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 las más importante son las auxinas. 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 (Devlin, 1980).

El crecimiento de las plantas está influenciado por múltiples sustancias de síntesis natural, conocidas como hormonas, y otras sintéticas llamados reguladores de crecimiento. Pero para lograr distinguir entre hormonas vegetales y reguladoras del crecimiento, se puede indicar que, todas las hormonas regulan el desarrollo vegetal, pero que no todos los reguladores del crecimiento son hormonas (Flores, 2010). De las fitohormonas (giberelinas, citoquininas, etileno, auxinas e inhibidores del crecimiento, como el ácido abscísico), las auxinas son las que tienen el mayor influencia en la formación de raíces; de estas sobresale el ácido indol butírico (AIB), el ácido indol acético (AIA) y el ácido naftalenacético (ANA) (Flores, 2010; Hartmann & Kester, 1988).

El AIB es el más eficaz de los tres. Las dosis más altas de esta auxina son para especies de madera dura, mientras que las dosis más bajas se aplican para especies de madera suave y herbáceas (López & Mateo, n.d.).

La aplicación de tratamiento con reguladores de crecimiento, permite aumentar la velocidad y del porcentaje de enraizamiento de las especies que no son capaces de enraizar por si mismas (Wright, 1964). Pero, el uso de auxinas no siempre pueden mejorar en ciertas especies el proceso de enraizamiento, ya que los tratamientos con sustancias exógenas no siempre es la cura total, debido a que la formación de raíces puede estar más relacionada a ciertos factores inherentes a la especie o que las estacas sean morfológica o fisiológicamente disfuncionales (Díaz, 1991; Leakey, 2014).

4.4.1. Ácido indolbutírico (AIB)

Según Mesén (1998, p. 16), “el AIB es una auxina sintética químicamente similar al AIA que en la mayoría de las especies forestales ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso como promotora de enraizamiento”. Esta auxina, tiene múltiples ventajas, ya que no se degrada rápidamente por la luz o microorganismos, no es toxica en un rango amplio de dosis o concentraciones; además es insoluble en agua, lo que facilita mantenerse por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer una mejor respuesta en el enraizamiento de estacas (Flores, 2010; Mesén, 1998; Soboya, 2010).

Las soluciones líquidas de AIB son más efectivas que las mezclas en polvo de AIB en concentraciones similares para promover la formación de callo y raíces debido a que las primeras penetran más fácilmente a través de los cortes hechos (Prasad, Murthy & Karoshi, 1996).

Según los avances del uso de AIB en la propagación de coníferas y de la familia Podocarpaceae, según Ramirez (1997), reporta para *Podocarpus oleifolius* un

promedio 92 % de enraizamiento para el tratamiento de 5,000 ppm, 72 % con 2,500 ppm y 73 % con 0 ppm. Sin embargo Castillo y Cueva, (2006), reportan para la misma especie solo un 7 % de enraizamiento para la dosis de 1.25 g/L (1,250 ppm) de AIB usando estacas de posición baja y media; pero para *P. montana* obtuvo un 14 % con 0.625 g/L (625 ppm) de AIB, usando estacas de posición baja. Sin embargo, estudios realizados por Campos (2013), para *P. oleifolius* no encontró efecto significativo del AIB, pero sugiere usar 4,000 ppm. Para el caso de *R. Rospigliosii*, no he encontrado datos exactos de concentraciones para inducir el enraizamiento.

4.4.2. Métodos de aplicación de hormona

Según Mesen (1998), existen varios métodos o formas de aplicación, pero los más utilizados son la inmersión rápida, remojo prolongado, mezcla en polvo y la aplicación con microjeringas.

a. Inmersión rápida

Técnica que consiste en introducir la base de la estaca en una solución concentrada de la auxina por pocos segundos y de inmediato se insertan en el medio de enraizamiento. Es recomendable diluir en alcohol puro cuando se utiliza AIB o ANA, luego se realiza la evaporación del alcohol mediante una corriente de aire (ventilado) antes de llevarlos a el medio de enraizamiento (Mesen, 1998).

b. Remojo prolongado o en solución diluida

Consiste en introducir la base de la estaca en soluciones acuosas diluidas de la auxina durante varias horas (2 - 24 horas) para luego colocarlas en el medio de

propagación. Permite tratar varias estacas a la vez; sin embargo, es poco utilizada por ser lenta y menos efectiva a comparación de las demás (Mesen, 1998).

c. Mezcla en polvo

Este método se requiere hacer una mezcla de la auxina pura con talco neutro o arcilla, en la concentración que se requiera. La aplicación es muy fácil, solo basta en introducir la base humedecida de la estaca, para colocarla en el propagador. La desventaja de este método es que no se puede realizar una aplicación uniforme de hormona, además de ser imposible calcular la cantidad exacta de auxina que en cada estaca ingresa (Mesen, 1998), lo que limita su uso en trabajos de investigación.

d. Aplicación con microjeringa:

Consiste en aplicar una cantidad constante y conocida de hormona, en cada estaca mediante el uso de microjeringas. Con este método se controla con exactitud la cantidad de hormona por estaca. Sin embargo, es un método muy lento y no se utiliza para fines comerciales. Cuando se logra la concentración óptima, se opta por reemplazar con los otros métodos (Mesen, 1998).

4.4.3. Concentración

La eficiencia de las concentraciones de auxina u hormona en la propagación vegetativa varía de acuerdo a la clase utilizada, la especie, tipo de material vegetativo, método de aplicación, sistema de propagación, etc. (Mesen, 1998). Generalmente las estacas responden de manera directamente proporcional a las concentraciones de hormona hasta alcanzar un punto máximo, en el cual se va a ver afectado por intoxicación. Según Mesen (1998), las concentraciones de

2,000 a 4,000 ppm ha dado mejores resultados para diferentes especies forestales, pero también hay especies que responden mejor a mayor concentración de auxina o especies que no requieren.

4.5. Sustrato

El sustrato es todo material que colocado en un contenedor en forma pura o en mezcla proporciona anclaje, oxígeno y agua suficiente para el óptimo desarrollo de las plantas, puede ser de origen natural, sintético, orgánico e inorgánico (Cruz et al., 2013).

4.5.1. Granulometría de los sustratos

La clasificación granulométrica de Kopecky es una de las más amplias y utilizadas que se presenta en la Tabla 2, basada en los límites de tamaño de las partículas que constituyen el suelo.

Tabla 2
Clasificación granulométrica del suelo

Material	Característica	Tamaño (mm)
Piedra	-----	> 70
Grava	Gruesa	30 - 70
	Mediana	5 - 30
	Fina	2 - 5
Arena	Gruesa	1 - 2
	Mediana	0.2 - 1
	Fina	0.1 - 0.2
Polvo	Grueso	0.05 - 0.1
	Fino	0.02 - 0.05
Limo	Grueso	0.006 - 0.05
	Fino	0.002 - 0.006
Arcilla	Grueso	0.0006 - 0.002
	Fino	0.0002 - 0.0006
Ultra-Arcilla	-----	0.00002 - 0.0002

Fuente: Juárez y Rico, 2005

4.5.2. Tipos de sustrato usados comúnmente

En la producción de plantas a nivel mundial, existen diferentes tipos de sustratos como medio de enraizamiento, entre ellos el suelo con características propias de la especie, la arena de río, aserrín, musgo, vermiculita, perlita, piedra pómez, bloques de material sintético, tecnopor e inclusive el agua (Gárate, 2010).

Sin embargo, si se busca para proyectos de desarrollo rural, es recomendable utilizar sustratos de bajo costo y de fácil adquisición en el lugar, tal como la arena, grava, aserrín o la mezcla entre ellos. La arena generalmente ha dado buenos resultados para la mayoría de especies, sin embargo, hay especies que suelen ser más exigentes (Mesen, 1998).

a. Suelo

Medio de enraizamiento utilizado para estacas de madera dura de especies deciduas y estacas de raíz. El suelo no se recomienda para estacas suculentas, como madera semidura y suave, por lo general se usa mezclado con otros sustratos y se debe de desinfectar antes de su uso (Hartmann & Kester, 1995).

b. Arena

La arena es el medio de enraizamiento más utilizado para diferentes especies forestales, debido a que proporciona aireación y retención de agua apropiada, la apertura de hoyos, la inserción y la extracción de las estacas enraizadas son más fáciles (Mesen, 1998). La arena es un sustrato de bajo costo y fácil de acceso, pero debe permitir la retención de humedad suficiente y además un buen drenaje a través de su granulometría y porosidad (Hartmann & Kester, 1995).

En el Instituto de Investigación de la Amazonía Peruana - IIAP Ucayali, utiliza zarandas (tamices) para clasificar tres tipos de sustrato de acuerdo con su granulometría basado en la clasificación de Kopecky, siendo: arena fina (0.1 –

0.2 mm), arena media (0.2 – 1.0 mm), y arena gruesa (1.0 – 2.0 mm). La arena gruesa favorece el mayor porcentaje de enraizamiento de *Cedrela odorata* y *Amburana cearensis*, arena media para *Swietenia macrophylla* y arena fina para *Cedrelinga cateniformis* (Soudre et al., 2010).

c. Grava

El medio de enraizamiento a base de grava en la propagación vegetativa, el más utiliza es la grava fina de 2.0 – 5.0 mm (Tabla 2), es usado solo o mezclado con arena, dando mejores resultados con arena (Gárate, 2010).

Existen numerosos tipos de sustratos, sin embargo, para proyectos sociales o rurales de mayor impacto es indispensable utilizar sustratos de bajo costo y de fácil adquisición o disponibles en el lugar, siendo la arena, grava y aserrín los más utilizados.

4.5.3. Técnicas de desinfección de sustratos

Según Trujillo (2010), existen múltiples alternativas para desinfectar un sustrato, entre la más sencilla y fácil de aplicar es la técnica mediante formol, producto que elimina todos los microorganismos que tienen los sustratos, el formol tiene una concentración del 40 %, la recomendación es emplear un litro de formol al 20 %/m² de sustrato. También por vapor, el sustrato es desinfectado en una caldera aproximadamente por dos horas constantes al vapor de agua. Otra manera de desinfectar con calor es por solarización, sometiéndole al sustrato a la acción directa del sol. Así como, la aplicación de sustancias químicas antes de llevarlos al ambiente de propagación. Los fungicidas que se utilizan frecuentemente son Diazoben, Benomyl, Cupravit y el Captano; para controlar patógenos como *Rhizoctonia*, *Fusarium*, *Phytophthora*, y *Phyitium*; agentes

infecciosos que son perjudiciales para las estacas (Gárate, 2010). Por ello, que el sustrato a utilizar debe de estar libre de cualquier agente infeccioso, por lo que se recomienda tratarlo de forma preventiva.

4.6. Factores que condicionan el enraizamiento de estacas

Existen diferentes factores que influyen en la propagación vegetativa y que es indispensable tener en cuenta, puesto que el mal manejo de algunas de ellas nos puede llevar al fracaso del experimento. Los principales factores se presentan a continuación.

4.6.1. Edad de la planta madre

Las estacas obtenidas de plantas madres jóvenes o de sectores más juveniles tienen mayor capacidad para formar raíces (Botti, 1999; Dirr & Heuser, 1987). Por ello, aplicar tratamientos para mantener la fase juvenil del árbol (podas drásticas, injertos, aplicaciones de giberelinas) tendrá un efecto positivo para enraizamiento de las estacas. Botti (1999) y Ramos (2004) indican que es posible que con la edad se acumulen inhibidores de formación de raíces, como por ejemplo algunos tipos de fenoles, o bien disminuyan otros que ayudan el proceso. También Leakey (2014), indica que el pobre enraizamiento se debe a estacas de plantas maduras y se atribuye al envejecimiento fisiológico, mientras que otros autores, se basan en el envejecimiento ontogénico, que influye en el cambio de fase del árbol de acuerdo a la edad que tenga la planta progenitora (Mitchell, Zwolinski & Jones, 2004; Moisés et al., 2016). Para la especie en estudio, aún no se han realizado ensayos, para ver si este factor influye en el enraizamiento.

4.6.2. Selección de la planta madre para la obtención de estacas

Este efecto es de suma importancia, ya que, el enraizamiento se ve afectado por la posición de la estaca en el árbol, debido a la distribución desigual de las auxinas o reservas de nutrientes en las diferentes partes de la planta, y se menciona que las estaca apicales o extremas de las ramas o tallos (yemas terminales), se logra el mejor enraizamiento, por la posibilidad que contengan mayores concentraciones de sustancias endógenas promotoras del enraizamiento y tienen más células que pueden volverse meristemáticas (Hartmann & Kester, 1983; Santelices, 1998).

Es preciso destacar que puede existir diferencias en el enraizamiento, comportamiento y crecimiento entre las estacas obtenidas de los tallos y ramas del mismo árbol madre (Dirr & Heuser, 1987; Hartmann & Kester, 1988; MacDonald, 1986). En ciertos árboles o arbustos, las estacas adquiridas de ramas laterales con frecuencia tienen un porcentaje de enraizamiento mayor que aquellas tomadas de ramas terminales, lignificadas y vigorosas (Hartmann & Kester, 1988). Sin embargo, en ciertas especies propagadas por estacas de ramas laterales tiene tendencia de tener un hábito indeseado de crecimiento, llamado topófisis (Dirr & Heuser, 1987; Hartmann & Kester, 1988; MacDonald, 1986).

La topófisis se refiere al cambio o variación en las diferentes partes de la planta y cuyos meristemas perpetúan en las fases en su descendencia vegetativa y condicionan la capacidad de enraizamiento de las estacas (Hartmann & Kester, 1988; MacDonald, 1986). En la práctica, la topófisis se manifiesta cuando se toma una estaca del tallo (ortotrópico) de una planta madre y tendrá el hábito de

crecimiento vertical. En cambio, una estaca extraída de una rama (plageotrópico) desarrollará un hábito de crecimiento horizontal (Dirr & Heuser, 1987; Hartmann & Kester, 1988; MacDonald, 1986).

4.6.3. Factor juvenil de la estaca

El uso de material juvenil para la propagación vegetativa ha demostrado ser el más eficiente en numerosos estudios realizados por el Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza – CATIE (Leahey et al., 1990; Ruiz & Mesén, 2010). Según Wells (1979) y Leahey (2014), este método de propagación es el más utilizado a nivel práctico y posee una gran importancia económica para domesticar árboles.

Hartmann y Kester (1988), señalan que casi siempre las estacas tomadas de plantas jóvenes enraízan con mayor facilidad que aquellas tomadas de plantas adultas. Esto se explica por el incremento en la producción de inhibidores de las raíces a medida que la planta aumenta de edad. Un ejemplo lo muestra Marín (1998) citado por Castillo y Cueva (2006), en la investigación que realizó, utilizando estacas de *Podocarpus oleifolius* de dos a tres años encontrándose un porcentaje de enraizamiento promedio entre 74 %, mientras que Castillo et al. (2007) y Yépez (2016) trabajaron con estacas de la misma especie pero procedentes de árboles adultos y solo obtuvieron un 2.4 y 2.7 % de enraizamiento respectivamente; también, con *P. falcatus* de tres meses y dos años se logró el mayor enraizamiento que con estacas de árboles de cuatro y ocho años (Negash, 2003), y asimismo con *Pinus patula* continuó la misma tendencia (Moisés et al., 2016), demostrando que el mejor material para propagar es el juvenil y para el caso del ulcumano aún no se realizado ensayos

para probar si este factor con la edad de la planta madre influyen en el enraizamiento.

4.6.4. Tamaño y diámetro de la estaca

Tanto la longitud como el diámetro de las estacas, son características determinantes en el enraizamiento, por lo que Hartmann y Kester (1977) recomiendan utilizar estacas de 7 a 15 cm de longitud, con dos a más nudos por estaca.

Según Mesén (1998), las estacas para propagar deben ser procedentes de brotes ortotrópicos, sanos y vigorosos (estacas del fustes), que generalmente son de 30 - 50 cm de longitud; de los cuales se extraen estacas de 4 - 6 cm, con diámetros de 3 - 6 mm. Sin embargo, existen experiencias para ciertas especies forestales, que las estacas de mayor tamaño tienen mejor formación de raíces que las de menor longitud (Melchior, 1974).

Desde otro punto de vista, Hartmann y Kester (1983) indican que, a mayor grosor de la estaca, existe más concentraciones nutricionales, son más firmes y rígidos por tener tallos leñosos; sin embargo, las delgadas son generalmente suaves, se flexionan fácilmente por ser suculentas. Por lo que, se demuestra que el éxito del enraizamiento está relacionado el grosor con la longitud de las estacas.

4.6.5. Tipo de estaca

Las características morfológicas y fisiológicas diferentes que existen entre los tipos de estaca pueden generar la variación de la respuesta a la capacidad de enraizamiento. Por ejemplo: variación del diámetro y longitud del entrenudo, el

grado de lignificación, los nutrientes, gradientes hídricas, hormonales e inhibidores del enraizamiento. Además las hojas nuevas de las estacas reciben más luz, que las hojas basales más viejas, etc. Sin embargo, estas características no siempre siguen un mismo patrón; dando como resultado que, una especie responda completamente diferente a otra (Mesen, 1998).

Las estacas provenientes de la parte alta de las copas en árboles adultos generalmente desarrollan raíces de peor calidad, requieren de más tiempo para formar raíces, presentan mayor heterogeneidad, mayor tendencia al plagiotropismo y toman más tiempo para recuperar el crecimiento ortotrópico (Dirr & Heuser, 1987; Nuñez, 1997),

Sin embargo, las variaciones son pocas para la mayoría de las especies y se pueden utilizar de varias posiciones de un brote, pero se recomienda descartar el entrenudo apical por ser demasiado herbáceo y susceptible a la deshidratación, además los entrenudos basales muy lignificados, ya que enraízan con mayor dificultad (Mesen, 1998).

4.6.6. Época del año para el corte de la estaca

La época del año en que se recolecte el material para propagar, es crucial y determinate para el éxito del enraizamiento de algunas especies (Botti, 1999; Hartmann & Kester, 1988). Así mismo, Botti (1999) afirma que, las estacas blandas o verdes se deben recolectar en los meses de primavera o verano. Del mismo modo, varios autores indican que, los mejores resultados de enraizamiento en especies de difícil propagar, se logra recolectado el material en breves periodos de primavera. Sin embargo, cuando no se logra obtener buenos resultados, es necesario realizar experimentos para determinar la mejor época

de extracción de las estacas para cada especie (Botti, 1999; Hartmann & Kester, 1988).

Las estacas deben ser recolectadas en un determinado tiempo del año, dependiendo del tipo de la planta a propagar (perenne o caduca), ya que el contenido de carbohidratos almacenados es mayor en las plantas caducas, lo que está relacionado directamente con los balances hormonales, que influenciaría de manera directa en el enraizamiento (Soto, 2004).

4.6.7. Efecto de la luz

La irradiación, el fotoperíodo y la calidad de luz, cuyas necesidades son variables según la especie, deben ser adecuadas para mantener una tasa fotosintética que garantice suficiente producción de carbohidratos para la sobrevivencia de las estacas e iniciar el proceso de formación de raíces sin comprometer el vigor vegetativo de las estacas (Xavier, 2002 citado por Torres, 2003).

Según MacDonald (1986), los indicadores de duración e intensidad de la luz deben ser considerados, ya que son fundamentales para la producción de sustancia endógenas y carbohidratos a través de la fotosíntesis, que permiten el inicio y formación de raíces y brotes en las estacas. Según resultados para algunas especies forestales, el mayor éxito de enraizamiento se ha logrado con fotoperíodos prolongados e iluminación continua durante el proceso de propagación (Hartmann & Kester, 1996).

Según Broudeau (1981), las condiciones óptimas se dan cuando las camas de enraizado están colocadas bajo una sombra que deje pasar el 25 % de luz, al tiempo que solo de un 10 – 12 % de la luz total incida sobre las ramas. Para el

buen éxito es necesario que el grado de fotosíntesis exceda ligeramente al grado de respiración, pues de lo contrario ocurre la muerte de las estacas por carencia de carbohidratos.

4.6.8. Efecto de la temperatura ambiental y temperatura del suelo

Hartmann y Kester (1992) mencionan que, el exceso de temperatura en el aire tiende a estimular el desarrollo de los brotes con anticipación al desarrollo de las raíces y aumentar la deshidratación de las estacas. La temperatura ideal para el enraizamiento debe de ser entre 21 y 27 °C en el día y por las noches de 15 °C menciona Botti, (1999) y Hartmann y Kester (1980), también Ragonezi et al., (2010) en su revisión bibliográfica de enraizamiento de estacas en coníferas el intervalo de 18 a 27 °C han obtenido los mejores resultados. Por ello, es importante mantener un bajo nivel de irradiación con el uso de sombra, como medida para prevenir un aumento en la temperatura del sustrato de enraizamiento; además, mantener las temperaturas bajas permite una tasa de evaporación menor y capacidad de retención de humedad alta en el ambiente (Leahey & Mesén, 1992).

Muchos árboles forestales se han logrado propagar con éxito por estacas cuando los primeros 15 a 20 días de instalados, la temperatura del sustrato se mantiene entre 25 y 28 °C. Esta condición puede llegar a ser crucial en el proceso de formación de raíces para algunas especies (Botti, 1999). Pero no siempre existen los medios económicos para poder implementar camas calientes.

4.6.9. Humedad relativa

La condición hídrica de las estacas está regida 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, deben depender de la retención de su turgencia y de la absorción de agua a través del corte en la base y/o a través de la superficie de las hojas y el tallo (Loach, 1988 citado por Díaz, 1991).

Significa entonces que, para conseguir éxito en el enraizado, es necesario disminuir la transpiración para limitar la desecación de la estaca, esto se logra manteniendo la humedad relativa alta (95 a 100 %) constante (Cuculiza, 1956) para reducir al máximo las pérdidas de agua por evapotranspiración (Martin & Quillet, 1974). Es posible lograr estas características de humedad empleando invernaderos con sistemas de nebulizado o cámaras totalmente cerradas.

4.6.10. Medio de enraizamiento

El factor más importante asociado con el medio de enraizamiento es la aireación (Gutierrez, 2003). Según Haissig (1986), la relación entre aire y agua en el medio de enraizamiento juega un papel importante en el éxito de la macropropagación, al influir en la disponibilidad de oxígeno en la base de la estaca, donde las raíces se van a formar. Vidal (2010), afirma que cuando el suelo está saturado, carece de oxígeno, favorece la pudrición; pero cuando el suelo presenta alta oxigenación, conduce a una alta formación de callos en las estacas, asimismo el crecimiento radicular es más lento. Por lo tanto, es importante la selección correcta de los medios de enraizamiento.

Un buen sustrato para propagar con éxito debe cumplir tres funciones muy importantes. La primera que tiene que cumplir es mantener la humedad óptima (sin acumular agua en exceso). La segunda es permitir un buen intercambio de gases, en especial el oxígeno para un adecuada respiración de los tejidos sometidos a la producción de nuevas raíces y la tercera es, fijar las estacas sin

que se muevan (Botti, 1999; Hartmann & Kester, 1988). También debe poseer un buen drenaje y estar libre de microorganismos (Peate, 1989). Además, debe contener mínima o nula presencia de materia orgánica (Sandoval, 1997), la densidad aparente debe de ser baja, para facilitar la mezcla, manipulación, traslado y trasplante (James, 1986). El sustrato tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento y debe ser considerado como parte integral de cualquier sistema de propagación para especies forestales. Un buen sustrato combina una buena aireación con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agentes contaminantes.

Estudios realizados en el CATIE por Mesén (1998) indica que, se han empleado sustratos fáciles de adquirir y disponibles en la zona, y por lo general se usa la arena, grava, suelo, aserrín y mezclas de estos materiales. Además, el uso arena fina y gruesa en múltiples estudios ha dado buenos resultados con la mayoría de las especies.

Longman (1993), indica que cuando se utiliza propagadores de subirrigación no se debe aplicar fertilizantes al sustrato, ya que la iniciación de las raíces es un proceso interno, controlado hormonalmente, que no es afectado por el nivel nutricional del sustrato; además el uso de fertilizantes puede estimular el crecimiento de algas y musgos en la superficie del medio.

4.7. Ambiente para el enraizamiento

Mesen (1998), señala que la cámara de subirrigación está siendo actualmente utilizado en el enraizamiento de estaquillas juveniles de diferentes especies forestales maderables (Figura 3). Es un propagador de bajo costo, de fácil construcción y transporte a el área de propagación, muy efectivo y no necesita

agua de cañería, ni electricidad. Fue descrito en detalle por Leakey et al. (1990). En el punto 6.3.1. se describe su diseño de construcción y los materiales que se requieren para su buen funcionamiento.

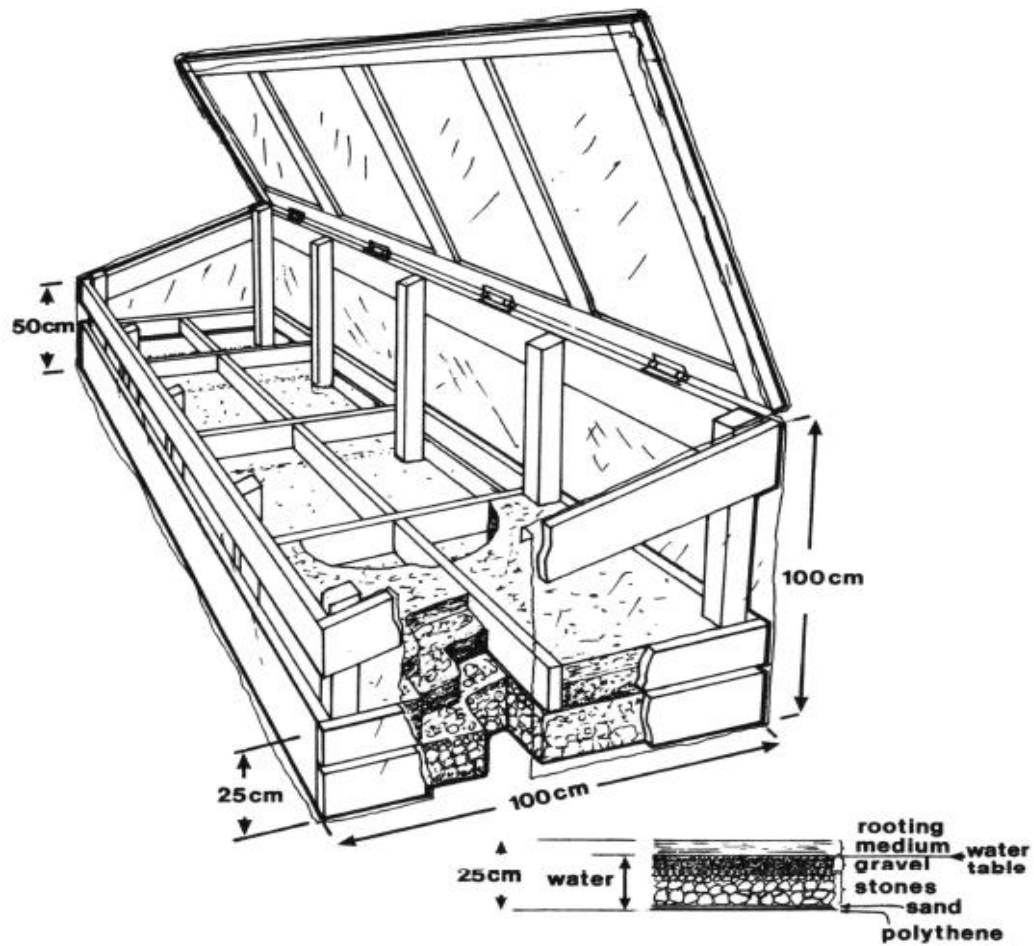


Figura 3. Diseño de la cámara de subirrigación.
Fuente: Leakey et al., 1990

V. OBJETIVOS E HIPÓTESIS

5.1. Objetivos

5.1.1. Objetivo general

Probar la eficiencia de los tratamientos en la propagación vegetativa de *Retrophyllum rospigliosii* en cámara de subirrigación.

5.1.2. Objetivos específicos

Determinar el efecto de las concentraciones de hormona en la propagación vegetativa de *Retrophyllum rospigliosii* en cámara de subirrigación.

Determinar el efecto de edad de la planta madre en la propagación vegetativa de *Retrophyllum rospigliosii* en cámara de subirrigación.

Determinar la influencia los tipos de estaca en la propagación vegetativa de *Retrophyllum rospigliosii* en cámara de subirrigación.

5.2. Hipótesis

5.2.1. Hipótesis general

H₁: Al menos uno de los tratamientos favorecerá la eficiencia en la propagación vegetativa de *Retrophyllum rospigliosii* en cámara de subirrigación.

4.2.1. Hipótesis específica

H₁: A mayor concentración de la hormona se favorecerá la eficiencia en la propagación vegetativa de *R. rospigliosii* en cámara de subirrigación.

H₁: La planta madre de menor edad facilitó la propagación vegetativa de *R. rospigliosii* en cámara de subirrigación.

H₁: Las estacas apicales presentarán mejor respuesta en la propagación vegetativa de *R. rospigliosii* en cámara de subirrigación.

VI. METODOLOGÍA

6.1. Ubicación del estudio

Se realizó en el vivero del anexo San Ramón de la Estación Experimental Agraria Pichanaki – EEA Pichanaki, Instituto Nacional de Innovación Agraria – INIA. Ubicada en el Jr. Pardo 380 del distrito San Ramón, Chanchamayo, región Junín (Anexo 1). Cuyas coordenadas UTM son: zona 18 L, 8,770,394.70 m N y 461,734.88 m E a una altitud de 823 m.s.n.m.

Se han recolectado el material vegetativo para la propagación de dos procedencias de plantas madres. La primera procedencia fue de plantas de ulcumano de dos años del Vivero de anexo San Ramón de la misma estación. La segunda procedencia fue de recolectada de árboles de ocho años del Fundo Mantus, ubicada a 1 Km del Centro Educativo Unión Mantus perteneciente al distrito de Vitoc, Chanchamayo, Junín; cuyas coordenadas UTM son: 8,755,579.44 m S y 460,560.90 m E a una altitud de 1,288 m.s.n.m. (Anexo 1).

La investigación estuvo ubicada en Bosque húmedo Premontano Tropical (bp-PT), de acuerdo con los criterios de clasificación ecológica basada en zonas de vida desarrollado por Holdrige (1978) y Según el Mapa Nacional de Cobertura Vegetal, se encuentra entre los bosques de montaña basimontano (Bm-ba) y bosques de montaña montano (Bm-mo) (MINAM, 2015).

6.2. Materiales y equipos

6.2.1. Material biológico

- Estacas de árboles de *Retrophyllum rospigliosii* de dos y ocho años.

6.2.2. Materiales para la cámara de subirrigación

- Plástico # 5
- Clavos de ½ y 1 pulgada
- Chinchas
- Listones de madera de ½ pulgada
- 2 candados
- 4 tornillos en gancho de ojo
- 4 carretillas piedras grandes (15 a 10 cm de diámetro)
- 4 carretillas de piedra chancada (2 a 3 cm)
- 1 carretillas de grava fina de cerro (2 a 5,5 mm)
- 8 carretillas de arena gruesa de río (1 a 2 mm)
- 2 botellas de plástico recicladas (600 mL)
- 2 regaderas (5 L)
- Paletas para codificación de tratamientos
- Malla Raschel

6.2.3. Materiales para preparación de hormona

- | | |
|--------------------------|-----------------------------|
| - 2 tubos falcón | - 2 g de hormona AIB |
| - 2 frasco (250 mL) | (Caisson) |
| - 4 frascos (100 mL) | - Pliegos de papel aluminio |
| - 1 estuche de disección | - Fuente de aluminio |
| - Rollos de papel toalla | - Cinta maskintape |

- Alcohol
- Guantes quirúrgicos

6.2.4. Materiales de campo para colecta

- Formato de campo
- Botella de agua
- Tablero de campo
- Plumón indeleble
- Pilas recargables
- Etiquetas adhesivas
- Winchas (3, 5 y 60 m)
- Guantes quirúrgicos
- 2 Cooler
- Machetes
- Periódicos
- Tijera de podar
- Botella con dispersor
- Bisturí

6.2.5. Materiales para la instalación de estacas

- Vernier
- Bisturí
- Regla de aluminio (20 cm y 30 cm)
- Tablero
- Fuentes de aluminio
- Formato
- Plumón indeleble
- Táperes
- Etiquetas
- Papel toalla
- Tijera de podar
- Lejía
- Pinceles

6.2.6. Equipos

- Cámara de subirrigación
- pH-metro
- Estufa
- Ventilador
- Balanza analítica
- GPS
- Refrigerador
- Hipsómetro
- Termohigrómetro
- Regla telescópica

- Cinta diamétrica
- Cámara fotográfica

6.2.7. Reactivos en instalación de estacas

- Benomyl 50 pm
- Phyton ®
- Citarizarte (Sanix)

6.3. Instalación experimental

Para la instalación del experimento se realizaron diferentes etapas o procesos, que se explican a continuación y se resumen en el Anexo 2.

6.3.1. Construcción y preparación de la cámara de subirrigación

La cámara de subirrigación se construyó según el diseño propuesto por Leakey et al. (1990), con nuevas modificaciones. En la Figura 4, se observa la cámara que se construyó usando listones de madera (2 m de longitud, 1 m de ancho, altura de 1 en la parte posterior y 0,5 m de la parte interior), luego se ha forrado herméticamente con polietileno transparente N° 5, con la finalidad de hacerlo impermeable, mantener la humedad relativa y facilitar el ingreso de luz hacia las estacas (Figura 4). Para la preparación dentro de la cámara se instaló la primera capa de 15 cm con piedras grandes (10 - 15 cm de diámetro), seguida por 5 cm de piedra chancada (2 - 3 cm de diámetro) y los últimos 5 cm se cubrió con el sustrato de enraizamiento debidamente lavados y desinfectados. Para conducir el agua y observar su nivel, se utilizó una botella de plástico (600 mL) recicladas por cámara, insertadas verticalmente a través de las diferentes capas; luego por este medio se llenó con agua los 20 cm basales aproximadamente con 80 L, con el objetivo de mantener siempre húmedo el sustrato por efecto de capilaridad.

La cámara estuvo protegida por un techo de malla raschel a 3 m desde la base del propagador y los lados del área de propagación se cubrieron con una doble capa de malla raschel de 50 % de sombreadamiento. La cámara estuvo ubicada de este a oeste, teniendo en cuenta el sol (Anexo 3).

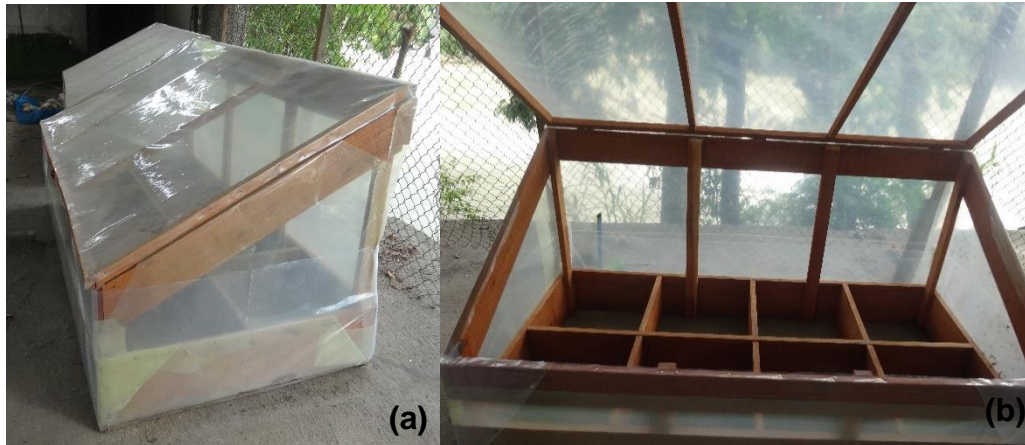


Figura 4. Cámara de subirrigación: (a) exterior y (b) interior.

6.3.2. Preparación del sustrato

El sustrato se obtuvo por clasificación granulométrica el tamiz N° 20 para obtener arena gruesa de granulometría de 1 - 2 mm (Figura 5). Para la desinfección del sustrato inerte (arena gruesa) y materiales para las diferentes capas (piedras grandes, piedra chancada) se procedió a lavarlos hasta que queden sin restos de materia orgánica, suelo e impurezas, luego se desinfectaron hirviéndolos en sacos por 2 horas y finalmente se dejó orear durante un día, expuesto al sol.

Se optó por usar el sustrato de arena gruesa, por los mejores resultados que se encontraron en un estudio pre-experimental a comparación de grava fina.



Figura 5. Arena gruesa usada como medio de enraizamiento

6.3.3. Colecta de material vegetativo

La colecta se realizó en horas de la mañana, cada árbol seleccionado se le registraron sus características que se especifican en el Anexo 4. El material recolectado se codificó y envolvió en papel periódico, almacenado y transportado en cooler, con la finalidad de evitar el estrés fisiológico de las estacas por la lejanía a el área de propagación.

Los árboles seleccionados para el estudio fueron de dos (Vivero San Ramón) y ocho años (Fundo Mantus) sin presencia de indicios de plagas y/o enfermedades, de buenas características fenotípicas (fuste recto, ramas delgadas) y genotípicas. La identificación y selección de dichos árboles en campo, se realizó en el área de la plantación, que ha sido sembrada en el mismo tiempo. Se colectaron 180 brotes del fuste, las dimensiones de las ramas fueron de 30 - 40 cm de largo y 0.2 a 1 cm de diámetro, podándose el exceso de hojas.

6.3.4. Preparación de las estacas

La preparación de las estacas se realizó en un lugar amplio, bajo sombra y cerca de la cámara de subirrigación. De cada brote se sacarán dos estacas (apical y media), hasta completar el experimento. Los dos tipos de estacas presentaran

12 - 20 cm de longitud, 0.2 - 1 cm de diámetro (Anexo 5). Los cortes de la longitud se hicieron justo arriba de los entrenudos, en el cual se realizó el biselado, con la finalidad de permitir la mayor absorción de hormona. Luego fueron puestas en bandejas codificadas con solución fúngica de 0.3 % (30 g Benomyl/10 L de agua) por un tiempo de 10 minutos, y finalmente colocados en una mesa para su oreo por un tiempo de 20 minutos, quedando listas para la aplicación hormonal. Las estacas pasarán por un control de calidad, eliminando las menos vigorosas, atacadas por insectos u hongos y las que presenten hojas marchitas. El corte de las estacas se realizó con tijeras de podar previamente desinfectadas.

6.3.5. Preparación y aplicación de hormona AIB

La preparación de las concentraciones o dosis hormonales se realizó en laboratorio, diluyendo la auxina en alcohol de 96°, por ejemplo: para preparar la solución de 5,000 ppm (0.5 %), se disolvió 0.5 g de AIB en polvo en 100 mL de alcohol; realizando la misma operación con las demás concentraciones de AIB. Luego se depositaron en envases de vidrios sellados con papel de aluminio. El método de aplicación fue por inmersión rápida, que consiste en introducir la base de la estaquilla de tres a cinco segundos en un vaso precipitado conteniendo un centímetro de volumen de ácido indol-3-butírico (AIB) (Figura 6). Luego requiere la evaporación del alcohol mediante corriente de aire por 30 a 40 segundos antes de introducir la estaquilla en el medio de enraizamiento, con la finalidad que el alcohol se volatilice y pueda impregnarse solo la hormona en la base de la estaquilla, para ello es necesario utilizar un ventilador.

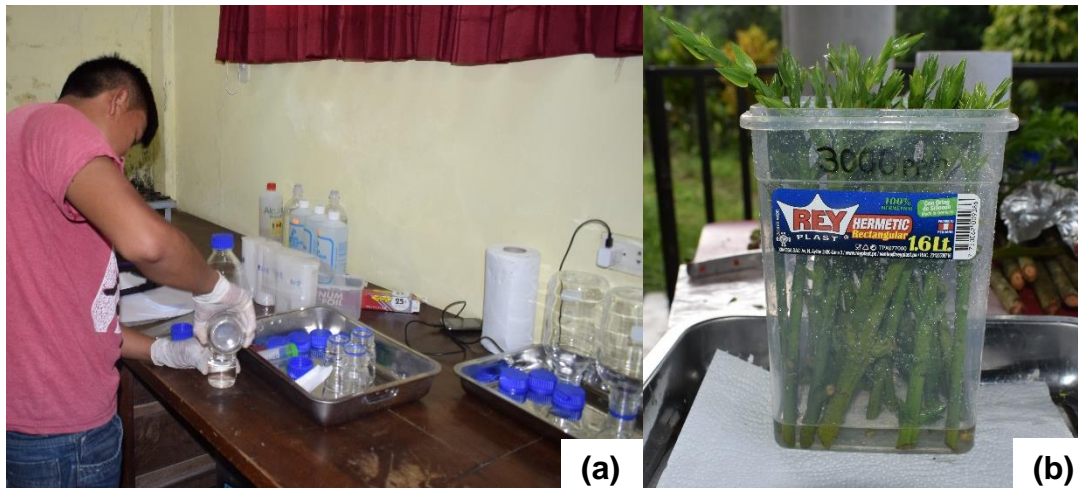


Figura 6. (a) Preparación de la hormona y (b) aplicación de la hormona por inmersión rápida.

6.3.6. Instalación de estacas dentro del propagador

La distribución de las estacas en la cámara se realizó según el croquis experimental propuesto (Anexo 3). La instalación se realizó, haciendo hoyos de 4 a 5 cm de profundidad y 9 x 11 cm de distanciamiento, colocando las estacas de forma vertical con una inclinación de 50°, presionando ligeramente con el mismo sustrato. Flores (2010), recomienda que es conveniente que el diámetro del hoyo sea un 50 % mayor que el de la estaquilla, esto permite un apropiado ingreso de la estaca al sustrato sin deteriorar la base de la estaquilla y proteger los trazos de hormona adherida a su base (Figura 7). Previamente a la instalación se colocó las paletas de codificación de los diferentes tratamientos con sus repeticiones.



Figura 7. Instalación de las estacas dentro de la cámara de subirrigación

6.3.7. Manejo de la cámara de subirrigación

Al finalizar el establecimiento de las estacas en la cámara, se instaló un termohigrómetro, con el fin de medir de las condiciones ambientales dentro y fuera de la cámara. Una vez cerrado el propagador se crea un ambiente interno de alta humedad que favorece al enraizamiento, se debe mantener bien cerrado la tapa para evitar la reducción de la humedad. La cámara siempre se mantuvo cerrada durante todo el proceso de enraizamiento, pero se monitoreó semanalmente para observar el comportamiento de las estacas, identificar y eliminar problemas patológicos; así mismo, observar el nivel del agua y el avance en el proceso de enraizamiento.

6.3.8. Monitoreo y control

El control meteorológico se realizó registrando la temperatura (°C) y humedad relativa (%) dentro y fuera de la cámara de subirrigación por 17 semanas, todos los días en tres horas (8:00 am, 12:00 m y 3:00 pm) con ayuda del

termohigrómetro (Anexo 6). Además, se monitoreó al proceso de enraizamiento a una estaca de cada unidad experimental a partir de la octava semana y de allí cada quincena, este dato se está tomando debido a la realización de un avance pre-experimental, que dio como resultado que a partir de la octava semana empieza recién a formar callos y luego raíces.

6.4. Población y muestra

La población está representada por las estacas de ulcumano de plantas de dos y ocho años. Mientras que las 320 estacas apicales y medias representan la muestra.

6.5. Indicadores evaluados

Como respuesta de la aplicación de tratamientos a la unidad de análisis (estacas) a las 17 semanas, se evaluó los siguientes indicadores (Anexo 7):

- **Porcentaje de supervivencia (%)**

Se contó el número de estacas que sobrevivirán al final de la investigación en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición.

- **Porcentaje de enraizamiento (%)**

Se realizó al final del experimento, contándose el número de estacas que lograron enraizar entre el total de estacas por tratamiento y repetición. considerándose raíz a partir de una longitud de 2 mm.

- **Porcentaje de encallamiento (%)**

Esta evaluación se realizó contándose el número de estacas con formación de callo (presencia de hinchamiento, cicatrices, agrietamientos, protuberancias en

la parte basal de la estaca) en base al total de unidad experimental por tratamiento y repetición. Se consideró un callo a partir de 1 mm de formación horizontal (Mesen, 1993 citado por Flores, 2010).

– **Porcentaje de brotación (%)**

Se realizó al final del experimento, se refiere a la proporción de estacas con brotes aéreos en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición. Se consideró como brote aquella formación foliosa que alcanzó 1 mm de longitud.

– **Número de raíces (N°)**

Se evaluó al final del experimento, contándose el número de raíces por estaca en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición.

– **Longitud de raíz**

Se evaluó al final del ensayo, midiendo con vernier milimetrado la longitud de las raíces, por cada uno de estacas que llegaron a enraizar en las 17 semanas.

– **Número de callos (N°)**

Se realizó al final del experimento, contándose el número de callos por estaca en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición.

– **Número de brotes (N°)**

Se contó el número de brotes por estaca en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición.

– **Longitud de brotes**

Esta evaluación se realizó midiendo con vernier milimetrado la longitud de los brotes por cada estaca que llegó a formar en base al total de unidades

experimentales por tratamiento y repetición. Se consideró como mínimo 1 mm de longitud.

6.6. Procedimiento experimental

6.6.1. Descripción del experimento

De acuerdo con los objetivos, se evaluó cuatro concentraciones de ácido indol-3-butírico (AIB) (0, 1,000, 3,000 y 5,000 ppm), la edad de las plantas madres (dos y ocho años) y dos tipos de estacas (apical y media) para las dos procedencias. Las estacas empleadas en los tratamientos presentaron una longitud de 12 - 20 cm, 0.2 – 1.0 cm de diámetro; cada tratamiento estuvo codificado y distribuido según el diseño del croquis (Anexo 3).

6.6.2. Descripción de factores y tratamientos

Factor planta madre: : P

Árboles de dos años : P₁

Árboles de ocho años : P₂

Factor tipo de estaca: : E

Estaca apical (EA) : E₁

Estaca media (EM) : E₂

Factor concentración (dosis) de hormonal AIB : C

Concentración de 0 ppm (Testigo) : C₀

Concentración de 1,000 ppm : C₁

Concentración de 3,000 ppm : C₂

Concentración de 5,000 ppm : C₃

Tabla 3

Tratamientos de investigación para la propagación vegetativa de R. rospigliosii

Tratamiento	Código	Planta madre	Tipo de estaca	Concentración de AIB (ppm)
T1	P ₁ E ₁ C ₀	Árb. de dos años	EA	0
T2	P ₁ E ₁ C ₁	Árb. de dos años	EA	1,000
T3	P ₁ E ₁ C ₂	Árb. de dos años	EA	3,000
T4	P ₁ E ₁ C ₃	Árb. de dos años	EA	5,000
T5	P ₁ E ₂ C ₀	Árb. de dos años	EM	0
T6	P ₁ E ₂ C ₁	Árb. de dos años	EM	1,000
T7	P ₁ E ₂ C ₂	Árb. de dos años	EM	3,000
T8	P ₁ E ₂ C ₃	Árb. de dos años	EM	5,000
T9	P ₂ E ₁ C ₀	Árb. de ocho años	EA	0
T10	P ₂ E ₁ C ₁	Árb. de ocho años	EA	1,000
T11	P ₂ E ₁ C ₂	Árb. de ocho años	EA	3,000
T12	P ₂ E ₁ C ₃	Árb. de ocho años	EA	5,000
T13	P ₂ E ₂ C ₀	Árb. de ocho años	EM	0
T14	P ₂ E ₂ C ₁	Árb. de ocho años	EM	1,000
T15	P ₂ E ₂ C ₂	Árb. de ocho años	EM	3,000
T16	P ₂ E ₂ C ₃	Árb. de ocho años	EM	5,000

Fuente: Elaboración propia

6.6.3. Diseño experimental

Se aplicó un diseño experimental con arreglo factorial completamente al azar 4 x 2 x 2, siendo el factor C cuatro concentraciones (dosis) de hormona AIB (0, 1,000, 3,000 y 5,000 ppm), factor P dos edades de plantas madres (dos y ocho años) y el factor E dos tipos de estaca (apical y media), con 16 tratamientos, cuatro repeticiones por tratamiento y cinco estacas por unidad experimental, sumando un total 320 estacas como muestra.

El modelo estadístico para el diseño será el siguiente:

$$Y_{ijkl} = \mu + P_j + E_k + C_l + P_jE_k + P_jC_l + E_kC_l + \epsilon_{ijkl}$$

Donde:

μ = promedio general

P_j = efecto del j-ésimo factor en estudio

E_k = efecto del k-ésimo factor en estudio

C_l = efecto del l-ésimo factor en estudio

P_jE_k = efecto de la interacción del factor S_xE

P_jC_l = efecto de la interacción del factor S_xC

E_kC_l = efecto de la interacción del factor E_xC

ϵ_{ijkl} = error experimental

6.6.4. Procesamiento y análisis de datos

Se realizó el análisis de varianza a los siguientes indicadores: porcentaje de supervivencia, enraizamiento, encallamiento, brotación; N° promedio de raíces, callos, brotes; longitud promedio de raíces y brotes aéreos. Seguidamente se realizó la prueba de comparación de media de Tukey ($p < 0.05$), con el fin de probar la existencia de diferencia significativa entre los tratamientos y determinar cuál de ellos fue el mejor frente al resto respectivamente. Los datos fueron almacenados en un libro de Microsoft Excel (2016) y se analizaron en el software InfoStat.

VII. RESULTADOS

Los resultados obtenidos en la propagación vegetativa del ulcumano se han analizado y organizado según los objetivos planteados en el estudio que se indican a continuación.

7.1. Eficiencia de los tratamientos

Para conocer el efecto de los tratamientos usados en la propagación vegetativa del ulcumano, se muestran los resultados obtenidos en este estudio.

7.1.1. Monitoreo de temperatura y humedad relativa

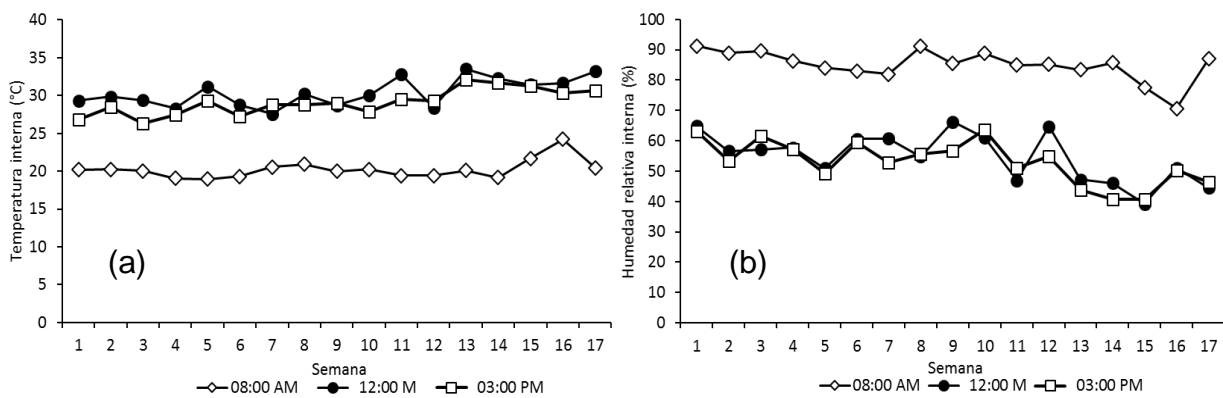


Figura 8. Evaluación de temperatura (a) y humedad relativa (b) dentro de la cámara de subirrigación por 17 semanas en tres horas del día

La temperatura dentro de la cámara se ha mantenido constante en las 17 semanas que duró el experimento como se observa en la Figura 1a. Siendo el promedio a las 8:00 am de 20.2 °C, 12:00 m de 30.4 °C y a las 3:00 pm de 29.1 °C dando como resultado final una variación entre 20.2 a 30.4 °C en el día. Una condición ambiental favorable para que las estacas logren enraizar en el propagador.

De acuerdo con la humedad relativa dentro de la cámara si presentó variación en el tiempo como se muestra en la Figura 1b. En la mañana, se manifestó en promedio con 85 %, mientras que a las 12:00 m y 3:00 pm si disminuyó a 54.7 y 53 % respectivamente, por lo que se puede señalar que la humedad relativa dentro de la cámara osciló entre los 53 y 85 % durante el día. La variación de esta condición ambiental ha sido causada por la mayor presencia de radiación solar, debido a que en este periodo de tiempo la presencia de lluvias disminuye, causando la disminución de humedad relativa del ambiente y por ende favoreciendo la deshidratación de las estacas y en especial las más herbáceas y suculentas.

7.1.2. Porcentaje de supervivencia

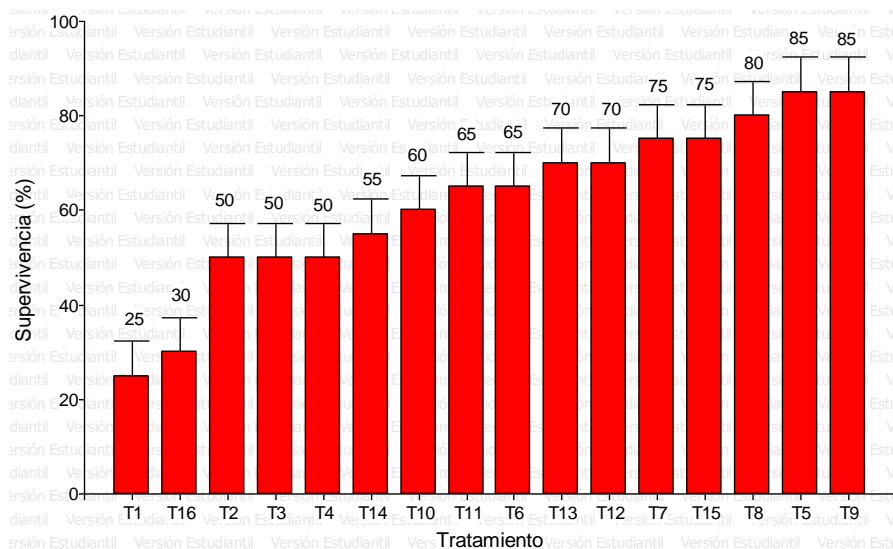


Figura 9. Porcentaje de supervivencia por tratamiento en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado.

En la Figura 9 se ilustran los resultados promedios de supervivencia de las estacas del ulcumano en cámaras de subirrigación, en donde se han considerado las estacas que llegaron a sobrevivir hasta finalizar el ensayo. El T5

y T9 fueron los que lograron el más alto porcentaje supervivencia (85 %); por otro lado, el T1 fue el más afectado en donde tan solo el 25 % sobrevivieron, posiblemente a que este tratamiento estuvo compuesto por estacas apicales y de origen de árboles de dos años, de igual forma se comportaron los tratamientos T2, T3 y T4 que estuvieron conformados por los mismo factores y se logró el 50 % de supervivencia; estas estacas fueron muy herbáceas, con menos reserva de nutrientes y por ende más susceptibles a la deshidratación y ataque de hongos por el tiempo que toman en enraizar.

Los resultados de análisis de varianza se presenta en la Tabla 4, en la que se muestra que los tratamientos usados influyeron significativamente ($p < 0.05$) en la supervivencia de las estacas y según la prueba de comparación de medias de Tukey se encontró diferencia estadística significativa ($p < 0.05$) entre los tratamientos, siendo T5 y T9 los que han presentado el más alto porcentaje de supervivencia (85 %) seguido por T7, T8 y T15 pero que no se diferenciaron entre ellos (Tabla 5 y Figura 9).

7.1.3. Porcentaje de enraizamiento

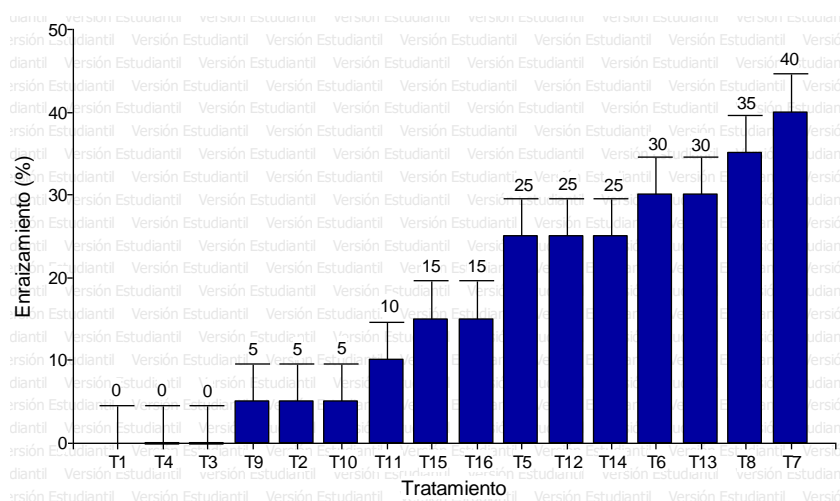


Figura 10. Porcentaje de enraizamiento por tratamiento en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado.

El enraizamiento siempre se ha considerado el principal indicador de éxito y eficiencia en la propagación asexual de especies forestales. En la Figura 10, se presentan los resultados promedios de enraizamiento por tratamiento. Donde se destaca T7 con 40 % seguido por T8 con 35 %, estos dos tratamientos estuvieron conformado por estacas de tipo medio y procedentes de árboles madres de dos años, pero con diferentes concentraciones de AIB. En cambio, T1, T4 y T3 fueron los tratamientos que no lograron llegar a formar raíces al finalizar el experimento, ellos estuvieron conformados por estacas del tipo apical y de árboles de dos años.

En la Tabla 4 se presentan los resultados del análisis de varianza, donde se muestra que los tratamientos usados tienen un efecto significativo ($p < 0.05$) y según la prueba de comparación de medias de Tukey (Tabla 5), también se probó que las medias son diferentes entre los tratamientos, sobresaliendo T7 por ser el más eficiente (40 %) (Figura 10) seguido por T8, pero que entre ellos no se diferenciaron estadísticamente.

7.1.4. Porcentaje de encaillamiento

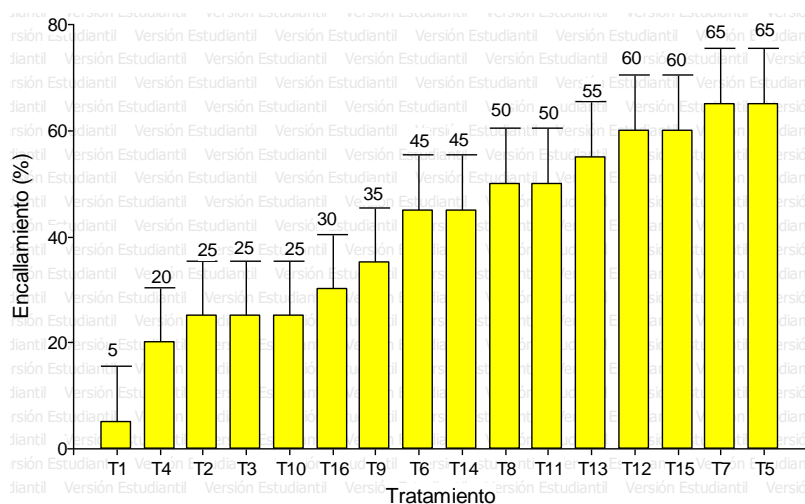


Figura 11. Porcentaje de encaillamiento por tratamiento en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado.

La formación de callos se inicia a partir de los 60 días (ocho semanas) de instalado con presencia de protuberancias en las bases de las estacas. Los resultados promedios del porcentaje de encallamiento se muestran en la Figura 11, donde T5 y T7 lograron el mayor porcentaje de callos (65 %) seguido por T12 y T15 con 60 %. Sin embargo, T1 tan solo logró el 5 % al finalizar el ensayo, este resultado se debe posiblemente al tipo materia usado.

El análisis de varianza se presenta en la Tabla 4, indica que los tratamientos también influyeron significativamente ($p < 0.05$) en el porcentaje de encallamiento. En la Figura 11 se grafican los resultados y según la prueba de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$) presentan diferencia significativa, siendo T7 y T5 los que obtuvieron la más alta formación de callos (65 %), seguido por T12 y T15 con 60 %, pero que entre los cuatro tratamientos no se diferenciaron estadísticamente (Tabla 5).

7.1.5. Porcentaje de brotación

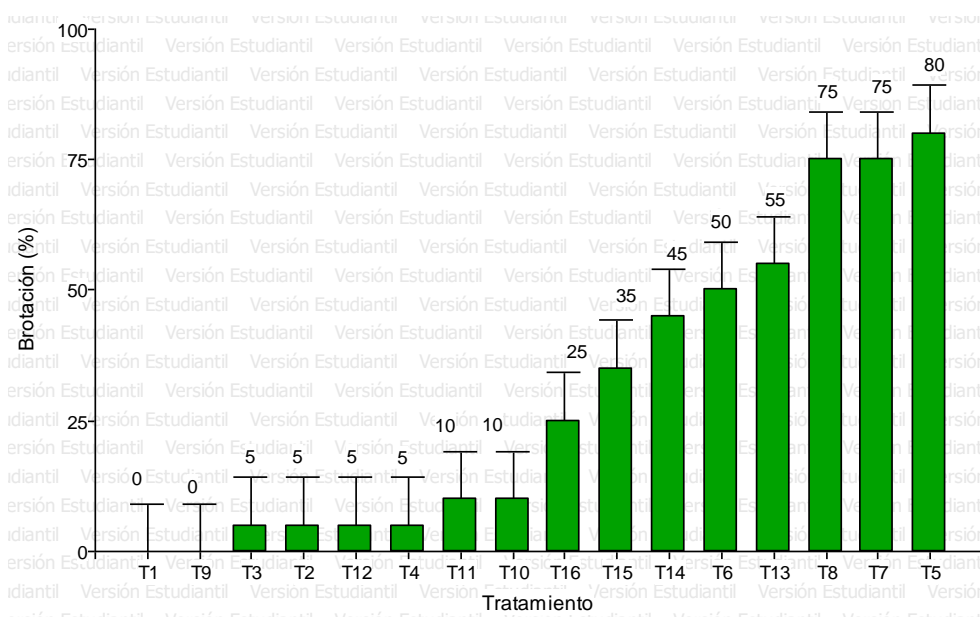


Figura 12. Porcentaje de brotación por tratamiento en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado.

Los brotes aéreos en las estacas del ulcumano se empiezan a observar a partir de la cuarta semana de instalado en cámaras de subirrigación. En la Figura 12, se muestran los resultados promedios del porcentaje de brotación por tratamiento, el T5 fue el que logró la mayor brotación (80 %) seguido por T7 y T8 con 75 %, estos tres tratamientos estuvieron conformados por estacas de tipo medio. Por el otro lado, T1 y T9 no lograron presentar brotes, asimismo T2, T3 y T4 solo llegaron al 5 %; los cinco tratamientos estuvieron conformado por estacas apicales y de árboles de dos años, dando a conocer la importancia que cumplen estos factores en la propagación vegetativa del ulcumano que más adelante se analiza para cada uno en ellos.

De acuerdo con el análisis de varianza (Tabla 4), mostró que los tratamientos usados generaron efecto significativo ($p < 0.05$) en las estacas de ulcumano, es decir, la combinación de los diferentes factores que se muestran en la Tabla 3 generaron que el porcentaje de brotación varíen entre ellos. Según la prueba de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$), el porcentaje de brotes en los tratamientos indican diferencia significativa, donde T5 respondió mejor seguido por T7 y T8 pero que no se diferenciaron estadísticamente entre ellos (Figura 12, Tabla 5).

7.1.6. Número de raíces por estaca

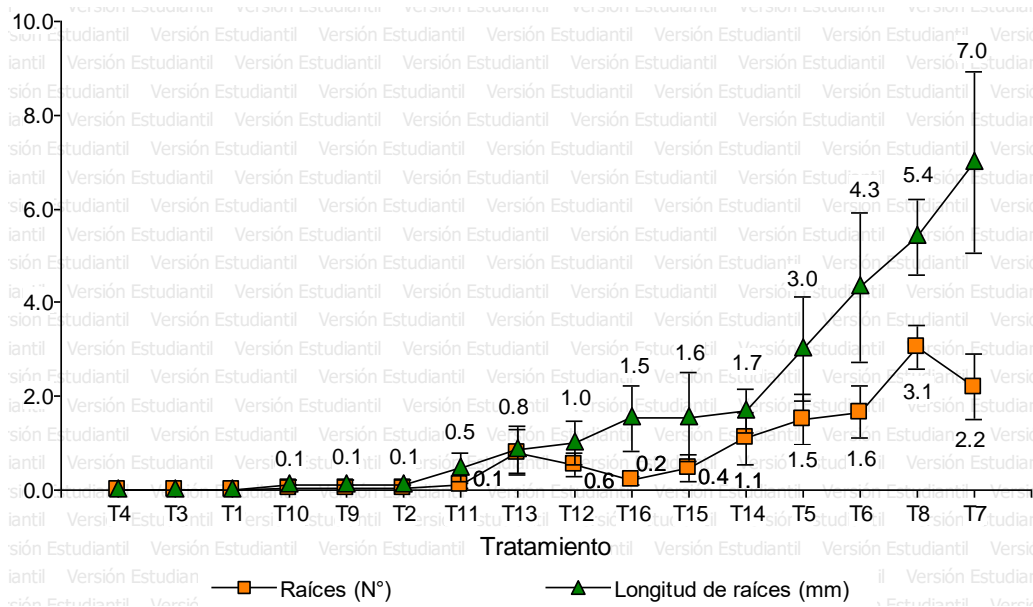


Figura 13. Número y longitud (mm) de raíces promedio por estaca con respecto al tratamiento en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado en cámaras de subirrigación.

En la Figura 13, se aprecian el resultados promedios de raíces por tratamiento, destacando T8 con 3.1 seguido por T7 y T6 con 2.2 y 1.6 respectivamente; estos tratamientos estuvieron conformados por estacas de tipo medio y de origen de árboles madre de 2 años, pero con diferentes concentraciones de AIB. En cambio T1, T3, T4 hasta las 17 semanas que duró el experimento no lograron formar raíces.

De acuerdo con análisis de varianza (Tabla 4) para el número de raíces adventicias por estaca dio como resultado que los tratamientos usados afectaron de manera significativa ($p < 0.05$), es decir, la cantidad de raíces por estaca fue diferente en los tratamientos por las combinaciones realizadas por los factores. En la Tabla 5 se presentan los resultados de la prueba de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$), donde detalla que los tratamientos presentaron diferencia estadística significativa y se confirma que el tratamiento con mayor

número de raíces adventicias fue el T8 seguido por T7, T6 y T5; pero entre los cuatro no se diferenciaron estadísticamente, es decir, para este indicador se puede usar cualquiera de los cuatro.

7.1.7. Longitud de raíz por estaca

Con respecto a la longitud de raíces, se grafican en la Figura 13, en el cual destaca el T7 que llegó hasta 7 mm, seguido por T8 y T6 con 5.4 y 4.3 mm promedio por estaca. En la Figura 13 se observa claramente como es la tendencia del aumento tanto de la longitud como del número de raíces adventicias por los tratamientos usados, en la cual se puede afirmar que el T7 y T8 fueron los mejores, pero T7 es el más eficiente ya que se usó una menor cantidad de hormona (3,000 ppm de AIB). Sin embargo, T1, T3 y T4 fueron los menos eficientes por no lograr enraizar estacas.

Con respecto a los resultados del análisis de varianza (Tabla 4) para las longitudes de las raíces adventicias se indica que los tratamientos también han generado efecto significativo ($p < 0.05$) y de acuerdo con la prueba de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$), los tratamientos presentaron diferencia significativa y la mayor longitud se encontró en el T7 seguido por T8 y T6 pero que entre ellos no se diferenciaron estadísticamente (Tabla 5).

7.1.8. Número de callos por estaca

La formación de callos en las estacas de ulcumano ha sido similar en los tratamientos, pero en el T12 se logró hasta 2.8 callos vivos por estaca, mientras que en T1, tan solo llegó a 0.1 callos (Tabla 5). Además, cuando se realizó el análisis de varianza no se encontró efecto significativo ($p < 0.05$) para los

tratamientos (Tabla 4), es decir, las estacas han respondido igual a este indicador cuando se han combinado los tres factores.

7.1.9. Número y longitud de brotes por estaca

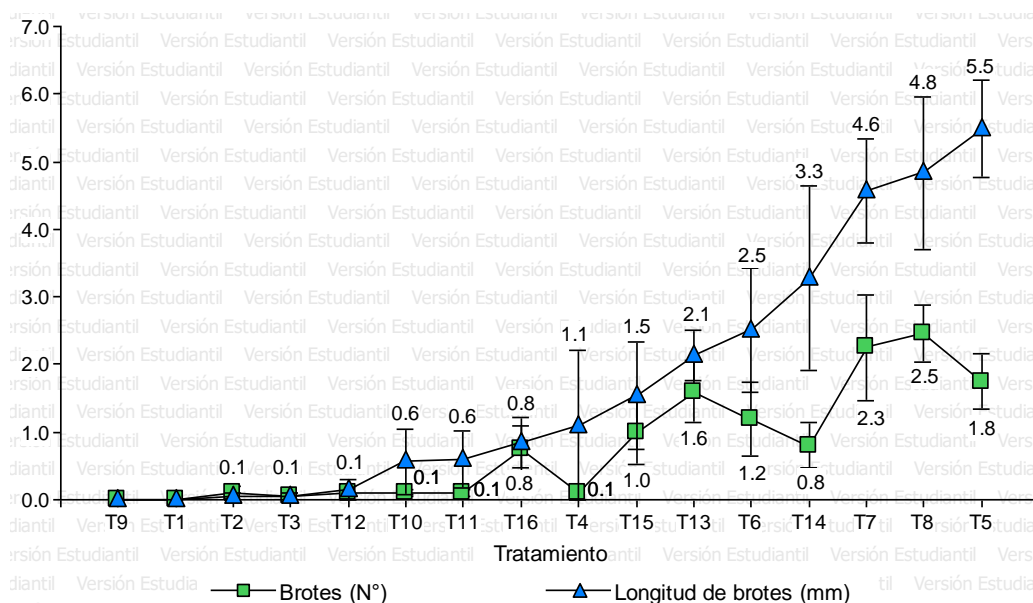


Figura 14. Número y longitud (mm) de brotes promedio por estaca con respecto al tratamiento en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado en cámaras de subirrigación.

Con respecto a los resultados obtenidos, En la Figura 14, se visualiza que el mayor número de brotes por estaca se consiguió en el T8 (2.5) seguido por T7 y T5 con 2.2 y 1.8 respectivamente, mientras que la longitud del brote mayor se encontró en T5 (5.5 mm) seguido por T8 y T7 con 4.8 y 4.6 mm, y si observamos la Figura 14, se nota claro que nuevamente los mejores tratamientos son T7 y T8 y si tenemos en cuenta los resultado de número y longitud de raíces, el T7 sigue siendo el más eficiente para estos cuatro indicadores evaluados. En cambio, T1, T2, T3, T9 y T12 fueron los que presentaron mínima presencia de brotes.

En la Tabla 4 se aprecian el análisis de varianza, en donde se muestra que los tratamientos generaron efecto significativo ($p < 0.05$) tanto para el número como la longitud de los brotes. Según la prueba de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$), se confirma que los tratamientos presentaron diferencia significativa para el número y longitud de los brotes (Tabla 5). Destacando y ratificándose que el mejor tratamiento fue el T7.

7.1.10. Análisis estadístico

Luego de 17 de semanas de instalado las estacas, se realizó el análisis de varianza para conocer la influencia de los tratamientos en la propagación vegetativa del ulcumano (*R. rospigliosii*) en cámara de subirrigación (Tabla 4) y luego se hicieron las pruebas de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$) para ver cuál era el más eficiente (Tabla 5), con respecto a estos resultados ya se presentaron anteriormente para cada indicador evaluado.

Tabla 4

Análisis de varianza para los tratamientos en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado en cámaras de subirrigación

Indicador	P-valor
Supervivencia (%)	<0.0001*
Enraizamiento (%)	<0.0001*
Encallamiento (%)	0.0019 *
Brotación (%)	<0.0001*
Raíces (N°)	<0.0001*
Longitud de raíces (mm)	<0.0001*
Callos (N°)	0.1422
Brotes (N°)	<0.0001*
Longitud de brotes (mm)	<0.0001*

*Presentan diferencia significativa ($p < 0.05$)

Tabla 5

Prueba de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$) para los tratamientos en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado en cámaras de subirrigación

Trat.	S	E	C	B	Raíces		Callos	Brotos	
	%	%	%	%	N°	mm	N°	N°	mm
T1	25 a	0 a	5 a	0 a	0.0 a	0.0 a	0.1 a	0.0 a	0.0 a
T2	50 abc	5 ab	25 ab	5 ab	0.1 a	0.1 a	0.7 a	0.1 a	0.1 a
T3	50 abc	0 a	25 ab	5 ab	0.0 a	0.0 a	0.6 a	0.1 a	0.1 a
T4	50 abc	0 a	20 ab	5 ab	0.0 a	0.0 a	0.6 a	0.1 a	1.1 ab
T5	85 c	25 bcde	65 b	80 d	1.5 abc	3.5 abcd	1.9 a	1.8 ab	5.5 d
T6	65 bc	30 cde	45 ab	50 bcd	1.7 abc	4.3 bcd	1.2 a	1.2 ab	2.5 abcd
T7	75 c	40 e	65 b	75 d	2.2 bc	7.0 d	1.4 a	2.3 b	4.6 bcd
T8	80 c	35 de	50 ab	75 d	3.1 c	5.4 cd	1.2 a	2.5 b	4.8 cd
T9	85 c	5 ab	35 ab	0 a	0.1 a	0.1 a	1.5 a	0.0 a	0.0 a
T10	60 abc	5 ab	25 ab	10 abc	0.1 a	0.1 a	0.7 a	0.1 a	0.6 a
T11	65 bc	10 abc	50 ab	10 abc	0.1 a	0.5 ab	1.4 a	0.1 a	0.6 a
T12	70 c	25 bcde	60 b	5 ab	0.6 ab	1.0 ab	2.8 a	0.1 a	0.2 a
T13	70 c	30 cde	55 ab	55 cd	0.8 ab	0.9 ab	2.2 a	1.6 ab	2.1 abcd
T14	55 abc	25 bcde	45 ab	45 abcd	1.1 ab	1.7 abc	1.5 a	0.8 ab	3.3 abcd
T15	75 c	15 abcd	60 b	35 abcd	0.5 ab	1.6 abc	2.2 a	1.0 ab	1.5 abc
T16	30 ab	15 abcd	30 ab	25 abc	0.2 a	1.5 abc	1.3 a	0.8 ab	0.8 a
Promedio general	61.9	16.6	41.3	30.0	0.7	1.7	1.3	0.8	1.7

S: Supervivencia, **E:** enraizamiento, **C:** Encallamiento, **B:** Brotación
 Letras diferentes representan diferencia significativa ($p < 0.05$)

7.2. Efecto de las concentraciones de AIB

A continuación, se presentan los resultados del efecto de las concentraciones de AIB en la propagación vegetativa del ulcumano.

7.2.1. Porcentaje de supervivencia

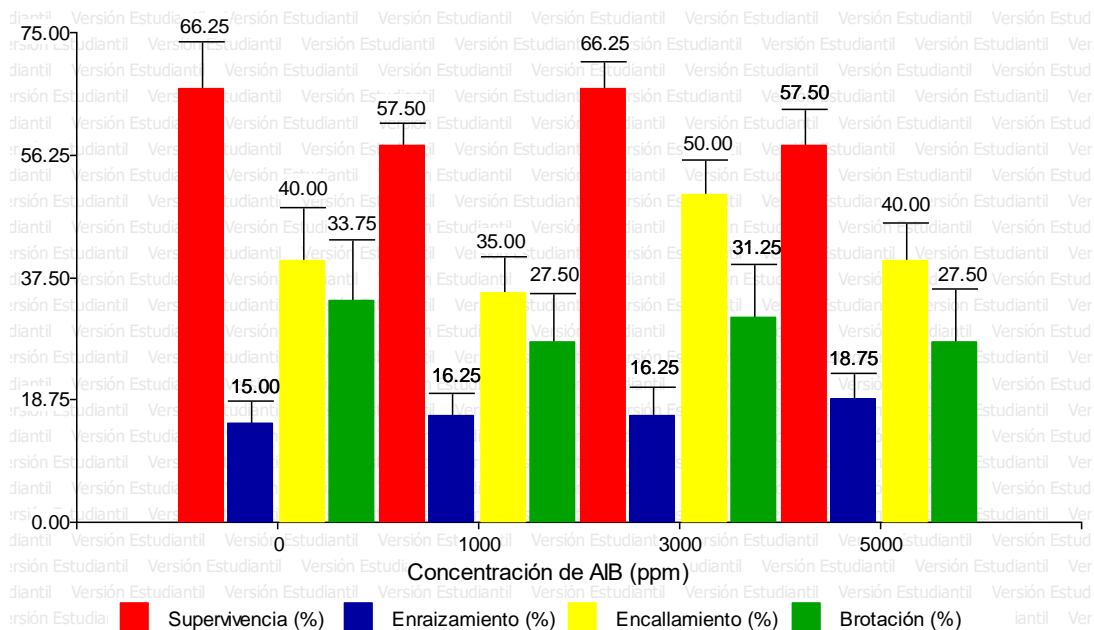


Figura 15. Porcentaje de supervivencia, enraizamiento, encallamiento y brotación con respecto a las concentraciones de AIB, después de 17 semanas de instalado. No presentaron diferencia significativa las medias ($p > 0.05$).

Las estacas que llegaron a sobrevivir tratadas con concentración de AIB al finalizar el experimento se presentan en la Figura 15. Las estacas sin aplicar hormona y con 3,000 de AIB lograron hasta 66.25 % de supervivencia, mientras que a las que se les aplicó 1,000 y 5,000 sobrevivieron el 57.5 %.

El análisis de varianza para el porcentaje de supervivencia en estacas de ulcumano indica que el factor concentración de AIB (C) no presenta influencia significativa (Tabla 6); es decir, que las estacas se han comportado igual para las diferentes concentraciones de AIB (Tabla 7) aunque a 0 y 3,000 ppm de AIB

se logró lo mejores resultados. También demuestra que la hormona no ha generado un efecto tóxico a su mayor concentración.

7.2.2. Porcentaje de enraizamiento

En la Figura 15 se grafica los resultados promedios del enraizamiento de las estacas. Lográndose el 18.75 % a 5,000 ppm de AIB, seguido por 1,000 y 3,000 con 16.25 % y el mínimo se presentó en el testigo con tan solo el 15 %, evidenciando un ligero aumento a medida que la concentración es mayor.

El enraizamiento de estacas del ulcumano después de 17 semanas no se vieron afectadas significativamente ($p < 0.05$) por ninguna de las concentraciones de AIB aplicadas (Tabla 6) y por ende no se lograron diferenciar estadísticamente (Tabla 7); es decir, las estacas se han comportado similar al enraizamiento con o sin hormona externa. Resultado que facilita la propagación vegetativa, ya que se puede enraizar esta especie sin la dependencia del uso externo de esta auxina. Cuando se ha analizado este factor solo, no se ha manifestado o ha generado algún efecto en la propagación vegetativa del ulcumano, en otras palabras, las concentraciones de AIB usadas en este experimento no han generado cambios significativos y que las cantidades de auxinas propias de las estacas han permitido que lleguen a enraizar.

7.2.3. Porcentaje de encallamiento

De acuerdo con los resultados promedios del porcentaje de encallamiento por concentración de AIB se muestran en la Figura 15, lográndose la mayor formación de callos a 3,000 ppm de AIB (50 %), mientras tanto a 1,000 solo llegó al 35 %. Pero según el análisis de varianza (Tabla 6), el factor concentración de

AIB no afectó significativamente ($p < 0.05$) y por lo tanto no se lograron diferenciar estadísticamente ($p < 0.05$) según la prueba de comparación de medias de Tukey (Tabla 7); en otras palabras, la formación de callos fue semejante para las diferentes concentraciones de AIB usadas.

7.2.4. Porcentaje de brotación

Los resultados promedios del porcentaje de brotación foliar se ilustran en la Figura 15, en el cual se observa que el máximo brotamiento se logró sin aplicar hormona (33.75 %); sin embargo, a 1,000 y 5,000 ppm solamente llegaron al 27.5 %, es decir, hay una ligera disminución de la formación de brotes cuando se aplicó la auxina externa. Pero al realizar el análisis de varianza (Tabla 6) respecto a la influencia de las concentraciones de AIB, no se encontró efecto significativo ($p < 0.05$), en decir, que las estacas han respondido igual a la formación de brotes con o sin aplicación de AIB.

7.2.5. Número de raíces por estaca

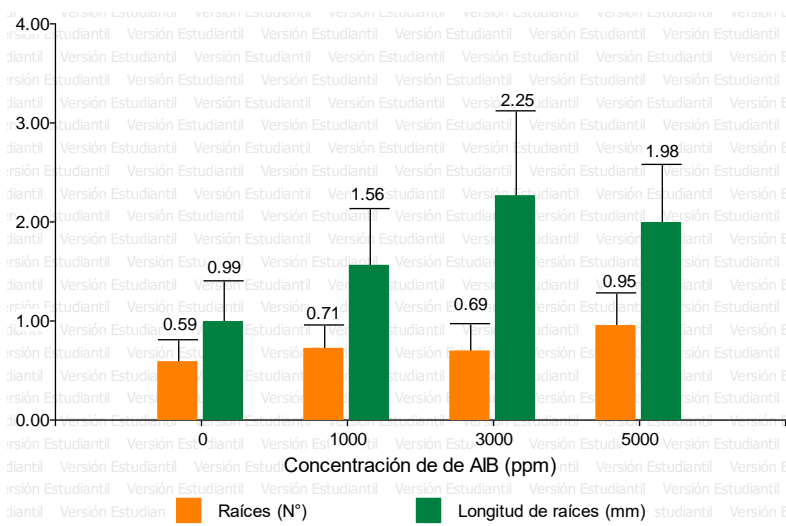


Figura 16. Número y longitud (mm) de raíces promedio por estaca con respecto a las concentraciones de AIB, después de 17 semanas de instalado. No presentaron diferencia significativa las medias ($p > 0.05$).

Al finalizar el experimento, se contó el número de raíces por estaca y en la Figura 16 se aprecian los resultados promedios por concentración de AIB. El máximo número raíces se presentó en 5,000 ppm con 0.95 y la mínima en el testigo con 0.59. En la Tabla 6 se presentan los resultados del análisis de varianza, en la cual tampoco se ha encontrado efectos significativos ($p < 0.05$) de las concentraciones de AIB usadas en la propagación vegetativa, por tanto, tampoco se ha encontrado diferencia estadística entre las medias del número de raíces por estaca (Tabla 7).

7.2.6. Longitud de raíz por estaca

En la Figura 16, se grafican la longitud promedio de las raíces por estaca en diferentes concentraciones de AIB. De acuerdo con este factor, la mayor longitud se logró en la concentración de 3,000 ppm (2.25 mm), seguido por 5,000 (1.98 mm) y la mínima se manifestó en el testigo (0 ppm) con 0.99 mm.

En el análisis de varianza que se muestra en la Tabla 6, se observa que la longitud de las raíces no está influenciada significativamente ($p < 0.05$) por las concentraciones de AIB y que tampoco se diferenciaron estadísticamente (Tabla 7). Pero si observamos la figura, se nota claramente como es el aumento de la longitud de la raíz de 0 a 3,000 ppm de AIB y que luego a los 5,000 disminuye, demostrando que la mejor concentración fue 3,000 ppm.

7.2.7. Número de callos por estaca

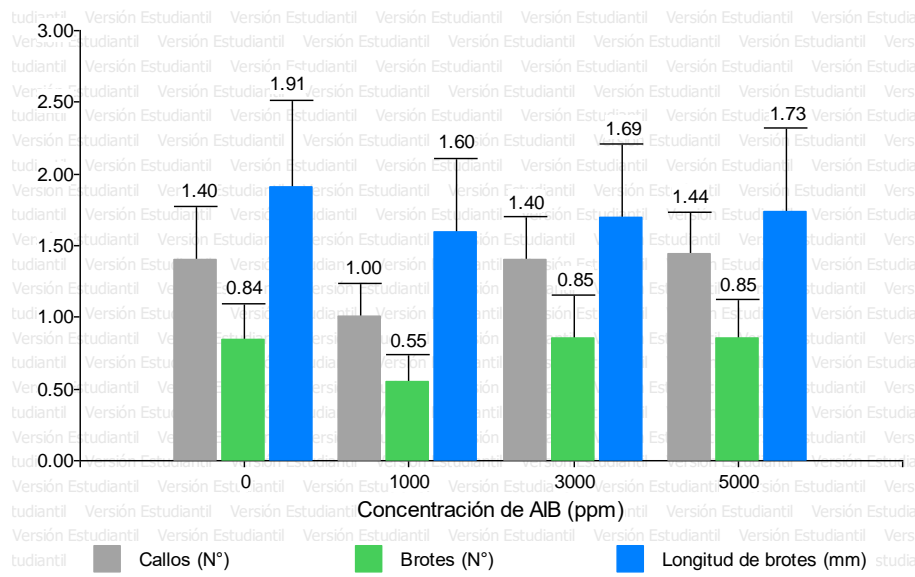


Figura 17. Número de callos, número y longitud (mm) de brotes promedio por estaca con respecto a las concentraciones de AIB, después de 17 semanas de instalado. No presentaron diferencia significativa las medias ($p > 0.05$).

Como se puede apreciar en la Figura 17, el mayor número de callos por estaca se presentó en la concentración de 5,000 ppm y seguido por 0 y 3,000 con una mínima diferencia numérica; por el otro lado, la concentración de 1,000 ppm fue la menos favorecida. Pero al realizar el análisis de varianza se muestra que la auxina no influyó significativamente ($p < 0.05$) en este indicador (Tabla 6), es decir, las estacas responden igual a la formación de callos y que tampoco se ha visto un efecto tóxico en la disminución del número de callos.

7.2.8. Número y longitud de brotes por estaca

Con respecto al número y longitud de brote por estaca según las concentraciones de AIB, se pueden apreciar en la Figura 17. En el cual, se observa que en el testigo ha sido mejor en longitud (1.91 mm), mientras tanto a 1,000 ppm se obtuvo el mínimo número y longitud de brotes con 0.55 y 1.6 mm

respectivamente. De acuerdo con el análisis de varianza (Tabla 6), las concentraciones de AIB no influyeron estadísticamente ($p < 0.05$) en el número y longitud promedio de los brotes en las estacas del ulcumano, es decir, no lograron diferenciarse y por lo tanto se han comportado igual ante ese factor.

7.3. Efecto de la planta madre

A continuación se presentan los resultados del efecto de la edad de la planta madre en la propagación vegetativa del ulcumano.

7.3.1. Porcentaje de supervivencia

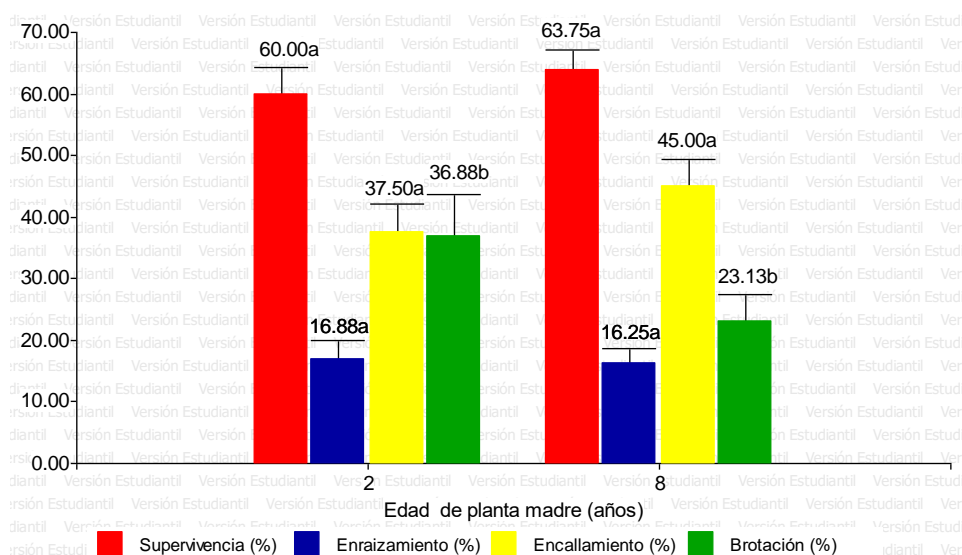


Figura 18. Porcentaje de supervivencia, enraizamiento, encallamiento y brotación con respecto a la edad de las plantas madres, después de 17 semanas de instalado. Medias con letras diferentes fueron significativamente diferentes ($p < 0.05$).

En la Figura 18, se cuantifica porcentualmente la supervivencia de las estacas según la edad de la planta madre, se puede observar que en árboles de ocho años se logró hasta el 63.75 % mientras tanto en árboles de dos años fue de 60 %. El análisis de varianza (Tabla 6) indica que el factor planta madre (P) no

presenta influencia significativa ($p < 0.05$), es decir, este factor cuando se analizó solo no generó cambios notorios en la supervivencia (Tablas 7).

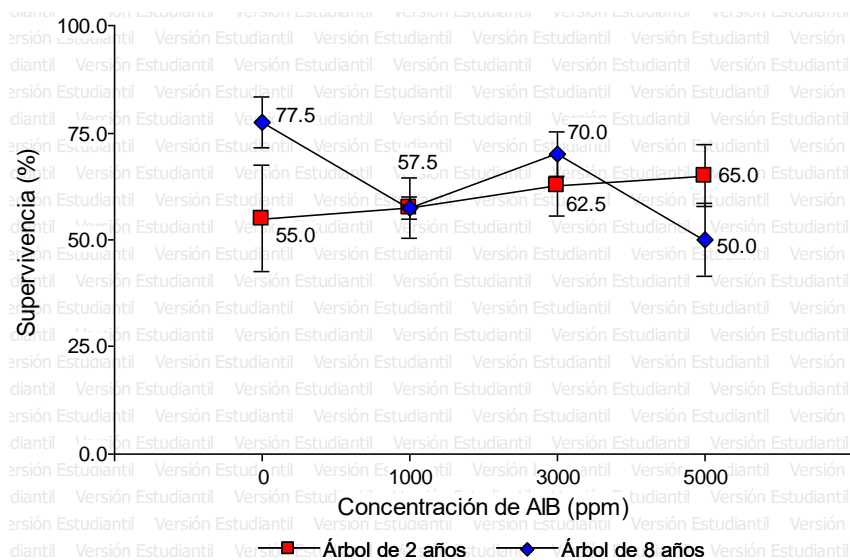


Figura 19. Efecto de la interacción de la edad de la planta madre y las concentraciones de AIB en el porcentaje de supervivencia de estacas de ulcumano, después de 17 semanas de instalado.

En la Figura 19, se presentan los resultados de la interacción entre el factor edad de planta madre y concentración de hormona. Donde se muestra que la mayor supervivencia se logró en estacas procedentes de árboles de ocho años a las que no se les aplicó auxina (77.5 %) y la mínima en 5,000 ppm con 50 %; por otro lado, en la misma la figura se muestra que en estacas procedentes de árboles de dos años hay un ligero aumento de supervivencia a medida que la concentración es mayor. De acuerdo con el análisis de varianza (Tabla 6), se encontró que la interacción de estos dos factores, han influido significativamente ($p < 0.05$) en la supervivencia; es decir, al combinar estos factores recién generaron cambios significativos. Conforme a la prueba de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$), existe diferencia significativa para las interacciones, donde se confirma que las estacas de árboles progenitores de dos años y sin uso de hormona fue el mejor en la supervivencia.

7.3.2. Porcentaje de enraizamiento

Como se puede apreciar en la Figura 18, el porcentaje de enraizamientos fue similar en las dos edades de los árboles progenitores (16.88 y 16.25 %). De acuerdo con el análisis de varianza, la edad de la planta madre no influyó estadísticamente ($p < 0.05$) y tampoco para la interacción con el factor concentración de AIB, esto significa que el porcentaje se ha comportado igual estadísticamente tanto para el factor edad de planta madre y la interacción de con las dosis de hormona (Tabla 8).

7.3.3. Porcentaje de encallamiento

Con respecto al porcentaje de encallamiento en las estacas del ulcumano, se ilustra en la Figura 18, donde los árboles de ocho años respondieron mejor con 45 % y en árboles de dos años se logró el 36.88 % a las 17 semanas de instalado. Pero según el análisis de varianza, este factor no influyó de manera significativa ($p < 0.05$) (Tabla 6); y según la prueba de comparación de medias no se logró diferenciar estadísticamente (Tabla 7), es decir, la presencia de callos fue igual en las dos edad de árboles. La presencia de callos en las estacas es un proceso previo a la formación de raíces y que están relacionados, conforme con los resultados, este porcentaje en un periodo más de tiempo se hubieran convertido en raíces, logrando aumentar el enraizamiento, pero hay que tener en cuenta que, a mayor tiempo, también se puede aumentar la mortandad de las estacas.

7.3.4. Porcentaje de brotación

La formación de brotes se empezó a observar a partir de la cuarta semana en los árboles de ocho años, mientras que la de dos años empezó a partir de la

sexta semana. Sin embargo, en la Figura 15, se puede observar que la presencia de brotes en estacas de árboles de dos años (36.88 %) fue mayor a la de ocho años (23.13 %), es decir, la presencia temprana de brotes no garantiza que sea la mayor al finalizar el experimento, este resultado posiblemente se debe a las características internas de las estacas, según las reservas de carbohidrato, procesos fisiológicos o químicos que hayan generado estos resultados.

El análisis de varianza (Tabla 6) realizada para el porcentaje de brotes mostró que la edad de la planta madre es un factor que influye de manera significativa ($p < 0.05$) en las estacas de ulcumano y según la prueba de comparación de medias, el porcentaje de brotación en las dos edades se diferenciaron significativamente ($p < 0.05$), donde el mayor éxito de formación de brotes se logró en árboles madres de dos años.

7.3.5. Número de raíces por estaca

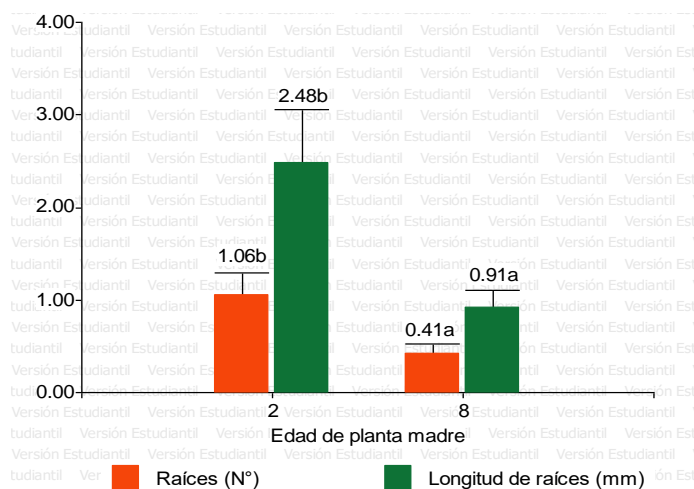


Figura 20. Número y longitud (mm) de raíces promedio por estaca con respecto a la edad de la planta madre, después de 17 semanas de instalado. Medias con letras diferentes fueron significativamente diferentes ($p < 0.05$).

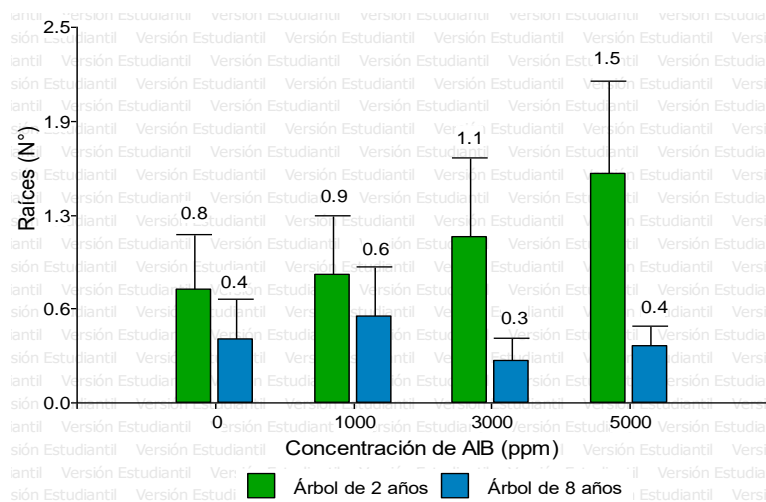


Figura 21. Efecto de la interacción de la edad de la planta madre y la concentración de AIB en el número de raíces promedio por estaca.

En la Figura 20, cuando se analizó el factor edad de planta madre solo, el árbol de dos años logró hasta 1.06 raíces por estaca, mientras que en los árboles de ocho años tan solo llegó a 0.41; mostrando la importancia que cumple este factor ante la propagación vegetativa del ulcumano. Así también se confirma en la Figura 21 y Tabla 8, donde se muestra la interacción entre la edad de la planta madre y la concentración de AIB, en el cual se observa claramente que las estacas procedentes de árboles de dos años han sido superiores a las de árboles de ocho años. Además, se nota efecto positivo a medida que se aumenta la concentración de AIB en las estacas de árboles de dos años, lográndose hasta 1.5 raíces en 5,000 ppm, en cambio en árboles de ocho años, no se observa cambios significativos. En la Tabla 6 se muestra los resultados del análisis de varianza, la cual confirma que la edad de la planta madre influye significativamente ($p < 0.05$) en el número de raíces por estaca. De acuerdo con la prueba de comparación de medias existe diferencia significativa ($p < 0.05$), en donde las estacas de árboles de dos años presentaron los mejores resultados a este indicador (Tabla 7).

7.3.6. Longitud de raíz por estaca

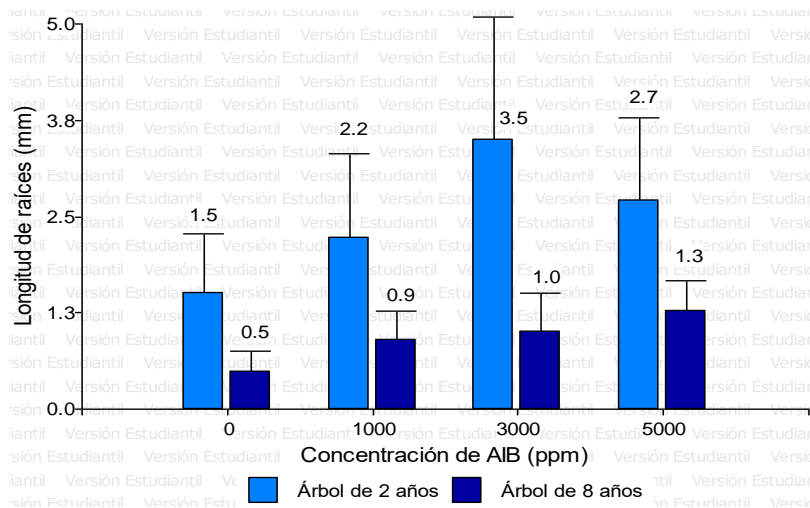


Figura 22. Efecto de la interacción de la edad de la planta madre y la concentración de AIB en la longitud (mm) de raíces promedio por estaca.

Como se puede apreciar en la Figura 20, la mayor longitud de raíz se logró en árboles de dos años con 2.48 mm en promedio, en cambio en árboles de ocho años solo se logró 0.91 mm cuando se analizó solo el factor planta madre. Asimismo, en la Figura 22, nuevamente se muestra la tendencia de la importancia que cumple la edad del árbol donante en la propagación vegetativa, destacando los árboles de dos años y además se observa la tendencia del aumento de la longitud de la raíz a medida que la concentración de AIB es mayor, manifestando la importancia que cumple el uso externo de auxinas, aunque cuando se analizó solo, no había generado efecto significativo.

Con respecto al análisis de varianza que se muestra en la Tabla 6, la longitud de las raíces de las estacas, se vieron influenciadas estadísticamente ($p < 0.05$) por la edad de la planta madre. Del mismo modo, se confirma que la longitud promedio de las raíces de las estacas de origen de árboles de dos años fue mayor a las de ocho años, según la prueba de comparación de medias ($p < 0.05$) (Tabla 7).

7.3.7. Número de callos por estaca

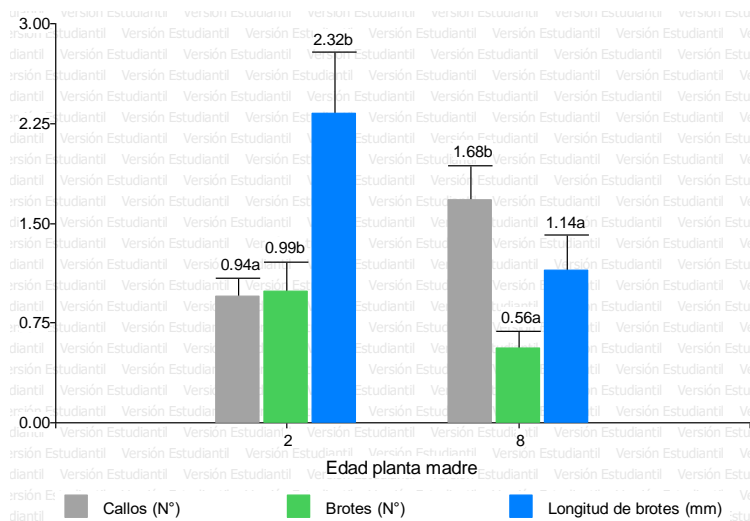


Figura 23. Número de callos, número y longitud (mm) de brotes promedio por estaca con respecto a la edad de la planta madre, después de 17 semanas de instalado. Medias con letras diferentes fueron significativamente diferentes ($p < 0.05$).

En cuanto al número de callos por estaca según la edad de la planta madre, en la Figura 23, se puede observar que la cantidad de callos por estaca fue casi el doble en árboles de ocho (1.68) a comparación en la de dos años (0.94). El análisis de varianza muestra que la edad de la planta madre han causado efecto significativo ($p < 0.05$), en la formación de callos (Tabla 6). Según la prueba de comparación de medias ($p < 0.05$), se confirma que el mayor número de callos por estaca se presentó en árboles de ocho años (Figura 17). Resultado inversamente proporcional al obtenido en la Figura 20, del número raíces, dejando en evidencia que alguna característica interna de la estaca ha permitido que en los árboles mayores formen más callos, pero con el tiempo que duró el ensayo, no se han transformase en raíces. Tal vez se debe que, en árboles mayores, el crecimiento de las raíces o diferenciación de estas dos etapas es más lento que en juveniles.

7.3.8. Número y longitud de brotes por estaca

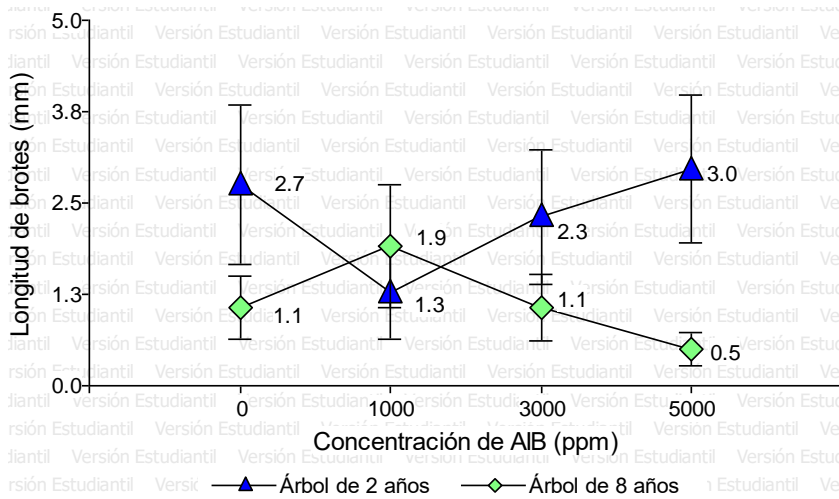


Figura 24. Efecto de la interacción de la edad de la planta madre y las concentraciones de AIB en la longitud (mm) de brotes promedio por estaca.

En la Figura 23, se puede observar que tanto para la longitud (2.32 mm) como el número de brotes (0.99) fue superior en las estacas de árboles de dos años cuando se analizó este factor solo. Por otro lado, se graficó las interacciones entre el factor edad de planta madre y concentración de AIB, que se muestra en la Figura 24, en donde nuevamente se encontró que las estacas de dos años respondieron mejor a las de ocho años, pero si los comparamos de acuerdo a las concentraciones usadas, se observa la reducción o inhibición de la longitud los brotes a medida que se aumenta la concentración de hormona en las estacas de origen de árboles de ocho años; sin embargo, en las estacas de dos años ha respondido inversamente proporcional a las ocho años, ya que el mejor resultado se obtuvo en estacas medias y a 5,000 ppm de AIB con 3 mm de longitud promedio.

De acuerdo con el análisis de varianza, se confirma que la edad de la planta madre influyó estadísticamente ($p < 0.05$) en el número y longitud promedio de los brotes en las estacas del ulcumano; también generó efecto en la interacción

mencionada, pero solo en longitud de brotes (Tabla 6); es decir, el tamaño de los brotes no solo se vio afectado por el tipo de estaca sino también por las concentraciones de AIB. Según el análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$), se corrobora que el mejor material que ha permitido el mayor número y longitud fue en árboles de dos años, y según la interacción con la hormona, la concentración de 5,000 ppm fue la mejor en árboles de dos años (Tabla 8).

7.4. Efecto del tipo de estaca

A continuación se presentan los resultados del efecto de del tipo de estaca en la propagación vegetativa del ulcumano.

7.4.1. Porcentaje de supervivencia

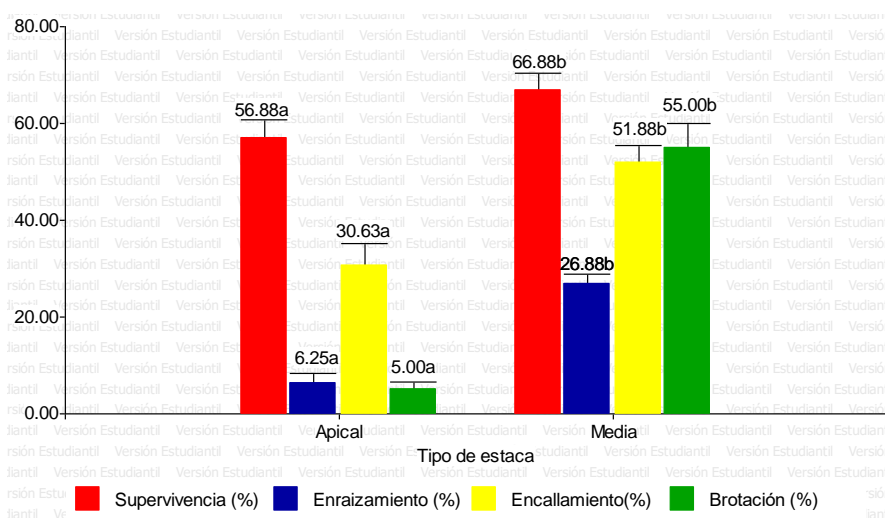


Figura 25. Porcentaje de supervivencia, enraizamiento, encallamiento y brotación con respecto al tipo de estaca, después de 17 semanas de instalado. Medias con letras diferentes fueron significativamente diferentes ($p < 0.05$).

Como se puede apreciar en la Figura 25, el mayor porcentaje de supervivencia se manifestó en estacas del tipo medio con 66.88 %, mientras tanto en las apicales solo llego al 56.88 %. Pero si observamos la Figura 26, el resultado de

la interacción entre el tipo de estaca y la edad de la planta madre, el mejor se logró en de estacas de tipo medio y descendientes de árboles dos años con el 76.3 %, logrando ser superior a la combinación entre las apicales de árboles de dos años (43.8 %). Con estos resultados, se evidencia la importancia que cumple el tipo de estaca en la propagación vegetativa del ulcumano. Además, se demuestra que las estacas apicales de origen de árboles menores a los dos años son más susceptibles a la mortandad por deshidratación, a causa de ser muy herbáceas, y por ende, afecta el éxito del enraizamiento.

Al finalizar el experimento, el análisis de varianza muestra que la supervivencia (Tabla 6) se vio afectada de manera significativa ($p < 0.05$) por el factor tipo de estaca, asimismo la interacción de los factores edad de planta madre y tipo de estaca; es decir, la combinación de estos dos factores también influyó en la supervivencia de las estacas del ulcumano. Según la prueba de comparación de medias Tukey ($p < 0.05$) existe diferencia significativa y la mayor supervivencia se encontró en estacas de tipo medio. Para el caso de la interacción, también se confirma que se encontró diferencia significativa ($p < 0.05$), donde el mejor resultado fue en estacas de tipo medio de origen de árboles dos años (Tabla 8).

7.4.2. Porcentaje de enraizamiento

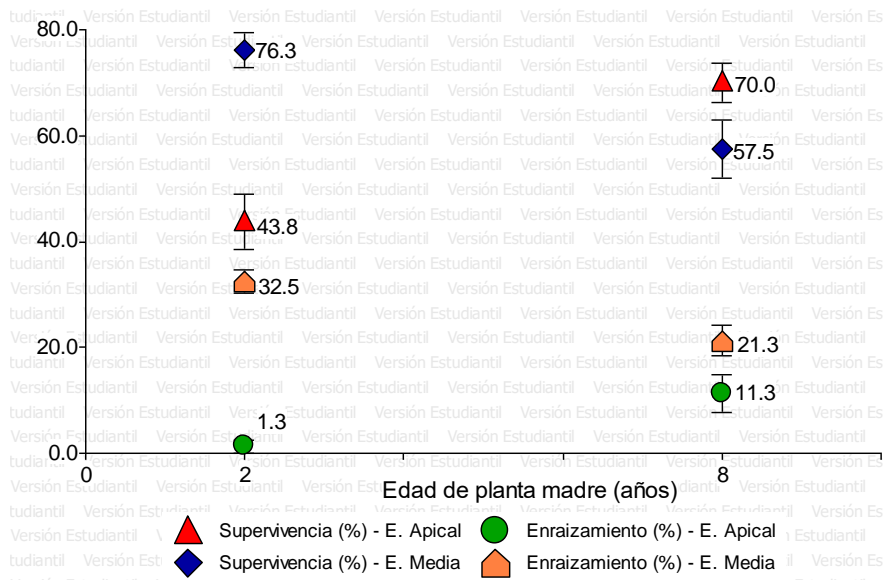


Figura 26. Efecto de la interacción de la edad de la planta madre y tipo de estaca en el porcentaje de supervivencia y enraizamiento de estacas de ulcumano.

En la Figura 25, se puede visualizar que más del 26 % de estacas del tipo medio lograron enraizar, y que tan solo el 6.25 % se manifestó en las de tipo apical cuando se analizó este factor por separado. Pero cuando se hizo el análisis para la interacción que se ilustra en la Figura 26, se logró hasta el 32.5 % en estacas medias de origen de árboles de dos años y el mínimo en estacas apicales del mismo tipo árbol (1.3 %). Con estos resultados se demuestra que las estacas del tipo medio son las más aptas para formar raíces, posiblemente a un buen contenido de reservas de nutrientes, mayor contenido de auxinas propias y menos presencia de inhibidores de raíces. La presencia de raíces es la última etapa del proceso de enraizamiento, ya que este proceso se inició con la formación de brotes aéreos (4 y 6 semana), seguido por la formación de callos (8 semana) y por último la proliferación de raíces adventicias (12 semana).

De acuerdo con el análisis de varianza (Tabla 6), se demuestra que el factor tipo de estaca tuvo efecto significativo ($p < 0.05$) sobre el porcentaje de enraizamiento

de las estacas del ulcumano. De igual manera se encontró diferencia estadística significativa para la interacción entre la edad la planta madre y tipo de estaca, esto significa, que el tipo de estaca no habría actuado de forma independiente, sino que el efecto de ambos factores a su vez produce un aumento en el porcentaje de enraizamiento. Según la prueba de comparación de medias Tukey ($p < 0.05$) se confirma que sí existe diferencia significativa y que el mejor material para propagar por estacas es la tipo medio y procedente de árbol de dos años (Tabla 7 y 8). Demostrando que la edad del árbol donante y el tipo de estaca cumplen un rol importante a hora de buscar el mayor éxito en la propagación del ulcumano.

7.4.3. Porcentaje de encallamiento

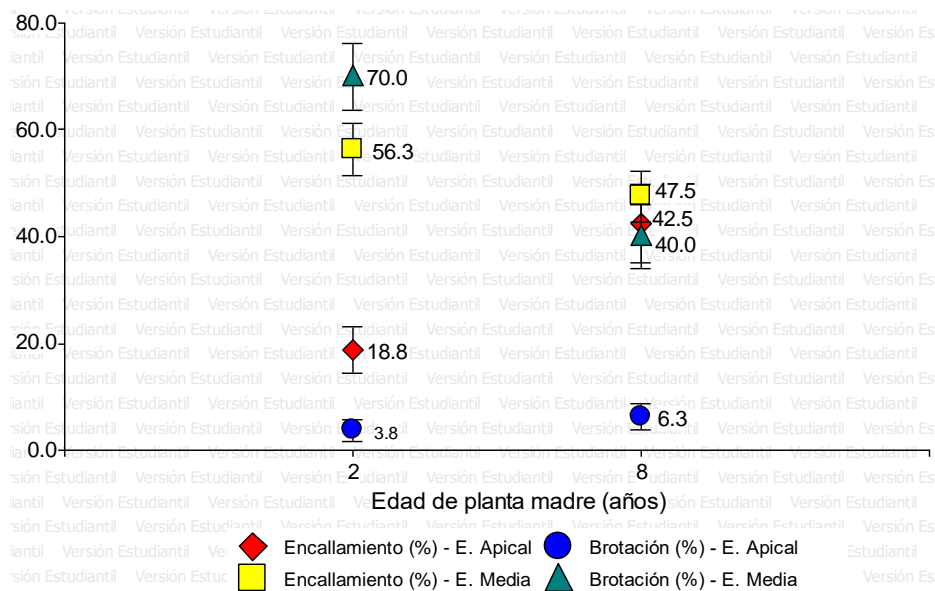


Figura 27. Efecto de la interacción de la edad de la planta madre y tipo de estaca en el porcentaje de encallamiento y brotación de estacas de ulcumano.

La formación de callos por tipo de estacas a las 17 semanas, se grafican en la Figura 25. En el cual, se muestra que las de tipo medio lograron hasta 51.88 %, mientras que las apicales solo obtuvieron 30.63 %. Pero en la Figura 27 se

presentan los resultados de este factor cuando interactúa con la edad del árbol progenitor. Destacando de nuevo las estacas de tipo medio, pero de origen de árboles de dos años (56,3 %); por otro lado, en los árboles de ocho años, la formación de callos fue similar para los dos tipos de estaca (47.5 y 42.5 %), este resultado posiblemente se debe a la edad ontogénica del árbol y que sus características fisiológicas de las estacas fueron similares.

Respecto al análisis de varianza (Tabla 6), se evidenció que el tipo de estaca y la interacción con la edad de la planta madre han influido significativamente ($p < 0.05$) en el proceso de formación de callos. Al realizar la prueba de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$), se confirma que hay diferencia estadística, y que la mejor procedencia para propagar son las estacas de tipo medio y procedentes de árboles de dos años (Tabla 8).

7.4.4. Porcentaje de brotación

En la Figura 25, se aprecia que el 55 % de las estacas de tipo medio llegaron a formar brotes, mientras que en estacas apicales solo llegó al 5 %, una diferencia muy clara. La mínima presencia de brotes en estacas apicales se debe a que ellos han mantenido el ápice, y por ende, ha seguido su crecimiento vertical sin formar brotes foliares. Mientras que en las de tipo medio, no tenían ápice para que siga su crecimiento, por ello, han generado brotes; además la formación de brotes nuevos permite la síntesis de carbohidratos a través de la fotosíntesis y se traduce que las estacas sigan sobreviviendo y logren formar raíces.

Con respecto al análisis de varianza (Tabla 6) realizada para el porcentaje de brotación mostró que el tipo de estaca es un factor que influye altamente ($p < 0.05$) en la propagación vegetativa del ulcumano. La interacción entre el factor tipo de

estaca y edad de la planta madre también se encontró efecto estadístico significativo ($p < 0.05$); es decir, que el efecto de ambos factores produce un aumento en el porcentaje de brotación en las estacas de ulcumano (Figura 27) a través de cámaras de subirrigación. Así se ratifica en la prueba de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$), que demuestra que las estacas medias de árboles de dos años han logrado diferenciarse con la máxima formación de brotes (Figura 27, Tabla 8).

7.4.5. Número de raíces por estaca

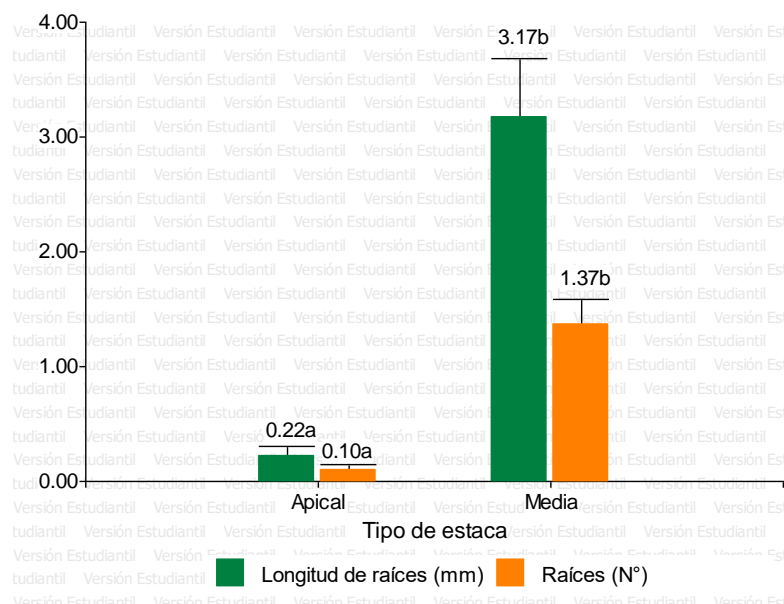


Figura 28. Número y longitud (mm) de raíces promedio por estaca con respecto a la edad de la planta madre, después de 17 semanas de instalado. Medias con letras diferentes fueron significativamente diferentes ($p < 0.05$)

Con respecto a los resultados obtenidos del número promedio de raíces según el tipo de estaca, se presenta en la Figura 28. El mayor número se logró en estacas del tipo medio con 1.37 raíces, mientras que apicales solo llegó a 0.1. Sin embargo, cuando este factor interactuó con la edad de la planta madre (Figura 29), de nuevo la estaca media procedente de árboles de dos años fue la

mejor con 2.1 raíces, con lo cual se evidencia la importancia que cumplen estos dos factores para un protocolo de clonación de esta especie en futuros ensayos.

En la Tabla 6 se presentan los resultados del análisis de varianza, la cual muestra que el tipo de estaca influye significativamente ($p < 0.05$) en el número de raíces por estaca. También se encontró alta diferencia significativa ($p < 0.05$) para la interacción del factor edad de la planta madre y tipo de estaca; es decir, que el número de raíces se ve afectada por la combinación de estos dos factores. De acuerdo con la prueba de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$) existe diferencia significativa en el número de raíces y las estacas de tipo medio de origen de árboles de dos años fueron los mejores, mientras que las estacas apicales fueron las peores (Tabla 8).

7.4.6. Longitud de raíz por estaca

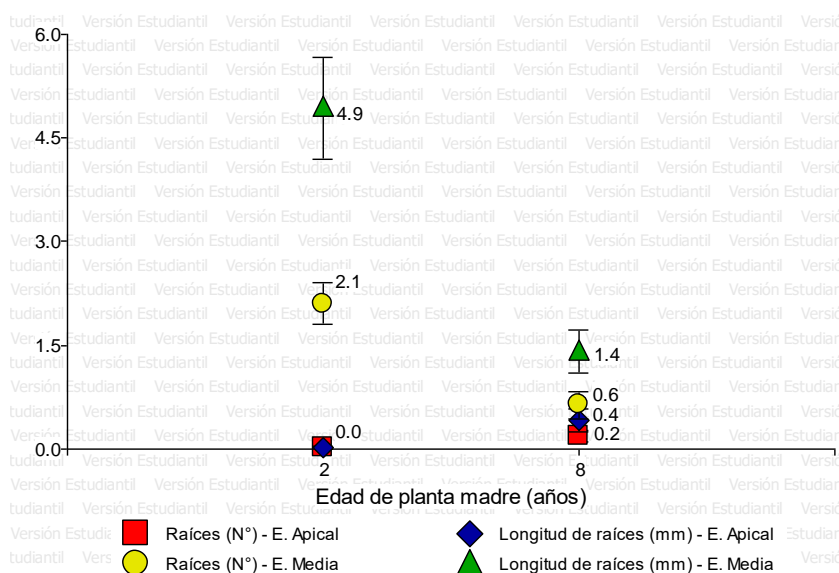


Figura 29. Efecto de la interacción de la edad de la planta madre y tipo de estaca en el número y longitud (mm) de raíces promedio por estaca, después de 17 semanas de instalado en cámaras de subirrigación.

De acuerdo con la longitud promedio de raíces por tipo de estaca, se aprecian en la Figura 28, en el cual se muestra en estacas de tipo medio alcanzaron 3.17 mm de longitud y en apicales solamente llegaron a 0.22 mm. Por otro lado, cuando se analizó la interacción con la edad del árbol (Figura 29), se obtuvo hasta 4,9 mm con estacas medias procedentes de árboles juveniles de dos años. Resultados que siguen el mismo patrón de respuesta de los indicadores ya mencionados, en el cual se evidencia la influencia tanto de edad del árbol como del tipo de estaca elegido.

En el análisis de varianza que se muestra en la Tabla 8, se observa que la longitud de las raíces está influenciada significativamente ($p < 0.05$) tanto por el factor tipo de estaca, así como por la interacción entre el factor edad de planta madre y el tipo de estaca, esto significa que el tipo de estaca no habría actuado de forma independiente sino con la influencia de los dos factores. De acuerdo con la prueba de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$), muestra la misma tendencia que la variable respuesta anterior, es decir, la longitud de las raíces fue superior en estacas de tipo medio a las apicales y según la interacción de los dos factores se logró la mayor longitud promedio de raíces combinando estacas de tipo medio y que procedan de árboles madres de dos años (Tabla 7 y 8).

7.4.7. Número de callos por estaca

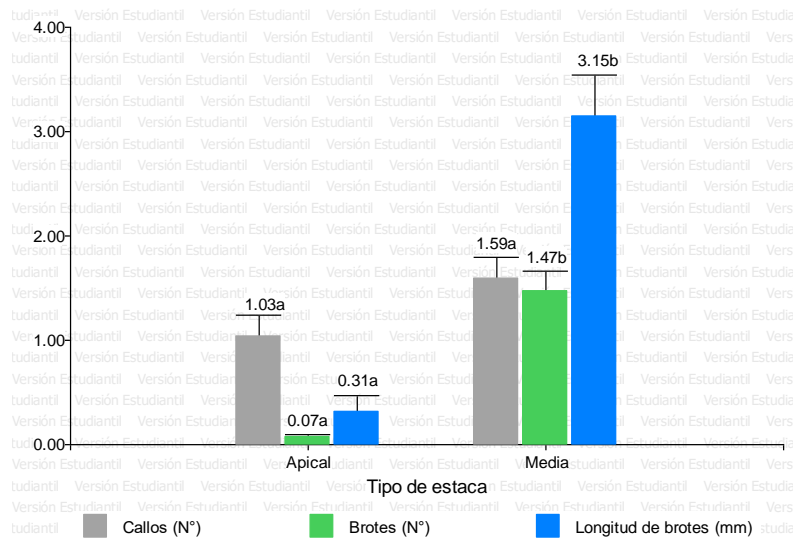


Figura 30. Número de callos, número y longitud (mm) de brotes promedio por estaca con respecto al tipo de estaca, después de 17 semanas de instalado. Medias con letras diferentes fueron significativamente diferentes ($p < 0.05$).

En la Figura 30, se puede apreciar que el número de callos en estacas apicales y medias presentó una mínima diferencia numérica; además, cuando se realizó el análisis de varianza no se encontró diferencia significativa ($p < 0.05$), y tampoco para ninguna de las interacciones (Tabla 8), es decir, las estacas responden de igual forma para este factor y sus interacciones al número de callos. Sin embargo, el número de callos está relacionado con el número de brotes en las estacas medias, en la que nuevamente se confirma que la formación de brote permite aumentar la formación de callos.

7.4.8. Número y longitud de brotes por estaca

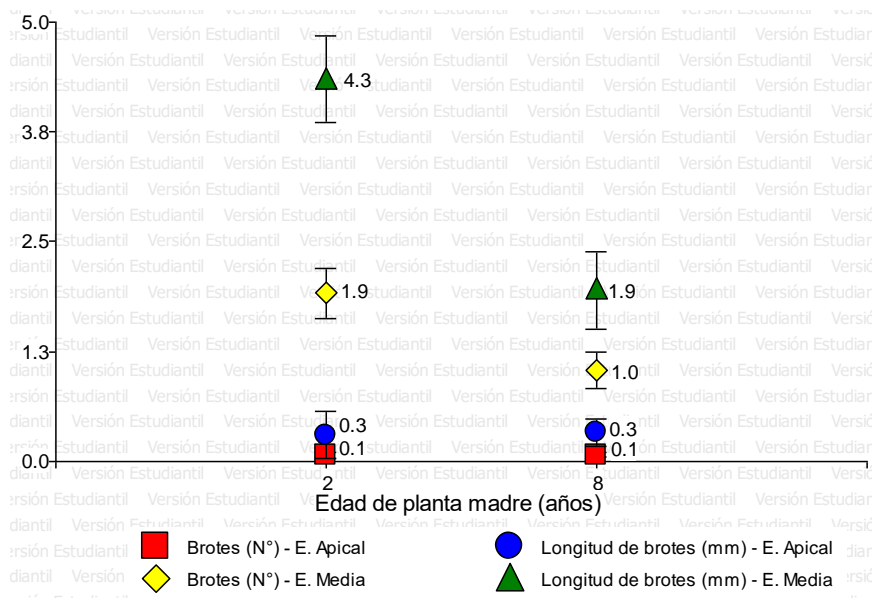


Figura 31. Efecto de la interacción de la edad de la planta madre y tipo de estaca en el número y longitud (mm) de brotes promedio por estaca, después de 17 semanas de instalado.

Con respecto al número y longitud de brotes por tipo de estaca, se aprecian en la Figura 30, en el cual, se muestra que en estacas medias obtuvieron el mayor número y longitud de brotes promedios con 1.47 y 3.15 mm respectivamente. Además, en el Figura 31, se grafica la interacción con el factor edad de planta madre, demostrando nuevamente que las estacas del tipo medio procedentes de árboles de dos años respondieron mejor con 1.9 brotes y 4.3 mm de longitud de brote por estaca; mientras tanto, las estacas apicales han tenido una mínima respuesta a estos dos indicadores en las dos edades utilizadas en el ensayo. Además, se muestra que a medida que el árbol ingresa a su proceso de maduración, el número y longitud de los brotes disminuyen.

En la Tabla 8 se muestra los resultados del análisis de varianza, en la cual se confirma que el tipo de estaca influyó estadísticamente ($p < 0.05$) en el número y longitud promedio de los brotes en las estacas del ulcumano. Así mismo, la

interacción entre el tipo de estaca y la edad de la planta madre también tuvo un efecto significativo ($p < 0.05$). De acuerdo con la prueba de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$), se ratifica que las estacas de tipo medio de origen de árboles de dos años han respondido favorablemente en el ensayo. Demostrando que estos dos factores cumplen un papel importante en la propagación vegetativa del ulcumano a través de cámaras de subirrigación.

Análisis estadístico

Para analizar el efecto de cada uno de los factores y sus interacciones, se realizó el análisis de varianza para conocer la influencia en la propagación vegetativa del ulcumano (*R. rospigliosii*) en cámara de subirrigación (Tabla 6) y luego se hicieron las pruebas de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) para conocer cuál era el más eficiente (Tabla 7 y 8), con respecto a estos resultados ya se presentaron anteriormente por cada factor.

Tabla 6

Análisis de varianza por factor y sus interacciones en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado en cámaras de subirrigación

Factor	Supervivencia	Enraizamiento	Encallamiento	Brotación	Raíces		Callos	Brotos	
	%	%	%	%	N°	mm	N°	N°	mm
C	0.1448	0.7091	0.2407	0.7223	0.5323	0.1482	0.6652	0.5481	0.9342
P	0.3133	0.7879	0.1580	0.0043*	0.0007*	0.0003*	0.0134*	0.0174*	0.0012*
E	0.0091*	<0.0001*	0.0002*	<0.0001*	<0.0001*	<0.0001*	0.0567	<0.0001*	<0.0001*
C*P	0.0073*	0.2431	0.8760	0.2825	0.2599	0.6085	0.6669	0.3816	0.0187*
C*E	0.0473*	0.2431	0.0710	0.1737	0.9706	0.3240	0.2307	0.4133	0.4043
P*E	<0.0001*	<0.0001*	0.0032*	0.0009*	<0.0001*	<0.0001*	0.1871	0.0146*	0.0010*

C: Concentración de AIB, P: Edad de planta madre, E: Tipo de estaca.

*Presentan diferencia significativa ($p < 0.05$)

Tabla 7

Prueba de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$) para los factores en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado en cámaras de subirrigación

Factor		S	E	C	B	Raíces		Callos	Brotos	
		%	%	%	%	N°	mm	N°	N°	mm
Concentración de AIB (ppm)	0	66.25 a	15.00 a	40.00 a	33.75 a	0.59 a	0.99 a	1.40 a	0.84 a	1.91 a
	1,000	57.50 a	16.25 a	35.00 a	27.50 a	0.71 a	1.56 a	1.00 a	0.55 a	1.60 a
	3,000	66.25 a	16.25 a	50.00 a	31.25 a	0.69 a	2.25 a	1.40 a	0.85 a	1.69 a
	5,000	57.50 a	18.75 a	40.00 a	27.50 a	0.95 a	1.98 a	1.44 a	0.85 a	1.73 a
Edad planta madre	2	60.00 a	16.88 a	37.50 a	36.88 b	1.06 b	2.54 b	0.94 a	0.99 b	2.32 b
	8	63.75 a	16.25 a	45.00 a	23.13 a	0.41 a	0.91 a	1.68 b	0.56 a	1.14 a
Tipo de estaca	Apical	56.88 a	6.25 a	30.63 a	5.00 a	0.10 a	0.22 a	1.03 a	0.07 a	0.31 a
	Media	66.88 b	26.88 b	51.88 b	55.00 b	1.37 b	3.17 b	1.59 b	1.48 b	3.15 b
Promedio general		61,88	16.56	41.25	30.00	0.73	1.73	1.31	0.77	1.66

S: Supervivencia, **E:** Enraizamiento, **C:** Encallamiento, **B:** Brotación. Letras diferentes representan diferencia significativa ($p < 0.05$).

Tabla 8

Prueba de comparación de medias de Tukey ($p < 0.05$) para la interacciones de los factores en la propagación vegetativa del ulcumano, después de 17 semanas de instalado en cámaras de subirrigación

Interacción			S	E	C	B	Raíces		Callos	Brotos	
			%	%	%	%	N°	mm	N°	N°	mm
Concentración de AIB * Edad de planta madre (C*P)	0	2	55.00 ab	12.50 a	35.00 a	40.00 a	0.75 ab	1.51 ab	0.98 a	0.88 a	2.75 b
	0	8	77.50 b	17.50 a	45.00 a	27.50 a	0.43 ab	0.48 a	1.83 a	0.80 a	1.07 ab
	1,000	2	57.50 ab	17.50 a	35.00 a	27.50 a	0.85 ab	2.22 ab	0.93 a	0.65 a	1.28 ab
	1,000	8	57.50 ab	15.00 a	35.00 a	27.50 a	0.58 ab	0.90 a	1.08 a	0.45 a	1.92 ab
	3,000	2	62.50 ab	20.00 a	45.00 a	40.00 a	1.10 ab	3.49 b	1.00 a	1.15 a	2.31 ab
	3,000	8	70.00 ab	12.50 a	55.00 a	22.50 a	0.28 a	1.01 ab	1.80 a	0.55 a	1.07ab
	5,000	2	65.00 ab	17.50 a	35.00 a	40.00 a	1.53 b	2.70 ab	0.88 a	1.28 a	3.00 b
	5,000	8	50.00 a	20.00 a	45.00 a	15.00 a	0.38 a	1.27 ab	2.00 a	0.48 a	0.50 a
Concentración de AIB * Tipo de estaca (C*E)	0	Apical	55.00 a	2.50 a	20.00 a	0.00 a	0.03 a	0.05 a	0.80 a	0.00 a	0.00 a
	0	Media	77.50 a	27.50 c	60.00 b	67.50 b	1.15 abc	1.94 abc	2.00 a	1.68 b	3.81 b
	1,000	Apical	55.00 a	5.00 a	25.00 a	7.50 a	0.05 a	0.10 a	0.68 a	0.10 a	0.30 a
	1,000	Media	60.00 a	27.50 c	45.00 ab	47.50 b	1.38 bc	3.01 bc	1.33 a	1.00 ab	2.89 b
	3,000	Apical	57.50 a	5.00 a	37.50 ab	7.50 a	0.05 a	0.24 a	1.00 a	0.07 a	0.32 a
	3,000	Media	75.00 a	27.50 c	62.50 b	55.00 b	1.33 bc	4.27 c	1.80 a	1.63 b	3.06 b
	5,000	Apical	60.00 a	12.50 ab	40.00 ab	5.00 a	0.28 ab	0.50 ab	1.65 a	0.10 a	0.63 a
	5,000	Media	55.00 a	25.00 bc	40.00 ab	50.00 b	1.63 c	3.47 c	1.23 a	1.60 b	2.84 b
Edad de planta madre * Tipo de estaca (P*E)	2	Apical	43.75 a	1.25 a	18.75 a	3.75 a	0.01 a	0.03 a	0.48 a	0.06 a	0.30 a
	2	Media	76.25 c	32.50 d	56.25 b	70.00 c	2.10 b	4.94 b	1.41 ab	1.91 c	4.35 c
	8	Apical	70.00 bc	11.25 b	42.50 b	6.25 a	0.19 a	0.42 a	1.59 b	0.07 a	0.33 a
	8	Media	57.50 ab	21.25 c	47.50 b	40.00 b	0.64 a	1.41 a	1.76 b	0.04 b	1.95 b

S: Supervivencia, **E:** Enraizamiento, **C:** Encallamiento, **B:** Brotación. Letras diferentes representan diferencia significativa ($p < 0.05$).

VIII. DISCUSIÓN

8.1. Eficiencia de los tratamientos

El rango de temperatura dentro de la cámara se encontró entre lo óptimo que recomienda Botti (1999), Hartmann y Kester (1980) para lograr el mayor porcentaje de enraizamiento. Así también lo confirma Flores (2010), quien encontró buenos resultados de enraizamiento y supervivencia con temperaturas de 21.7 a 32.8 °C dentro de las cámaras de subirrigación, además Ragonezi et al., (2010) menciona que el mejor intervalo de temperatura para propagar coníferas es de 18 a 27 °C, por lo que se puede afirmar que la temperatura dentro de la cámara ha sido la adecuada para los tratamientos.

La humedad relativa ha oscilado entre los 53 a 85 %, siendo una condición ambiental que ha podido influir en el proceso de enraizamiento de las estacas debido a que ha disminuido más de lo que Botti (1999) recomienda, asimismo es menor al que obtuvo Flores (2010) (56 – 93 %). Esto ha sido causado por la variación tanto por el tiempo que ha durado el experimento como en el día, debido a que en estos meses se presta la mayor radiación solar, favoreciendo a la deshidratación de las estacas, siendo las apicales las más afectadas por ser suculentas y herbáceas (Leakey, 2014), debido a que las estacas al principio carecen de raíces y dependen de la retención de su turgencia y absorción del agua a través del corte de la base y/o la superficie de las hojas (Díaz, 1991).

El tratamiento T7 y T8 se lograron los mejores resultados en la propagación vegetativa del ulcumano a través de estacas, pero si analizamos cuál de los dos es más eficiente, se corrobora que el T7 fue el mejor, debido al menor uso de auxina (3,000 ppm de AIB) y también por términos económicos. Este tratamiento estuvo conformado por estacas de tipo medio derivados de árboles de dos años

a quienes se les aplicó 3,000 ppm de AIB logrando hasta el 40 % de enraizamiento, 65 % de formación de callos, 75 % de brotación, 2.2 raíces por estaca y 7 mm de longitud promedio de sus raíces. Moisés et al., (2016) obtuvo resultados similares con *P. patula*, combinando todos sus factores logró hasta el 60 % de enraizamiento; Yépez, (2016) para *P oleifolius* obtuvo un mínimo enraizamiento de 2.74 % en tierra, mientras que en agua llegó hasta 46.67 %; sin embargo, Marín (1998) uso estacas de dos a tres años y consiguió 74 % enraizamiento. De igual forma lo confirma Negash (2003), que sus mejores resultados los obtuvo en plantas de tres meses y dos años aplicando 2,000 y 8,000 ppm de AIB, dando a conocer la importancia que cumplen los factores edad de la planta madre y el tipo de estaca en el éxito de la probación vegetativa del ulcumano que más adelante se discute a profundidad.

Con estos resultados se puede demostrar que el ulcumano si se puede propagar mediante estacas a través de cámaras de subirrigación y no es tan difícil como menciona Blancas (1986), Cueva et al. (2013) y Mill (2016), pero su proceso de enraizamiento es muy lento y así lo demuestra Negash (2003) con otra especie de la familia.

8.2. Efecto de las concentraciones de AIB

El efecto de la auxina AIB, en el éxito de la propagación vegetativa del ulcumano no ha influido y por lo general se ha logrado un bajo enraizamiento (16.6 %). Blancas (1986), Campos (2013) y Castillo et al. (2007) confirman que tampoco encontraron efecto significativo de la auxina en el enraizamiento, teniendo mayor éxito sin la aplicación de reguladores de crecimiento en especies de la familia Podocarpaceae y dentro de las coníferas también *Pinus patula* (Moisés et al.,

2016) y *Wollemia nobilis* ((Trueman & Peters, 2006) demuestran que no es indispensable aplicarles auxinas para estimular el enraizamiento de estacas juveniles. Muchos estudios mencionan el efecto positivo de AIB, por ejemplo *P. falcatus* respondió favorablemente entre 2,000 y 8,000 ppm de AIB (Negash, 2003). Sin embargo, varios investigadores han confirmado que la concentración óptima de AIB varía de una especie a otra y se ve afectada por el pretratamiento de la planta madre, también influye el tamaño y diámetro basal de los cortes, posición de los cortes en las plantas y número de hojas en los esquejes (Hartmann & Kester, 1988; Leakey et al., 1990; Leakey, 2014; Mesén et al., 2001; Negash, 2003). En consecuencia, los resultados logrados no han sido fáciles de obtener, posiblemente porque la formación de raíces adventicias es un proceso de desarrollo sincronizado que implica varios eventos bioquímicos, fisiológicos e histológicos en la inducción, iniciación y elongación de la raíz (Davies & Hartmann, 1988; Loach, 1988; Negash, 2003)

Este factor favorece económicamente la reproducción de la especie, ya que no genera dependencia del uso externo de auxinas. Pero si lo analizamos teniendo en cuenta todas las variables de respuesta, la concentración de 3,000 ppm fue la mejor, por lo que se sugiere usarla para futuros ensayos para perfeccionar y aumentar el porcentaje de enraizamiento.

8.3. Efecto de la planta madre

Muchos estudios con árboles coníferos han demostrado que la propagación vegetativa por estacas de plantas madres maduras ha sido bastante difícil, un proceso de desarrollo relacionado con la edad del árbol que afecta la competencia reproductiva y tasa de crecimiento (Ragonezi et al., 2010); por ello,

este factor cumple un papel importante a la hora de establecer protocolos de propagación y en especial cuando se trata de coníferas.

La supervivencia de las estacas del ulcumano no se vio afectada por la edad del árbol donante, pero el resultado fue bajo, ya que el enraizamiento de las estacas toma un largo tiempo y por ende están más expuestas al proceso de deshidratación y ataque de hongos, factor externo que se presentó y generó la disminución de la supervivencia. Es por ello, que este factor se tiene que controlar, porque puede afectar drásticamente como en el caso de Campos (2010) que presentó el 100 % de mortandad de sus estacas en su primer ensayo, de igual forma menciona Castillo et al. (2007) que al finalizar su experimento obtuvo 33 y 17 % de supervivencia para sus dos especies de la familia Podocarpaceae.

Los resultados sugieren que el porcentaje de enraizamiento de estacas de fuste por este periodo de años se mantiene constante, pero se disminuye el promedio de número y longitud de raíces conforme aumenta la edad ontogénica de la planta madre, características principales para que las estacas sobrevivan a un futuro trasplante y por ende se puede testificar que los mejores resultados se han obtenido en árboles madres de dos años. El enraizamiento de estacas de árboles de coníferas adultas se ha demostrado con el tiempo que es difícil y para las Podocarpaceae también se confirma. Marín (1998) usó estacas de *P. oleifolius* de dos a tres años y obtuvo 74 % enraizamiento mientras que Castillo et al. (2007) y Yépez (2016) con árboles adultos solo lograron 2.4 % y 2.7 % respectivamente; también, con *P. falcatus* de tres meses y dos años se logró el mayor enraizamiento que con estacas de árboles de cuatro y ocho años (Negash, 2003), y asimismo con *Pinus patula* (Moisés et al., 2016). Para estos

resultados generados por la edad de la planta donante se han ofrecido varias explicaciones. Una sugiere que los tejidos adultos son menos sensibles a las sustancias endógenas, disminución de la producción de auxinas con la edad, producción de inhibidores de enraizamiento o niveles fenólicos disminuidos que actúan como cofactores de auxinas (Hartmann & Kester 1988), del mismo modo Leakey (2014), sostiene que la pobre capacidad de enraizamiento de los brotes "maduros" puede atribuirse al "envejecimiento fisiológico" más que al "envejecimiento ontogénico". Sin embargo, para las coníferas varios autores mencionan que la pérdida de la capacidad de enraizamiento se debe al envejecimiento ontogénico o cambio de fase de la planta madre, debido a efectos epigenéticos relacionados con cambios en la expresión génica, a medida que la planta envejece (Mitchell, Zwolinski & Jones, 2004; Moisés et al., 2016). Del mismo modo Wendling, Trueman y Xavie, (2014), sostienen que el "envejecimiento ontogénico" puede ser visible fenotípicamente y, a menudo se correlaciona con las características físicas, tales como tamaño de la planta, número de hojas y la capacidad para florecer. Los resultados del estudio demuestran que la edad de la planta madre es un factor importante que se tiene que tomar en cuenta para optimizar el éxito de enraizamiento de estacas del ulcumano. Conforme al "envejecimiento ontogénico" se puede indicar que los árboles en ocho años en campo ya habían presentado formación de flores en el año anterior, y por lo mencionado anteriormente, en estos árboles a esta edad ya habría ocurrido el cambio de fase o que el árbol ya ingresó en proceso de maduración. Dando como resultado la disminución de la capacidad de enraizamiento en árboles madres de ocho años, lo que ratifica que estos cambios ontogénicos se manifiestan a temprana edad en esta especie.

De acuerdo a los brotes en las estacas de ulcumano, nuevamente se demuestra que la edad de la planta madre es un factor que influye y que las plantas juveniles responden mejor, este resultado también lo confirma para *Abies religiosa* (Castillo, López, López, Cetina & Hernández, 2013) donde obtuvo mejores características de sus brotes en estacas de árboles juveniles. Sin embargo, muchos autores sostienen que la formación brotes puede ser perjudicial en el enraizamiento de diferentes especies forestales tropicales, ya que estas gastarían las reservar de nutrientes en formar brotes mas no en las raíces (Flores, 2010; Ruiz & Mesén, 2010; Soboya, 2010; Vidal, 2010).

8.4. Efecto del tipo de estaca

El enraizamiento en la familia Podocarpacea (*P. oleifolius*, y *Prumnopitys montana*) muestra una tendencia de enraizamiento en estacas apicales frente a las medias y basales (Campos, 2013; Castillo et al., 2007; Yépez, 2016). Sin embargo, el resultado obtenido para esta especie se demuestra que las estacas de tipo medio tienen una mejor respuesta en porcentaje de enraizamiento, callos, brotes, número y longitud de raíces y brotes a través de cámaras de subirrigación. Resultados similares a las que obtuvo Ruiz y Mesén (2010) con *Plukenetia volubilis*, donde las estacas de tipo medio y basal respondieron mejor. Este resultado posiblemente se debe a las reservas de carbohidratos, ya que Veierskov (1988) menciona que existe una relación positiva del contenido de carbohidratos con la capacidad de enraizado y el número de raíces formadas en estacas de diferentes especies herbáceas y leñosas, y añade que es común que exista un gradiente en la concentración de carbohidratos desde el ápice hasta la base de los tallos. Esto también fue confirmado por Hartmann y Kester (1996), quienes agregan que esto se debe a la composición química de las ramas hay

marcadas diferencias desde la base al ápice por la distribución desigual de las sustancias endógenas de enraizamiento y que las estacas más gruesas acumulan mayor contenido de carbohidratos y por influencia de las auxinas permiten inducir mayor número y longitud de las raíces. Leakey (2014) afirma que el éxito del enraizamiento se ve afectado por las gradientes en succulencia, área foliar, edad, morfología, diferencial en el potencial de agua, contenido de carbohidratos, tallos y respiración. Solo en algunas especies, las estacas apicales muestran buen enraizamiento, esto ha sido atribuido a la mayor presencia de sustancias promotoras del enraizamiento (originadas en el ápice) y a una diferente calidad anatómica de la estaquilla apical (Mesén, 1998). Este patrón se ajusta a los resultados del comportamiento del tipo de estaca en la propagación vegetativa de ulcumano.

De acuerdo con la interacción existente entre la edad de la planta madre y el tipo de estaca, los mejores resultados se han hecho presente en las estacas de tipo medio y en árboles de dos años. Según Leakey (2014), el éxito del enraizamiento está directamente relacionado al uso de material vegetativo joven y se pierde a medida que las plantas perennes envejecen. También el tipo de estaca tiene un efecto destacado como lo menciona Mesén (1998) donde las estacas medias y basales en diferentes especies forestales han respondido mejor, ya que las apicales pueden ser muy herbáceas o tengan menor reservaba de carbohidratos como se explicó anteriormente (Hartmann & Kester, 1996; R. Leakey & Mesén, 1992; Mesén, 1998), además las estacas apicales tienen menor lignificación y en consecuencia se terminan marchitando. En este estudio se demuestra que esta especie tiene un enraizamiento lento y que el mejor material para propagar son estacas de tipo medio provenientes de árboles juveniles y se descarta el uso

de estacas apicales de árboles menores a dos años, porque no resisten al proceso de enraizamiento por ser prolongado.

IX. CONCLUSIONES

- Se concluye que el mayor éxito de enraizamiento en cámara de subirrigación para estacas del ulcumano de obtuvo en el T7 con 40 % de enraizamiento, longitud de raíces (7 mm) y número de raíces por estaca (2.2), resultado que es generado a partir de la interacción de estacas de tipo medio procedentes de árboles de dos años y a las que se les aplicó 3,000 ppm de AIB.
- Las concentraciones de auxina AIB, no influyó en el enraizamiento.
- Se determina que hay efecto de la edad de la planta madre en la propagación vegetativa de *Retrophyllum rospigliosii* en cámara de subirrigación.
- Se determina que hay influencia de los tipos de estaca en la propagación vegetativa de *Retrophyllum rospigliosii* en cámara de subirrigación.
- Las estacas procedentes de árboles madre de dos años facilitaron la propagación vegetativa del ulcumano.
- La edad de la planta madre es un factor importante que se tiene que tomar en cuenta para optimizar el éxito de enraizamiento de estacas del ulcumano y que estos cambios ontogénicos se manifiestan a temprana edad de los árboles.
- Las estacas de tipo medio respondieron mejor a la propagación vegetativa del ulcumano.

- La interacción entre la planta madre de dos años y estacas de tipo medio, fueron los principales factores que influyeron en el enraizamiento de las estacas de ulcumano en condiciones de cámaras de subirrigación.
- El proceso de enraizamiento de las estacas del ulcumano es lento y que a partir de los 60 días recién se observan callos.
- Las estacas del ulcumano son susceptibles al ataque de patógenos.

X. RECOMENDACIONES

- Se sugiere usar 3,000 ppm por sus mejores resultados.
- Realizar monitoreo fitosanitario constante.
- Seguir realizando ensayos para aumentar el porcentaje de enraizamiento.
- Realizar ensayos de enraizamiento en otras épocas del año y en diferentes etapas fenológicas del árbol.
- Desarrollar experimentos con diferentes niveles de estaca y longitudes de estaca, para confirmar si influyen en la formación de raíces.
- Realizar estudios sobre la influencia del sexo de las plantas en la propagación vegetativa.
- Realizar ensayos aplicando otras hormonas: ácido indol acético (AIA) y ácido naftalenacético (ANA).
- Realizar ensayos de métodos de aplicación de las hormonas.
- Utilizar la investigación como línea base de propagación vegetativa del ulcumano para la reforestación por entidades públicas y privadas.

XI. REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA

- Anderson, K. J., Snyder, P. K., Twine, T. E., Cuadra, S. V., Costa, M. H., & DeLucia, E. H. (2012). Climate-regulation services of natural and agricultural ecoregions of the Americas. *Nature Climate Change*, 2(3), 177–181. <https://doi.org/10.1038/nclimate1346>
- Antón, D., & Reynel, C. (2004). *Relictos de Bosques de Excepcional Diversidad en los Andes Centrales del Perú* (1st ed.). Lima: Universidad Nacional Agraria la Morina, Herbario de la Facultad de Ciencias Forestales.
- Ataroff, M. (2002). Precipitación e intercepción en ecosistemas boscosos de los andes venezolanos. *Ecotrópicos*, 15(2), 195–202.
- Balvanera, P. (2012). Los servicios ecosistémicos que ofrecen los bosques tropicales. *Revista Ecosistemas*, 21(1–2), 136–147.
- Barra, M. (2014). Ulcumano. Junín, Perú: Estación Experimental Agraria Pichanaki.
- Blancas, A. F. (1986). *Enraizamiento de las estacas de las especies Junglans neotropical Diels Y Podocarpus rospigliosii Pilger bajo tratamientos en Selva Central San Ramón-Chanchamayon*. Universidad Nacional del Centro del Perú, Huancayo, Perú.
- Botti, C. (1999). Principios de la propagación y técnicas de propagación por estacas. In *Manejo tecnificado de invernaderos y propagación de plantas*. (pp. 72–82). Chile: Departamento de Producción Agrícola, Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de Chile.
- Broudeau, J. (1981). *El Cacao. Técnicas Agrícolas y Producciones Tropicales*. (Casas Grandes N° 69). México.
- Bush, M., Hanselman, J., & Hooghiemstra, H. (2007). Andean montane forests

- and climate change. *Responses to Climatic Change*. Retrieved from http://link.springer.com/chapter/10.1007/978-3-540-48842-2_2
- Cabello, A. (2000). *Propagación Asexual* (No. 2). Chile.
- Campos, M. A. (2013). *Protocolo preliminar para el enraizamiento de estacas de Podocarpus oleifolius D. Don ex Lamb. y Weinmannia pinnata L. para la producción en vivero*. Universidad Nacional de Costa Rica, Costa Rica.
- Carrera, M. (1977). La propagación vegetativa en el genero Pinus. *Ciencia Forestal*, 2(7), 3–29.
- Castillo Flores, J. D., López López, M. A., López Upton, J., Cetina Alcalá, V. M., & Hernández Tejada, T. (2013). Factores de influencia en el enraizamiento de *Abies religiosa* (Kunth) Schlttdl. et Cham. *Revista Chapingo*, 19(1), 175–184. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2011.06.038>
- Castillo, M., & Cueva, D. (2006). *Propagación a nivel de invernadero y estudio de regeneración natural de dos especies de podocarpaceas en su hábitat natural*. Universidad Nacional de Loja, Loja, Ecuador.
- Castillo, M., Cueva, D., Aguirre, N., & Günter, S. (2007). Propagación vegetativa de dos especies de la familia Podocarpaceae. *Bosques Latitud Cero*, 3, 3–5.
- Ceballos, A., & Lopez, J. (2007). Conservación de la calidad de semillas forestales nativas en almacenamiento. *Cenicafé*, 58(4), 265–292.
- Contreras G, J. (1985). *Ensayo de tratamientos pregerminativos en semillas de Podocarpus rospiglosii Pilger (ulcumano) y Podocarpus montanus (diablo fuerte) con agua a temperatura ambiental y agua hirviendo*. San Ramón, Perú.
- Cruz, E., Can, A., Sandoval, M., Burgarín, R., Robles, A., & Juárez, P. (2013).

- Sustratos en la horticultura. *Biociencias*, 52(311), 17–26.
- Cuculiza, P. I. (1956). *Propagación de plantas*. Lima, Perú: Editorial talleres gráficos Villanueva.
- Cuéllar, J. E. (2016, March 31). Clonar arbolitos atrapadores de agua para ponerle poncho verde a todos lo Andes. *Revista Agronoticias*, (422), 22–25.
- Cueva, N. C., Vélez, D., Barrios, A., & Nieto, V. (2013). *Pino romerón [Retrophyllum rospigliosii (Pilger) C.N. Page], especie nativa potencial para la reforestación en zonas altoandinas de Colombia*. Bogotá, Colombia: Corporación Nacional de Investigación y Fomento Forestal (CONIF®), Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (MADR), Colegio Integrado Nacional Oriente de Caldas (CINOC).
- Davies, F., & Hartmann, H. (1988). The physiological basis of adventitious root formation. *Acta Horti*, 227, 113–120.
<https://doi.org/10.17660/ActaHortic.1988.227.17>
- Devlin, R. M. (1980). *Fisiología Vegetal*. (3rd ed.). España: Ediciones Omega.
- Díaz, E. (1991). *Técnicas de Enraizado de Estacas Juveniles de Cedrela odorata L. y Gmelina arborea Linn*. UCR/CATIE, Costa Rica.
- Dirr, M., & Heuser, C. (1987). *The reference manual of woody plant propagation. From seed to tissue culture*. Georgia, USA: Varsity Press INC.
- Easley, D. F. (1989). *Tendencia en el potencial de enraizamiento de Eucalyptus grandis* (No. 126). Colombia: Carón de Colombia.
- Flores P., M. (2010). *Evaluación del efecto de cinco dosis de fitohormona, tres tipos de sustrato y tres rasgos de morfotipo en el enraizamiento de estaquillas juveniles de Amburana cearensis (Allemão) A.C. Smith (ishpingo), en ambientes controlados*. Universidad Nacional de Ucayali,

- Pucallpa, Perú.
- Gárate, M. (2010). *Técnicas de propagación por estacas*. Universidad Nacional de Ucayali, Ucayali, Perú.
- Gardner, M., & Thomas, P. (2013). *Retrophyllum rospigliosii*. *The IUCN Red List of Threatened Species 2013*. <https://doi.org/T34110A2846471>
- Gispert. (1984). *Frutales y bosque*. (OCEANO, Ed.) (3rd ed.). Barcelona, España: Biblioteca Práctica Agrícola y Ganadera.
- Gómez, M., Toro, J., & Piedrahita, E. (2013). *Propagación y conservación de especies arbóreas nativas* (1st ed.). Medellín, Colombia: Acción Autónoma Regional del Centro de Antioquia - Corantioquia.
- Gutierrez, H. (1980). Estudio preliminar sobre la silvicultura del ulcumano. Lima, Perú.
- Gutierrez, M. (2003). *Propagación del burío (Heliocarpus appendiculatus Turcz.) por semillas, estacas y acodos*. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza, Costa Rica.
- Gutierrez, N. M. (2014). *Evaluación del efecto del tipo sustrato y dosis de ácido naftaleno acético (ana) en el enraizamiento de estacas Pinus radiata D.* Universidad Nacional de Cajamarca, Jaén, Perú.
- Haissig, B. E. (1986). Metabolic processes in adventitious rooting. In Ed. Jackson (Ed.), *New Root Formation in Plants and Cuttings* (pp. 141–189). Martinus Nijhoff Pub., Dordrecht, Boston, Lancaster.
- Hartmann, H., & Kester, D. (1977). *Propagación de plantas, principios y prácticas* (1st ed.). México: Editorial Continental.
- Hartmann, H., & Kester, D. (1980). *Propagación de plantas, principios y prácticas* (2nd ed.). México: Editorial Continental.

- Hartmann, H., & Kester, D. (1983). *Propagación de plantas, principios y prácticas*. (M. Ambrosio, Ed.) (3rd ed.). La Habana, Cuba: Instituto Cubano del libro.
- Hartmann, H., & Kester, D. (1988). *Propagación de plantas. Principios y prácticas* (5th ed.). México: Editorial Continental.
- Hartmann, H., & Kester, D. (1995). *Propagación de Plantas* (2nd ed.). México: CECSA.
- Hartmann, H., & Kester, D. (1996). *Propagación de plantas: principios y prácticas*. (6th ed.). México: Editorial Continental.
- Hernández, T. (2006). *Propagación vegetativa de Podocarpus reichei Buchh. Por medio de estacas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo*. Universidad Autónoma Chapingo, México.
- Holdrige, L. (1978). *Ecología basada en las zonas de vida*. San José, Costa Rica: Centro Científico Tropical de Investigación y Enseñanza.
- James, R. (1986). Propagation media: What a grower needs to know. *The International Plant Propagators Society*, 36, 396–399.
- Juárez, E., & Rico, A. (2005). *Fundamentos de la Mecánica de Suelos. Mecánica de Suelos*. México: Linusa.
- Lamprecht, H. (1990). *Silvicultura en los trópicos : los ecosistemas forestales en los bosques tropicales y sus especies arbóreas : posibilidades y métodos para un aprovechamiento sostenido*. República Federal Alemania: Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit (GTZ).
- Lamprecht, H., & Liscano, C. (1957). *Estudios sobre la regeneración del Podocarpus rospigliosii Pilger y su desarrollo en la juventud* (No. 2). Perú.
- Leakey, R. (1985). The capacity for vegetative propagation in trees. In M. G. R.

- Cannell & J. E. Jackson (Eds.), *Attributes' of trees as crop plants* (pp. 110–113). Inglaterra: Abbots Ripton, Institute of Terrestrial Ecology.
- Leahey, R., & Mesén, J. . (1992). Métodos de propagación vegetativa en árboles tropicales: enraizamiento de estacas suculentas. In *Metodos de propagación vegetativa en árboles tropicales* (pp. 135–153). Turrialba, Costa Rica: CATIE.
- Leahey, R., Mesén, J. F., Tchoundjeu, Z., Longman, K. A., Dick, J. M., Matin, A., ... Muthoka, P. N. (1990). Low-Technology Techniques for the Vegetative Propagation of Tropical Trees. *Commonwealth Forestry Review*, 69(3), 247–257.
- Leahey, R. R. B. (2014). Plant Cloning: Macropropagation. In *Encyclopedia of Agriculture and Food Systems* (van Alfen, Vol. 4, pp. 349–359). San Diego: Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-444-52512-3.00223-0>
- Loach, K. (1988). Water relations and adventitious rooting. In *Adventitious Root Formation in Cuttings* (Ed. By T.D, pp. 102–116). Portland: Disocorides Press.
- Loja, L. (2003). *Verdor de los Andes Ecuatorianos realidades y promesas* FAO. Ecuador: Proyecto Desarrollo Forestal Participativo en los Andes.
- López, G., & Mateo, J. (n.d.). *Manual para la clonación de coníferas ornamentales*. (UAEH, Ed.). México: Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.
- MacDonald. (1986). *Practical woody plant propagation for nursery growers*. (Batsford, Ed.) (Vol. 1). London: Times Press.
- Marín, A. (1998). Propagación vegetativa de dos podocarpaceas del Bosque andino colombiano con problemas de propagación sexual. *Smurfit. Carton*,

(186), 1–11.

Martin, B., & Quillet, G. (1974). Bouturage des arbres foriesters au Congo. *Bois For Trop*, 155, 15–33.

Melchior, G. (1974). *La propagación vegetativa de Bombacopsis quinata (Jacq.) Dugand (Saqui-Saqui) por estacas de epicótilos* (No. 39/40). Instituto Latinoamericano de Investigación y Capacitación.

Mesén, F. (1998). *Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de Sub-irrigación* (Manual técnico N° 30). Costa Rica.

Mesén, F. (2008). Curso: “Bases Técnicas Para la Propagación Vegetativa de Árboles Tropicales Mediante Enraizamiento de Estaquillas” (p. 100). Pucallpa, Perú: IIAP.

Mesén, F., Leakey, R. R. B., & Newton, A. c. (2001). The influence of stockplant environment on morphology , physiology and rooting of leafy stem cuttings of Albizia guachapele. *New Forests*, 22, 213–227. <https://doi.org/10.1023/A>

Mesén, F., & Viquez, E. (2003). Propagación vegetativa. In F. Cordero & D. Boshier (Eds.), *Bombacopsis quinata, un árbol maderable para reforestar* (pp. 89–96). Londres: Universidad de Oxford Tropical Forestry.

Mill, R. R. (2016). A Monographic Revision of Retrophyllum (Podocarpaceae). *Edinburgh Journal of Botany*, 73(02), 171–261. <https://doi.org/10.1017/S0960428616000081>

Ministerio de Agricultura y Riego - MINAGRI. (2016). Ministro José Hernández presenta proyectos de desarrollo en el agro por S/. 700 millones. Retrieved May 29, 2017, from <http://www.minagri.gob.pe/portal/noticias-antteriores/notas-2016/17119-ministro-jose-hernandez-presenta-proyectos-de-desarrollo-en-el-agro-por-s-700-millones>

- Ministerio del Ambiente - MINAM. (2016). *La Conservación de Bosques en el Perú (2011-2016) Conservando los bosques en un contexto de cambio climático como aporte al crecimiento verde* (1st ed.). Lima, Perú: MINAM.
- Mitchell, R. G., Zwolinski, J., & Jones, N. B. (2004). A review on the effects of donor maturation on rooting and field performance of conifer cuttings. *Southern African Forestry Journal*, (201), 53–63.
- Moisés, O., Jesús, J., Rivera, M. O., Vargas, J. J., López, J., Villegas, Á., ... Marcos, V. (2016). Enraizamiento de estacas de *Pinus patula*. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 39(4), 385–392.
- Negash, L. (2003). Vegetative propagation of the threatened East African yellowwood (*Podocarpus falcatus*). *South African Journal of Botany*, 69(2), 170–175.
- Nieto, V. M., & Rodriguez, J. (2003). *Decussocarpus rospigliosii*. In J. A. Vozzo (Ed.), *Tropical Tree Seed Manual* (1st ed., p. 432). Washington, USA: United States Department of Agriculture Forest Service.
- Núñez, Y. (1997). *Propagación Vegetativa del Cristóbal (Platymiscium pinnatum, Benth); pilon (Hyeromina alchorneoides, Allemo) y surá (Terminalia oblonga, Ruiz & Pavon) mediante el enraizamiento de estacas juveniles*. CATIE, Turrialba, Costa Rica.
- Olson, D., & Dinerstein, E. (1997). *The global 200: conserving the world's distinctive ecoregions*. Washington, USA: World Wildlife Fund - WWF.
- Peate, N. (1989). Media for cutting propagation. Washington. *The International Plant Propagators Society*, 39, 71–76.
- Pennington, R., Lavin, M., & Särkinen, T. (2010). Contrasting plant diversification histories within the Andean biodiversity hotspot. *Proceedings of the National*

- Academy of Sciences*, 107(31), 13783–13787. Retrieved from <http://www.pnas.org/content/107/31/13783.short>
- Pérez, S., & Aguirre, I. (2014). Estudio fenológico de especies forestales de Jaén y San Ignacio, Cajamarca - Perú. *Revista Científica Pakamuros*, 2(1), 38–45.
- Prasad, S., Murthy, R., & Karoshi, R. (1996). Vegetative propagation of Eucaliptus species via Hdropolit. *Indian Forester*, 122(9), 850–853.
- Quejada, C. (1980). *Propagación vegetativa* (2nd ed.). Madrid, España.
- Quijada, R. (1980). *Métodos de propagación vegetativa. En mejora genética de árboles forestales*. Roma: FAO DANIDA.
- Quispe, A., & Tello, J. (2001). *Especies forestales de uso múltiple de los bosques de neblina en el Nor Oriente del Perú* (1st ed.). Lima, Perú: Fondobosque.
- Ragonezi, C., Klimaszewska, K., Castro, M. R., Lima, M., Olivera, P., & Zavattieri, M. A. (2010). Adventitious rooting of conifers: influence of physical and chemical factors. *Trees*, 24(6), 975–992. <https://doi.org/10.1007/s00468-010-0488-8>
- Ramírez, J. (1997). Propagación vegetativa del pino colombiano *Podocarpus oleifolius* var. *macrostachyus* por injerto y por estacas. *Smurfit. Carton*, (186), 1–8.
- Ramos, A. (2004). *Propagación vegetativa de Sequoia sempervirens (D. Don) Ende, a través de estacas*. Universidad de Chile, Santiago, Chile.
- Reynel, C., & Marcelo, J. (2009). *Árboles de los ecosistemas forestales andinos. Manual de identificación de especies. Serie de Investigación y Sistematización No. 9*. Lima, Perú: Programa Regional ECONOBORA-INTERCOOPERATION.

- Reynel, C., Pennington, T., Pennington, R., Marcelo, J., & Daza, A. (2006). *Árboles útiles del Ande Peruano*. Perú: Darwin Initiative Project 332.
- Ríos, J. (n.d.). *Guía de evaluación socioeconómica y cultural para el manejo de bosques secundarios. Proyecto PD 138/02 Rev. 2 (F) "Evaluación Integral de Estrategia para el Manejo Sostenible de los Bosques Secundarios de la Región Selva Central del Perú."* San Ramón, Perú: Ministerio de Agricultura.
- Rodríguez, R., & Peña, S. (1984). *Flora de los andes: Cien especies del altiplano cundiboyacense*. Bogotá, Colombia: Corporación Autónoma Regional de las cuencas de los ríos Bogotá, Ubaté y Suárez (CAR).
- Rojas, S., García, J., & Alarcón, M. (2004). *Propagación asexual de plantas: Conceptos básicos y experiencias con especies amazónicas*. Colombia: Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural.
- Ruiz, H., & Mesén, F. (2010). Efecto del ácido indolbutírico y tipos de estaquilla en el enraizamiento de sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.). *Agronomía Costarricense*, 34(2), 259–267.
- Sandoval, A. (1997). *Propagación vegetativa de Eucalyptus globulus a través del enraizamiento de estacas*. Universidad de Concepción, Chile.
- Santelices, R. (1998). *Propagación vegetativa del Hualo, (Nothofagus glauca (Phil.) Krasser), mediante estacas procedentes de rebrotes de tocón*. Universidad de Chile, Chile.
- Sevilla, R., & Holle, M. (2004). *Recursos Genéticos Vegetales*. (Torre Azul SAC, Ed.) (1st ed.). Lima, Perú.
- Soboya, G. J. (2010). *Análisis técnico y económico en la producción de la cascarilla de arroz carbonizada (CAC) como sustrato para la propagación vegetativa de estacas juveniles de caoba (Swietenia macrophylla king) en*

- cámara de sub-irrigación*. Universidad Nacional de Ucayali, Pucallpa, Perú.
- Soto, P. (2004). *Reproducción vegetativa por estacas en Amomyrtus luma (luma), Amomyrtus meli (meli) y Luma apiculata (arrayán) mediante el uso de plantas madres jóvenes y adultas*. Universidad Austral de Chile, Valdivia, Chile.
- Soudre, M., Guerra, H., Mueras, L., Vasquez, A., Flores, M., Murrieta, C., ... Yepes, F. (2010). Protocolo para el enraizamiento d estacas juveniles de cinco especies maderables. Ucayali, Perú: IIAP, FINCyT.
- Soudre, M., Mueras, L., Limache, A., Guerra, H., & Mesén, F. (2011). Propagación vegetativa de tornillo Cedrelinga cateniformis (ducke) mediante enraizamiento de estacas juveniles en propagador de subirrigación. *Folia Amazónica*, 20(1–2), 83–94.
- Soudre, M., Vidal, F., Mori, J., Guerra, H., Mesen, F., & Perez, F. (2010). Propagación vegetativa de marupa (Simarouba amara Aubl .) medinte eraizamiento de estacas juveniles en propagador de subirrigación. *Folia Amazónica*, 19(1–2), 61–68.
- Tang R., H. L. (2014). Efecto de dos tipos de sustrato y cuatro dosis de ácido indolbutirico en el enraizamiento de estacas juveniles de Tabebulia serratifolia (Vahl) en propagadores de sub-irrigación, en Pucallpa-Ucayali, 85.
- Toro, J. (2007). Avances en la propagación por microestacas de Podocarpáceas. In *Macro y Micro-propagación de especies del bosque altoandino* (pp. 6–10). Medellín, Colombia: CORANTIOQUIA.
- Torres, A. (2003). *Relationship between seasonality, hedging and carbohydrates on growth of eucalypts in the vegetative propagation by minicutting*.

- Universidade de São Paulo, Estado de São Paulo, Brasil.
- Torres, J. (1988). Podocarpaceae. In P. Pinto & G. Lozano (Eds.), *Flora de Colombia* (p. 71). Colombia: Instituto de Ciencias Naturales.
- Trueman, S. J., & Peters, R. F. (2006). Propagation of Wollemi pine from tip cuttings and lower segment cuttings does not require rooting hormones. *Scientia Horticulturae*, 109, 394–397.
<https://doi.org/10.1016/j.scienta.2006.05.011>
- Trujillo, E. (2010). *Desinfección de Sustratos con Formol*. Costa Rica: El Semillero SAS. Retrieved from <https://www.youtube.com/watch?v=Y6ZHISoGkNs>
- Turner, B. L., & Cernusak, L. A. (2011). *Ecology of the Podocarpaceae in Tropical Forests* (No. 95). Washinton, USA: Smithsonian Institution Scholarly Press.
<https://doi.org/10.5479/si.0081024X.95.viii>
- Vásquez, C., Orozo, A., Rojas, M., Sánchez, E., & Cervantes, V. (1997). *La reproducción de plantas: semillas y meristemos* (1st ed.). México: Fondo de Cultura Económica.
- Veierskov, B. (1988). Relations between carbohydrates and adventitious root formation. In T. D. Davis, B. E. Haissig, & N. Sankhla (Eds.), *Adventitious root formation in cuttings* (Vol. 2, pp. 70–78). Portland: Dioscorides Press.
- Veillon, J. (1962). *Coníferas autóctonas de Venezuela, los Podocarpus: con especial énfasis sobre las podocarparpáceas de la región central del estado Mérida*. Universidad de los Andes, Venezuela.
- Vekhov, N. (1941). Vegetative propagation of trees and shrubs by means of summer cuttings. *Bull. Appl. Bot. And Plant Breeding. Suppl*, 61, 1–247.
- Vidal, F. D. (2010). *Evaluación de cinco dosis de ácido indolbutírico, sustratos y*

- características morfológicas en el enraizamiento de estacas juveniles de Simarouba amara (Marupa), Pucallpa - Perú.* Univeridad Ncional de Ucayali.
- Wells, J. (1979). *Silvicutura Chilena actual.* (Hucke, Ed.). Chile.
- Wendling, I., Trueman, S. J., & Xavier, A. (2014). Maturation and related aspects in clonal forestry-Part I: Concepts, regulation and consequences of phase change. *New Forests*, 45(4), 449–471. <https://doi.org/10.1007/s11056-014-9421-0>
- Wright, J. W. (1964). *Mejoramamiento genético de los árboles forestales. Estudios de Silvicultura y Productos forestales.* Roma, Italy: FAO.
- Yépez Duque, E. (2016). *Propagación vegetativa de Podocarpus oleifolius D. Don ex Lamb mediante esquejes en Santa Martha de Cuba, Provincia del Carchi.* Universidad Técnica del Norte, Ibarra, Ecuador.
- Zasoni, C. (1975). *Enraizamiento de estacas de ocho especies forestales utilizando estimuladores para germinación de raíces.* Centro Agronómico de Invetigación y Enseñanza, Turrialba, Costa Rica.
- Zenteno, F. (2007). *Retrophyllum rospigliosii (Podocarpaceae), un nuevo registro de pino de monte, en el noroeste de Bolivia.* *Kempffiana*, 3(2), 3–5.
- Zevallos, P. (1988). *Estudio demonológico de las podocarpáceas y otras especies forestales de Jaén y San Ignacio.* Universidad Nacional Agraria la Molina, Lima, Perú.

XII. ABREVIATURAS

AIA: Ácido indol acético

AIB: Ácido Indol-3-butirico

ANA: Ácido naftalenacético

CATIE: Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza

EEA: Estación Experimental Agraria

INIA: Instituto Nacional de Innovación Agraria

IIAP: Instituto de Investigación de la Amazonía Peruana

MINAGRI: Ministerio de Agricultura y Riego

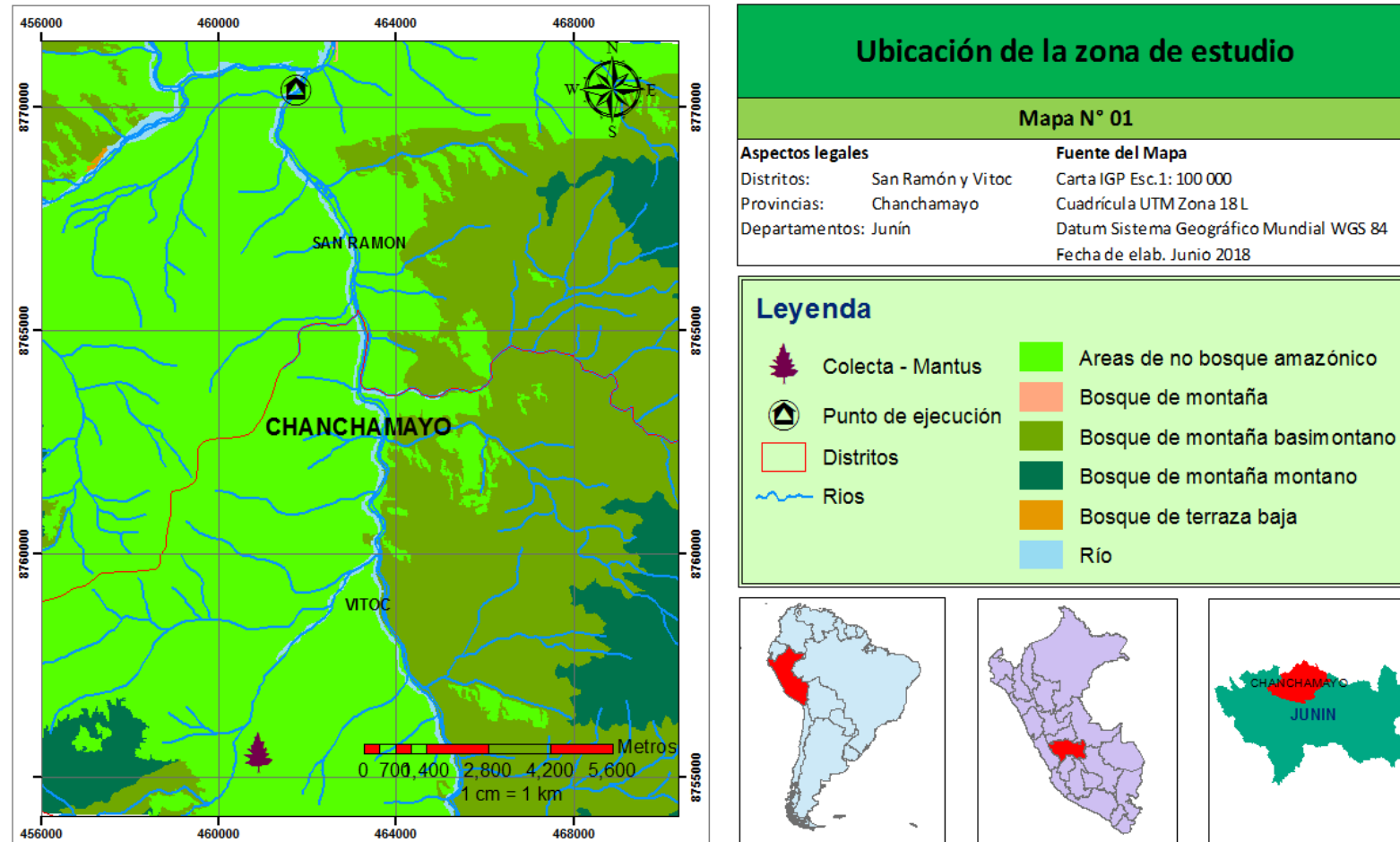
MINAM: Ministerio del Ambiente

UICN: Lista Roja de Especies Amenazadas de la Unión Internacional para
la Conservación de la Naturaleza

UTM: Universal Transversal Mercator

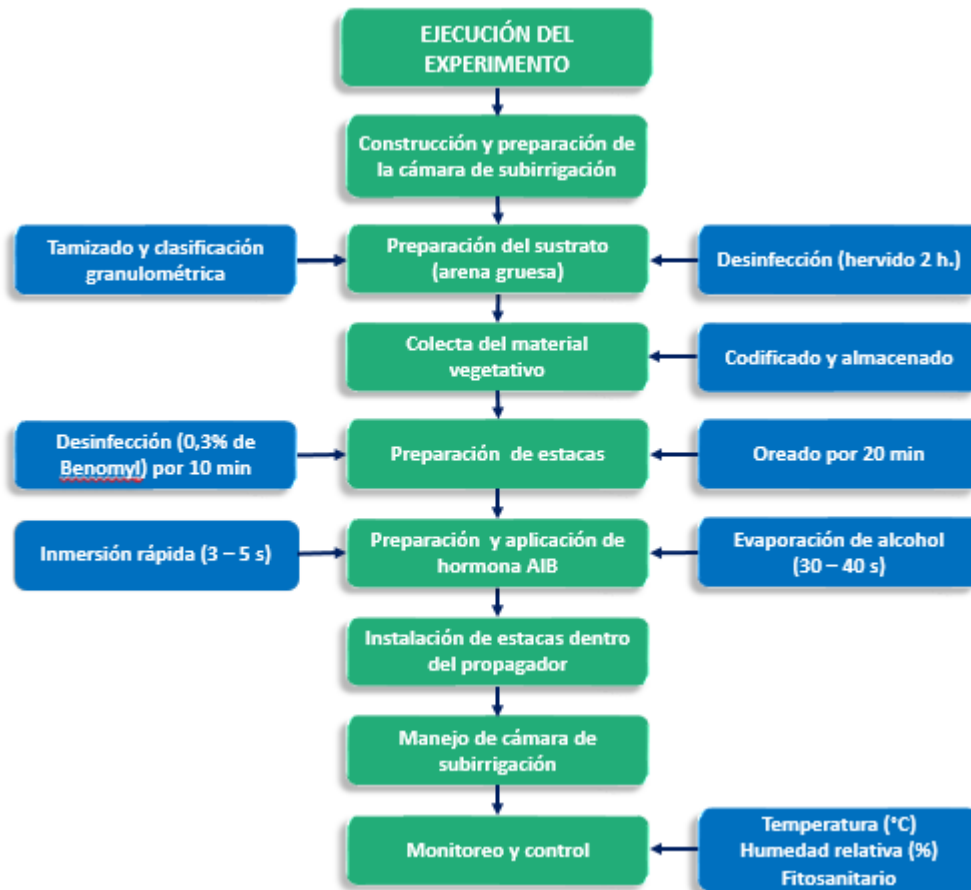
XIII. ANEXOS

Anexo 1 Mapas de ubicación del experimento



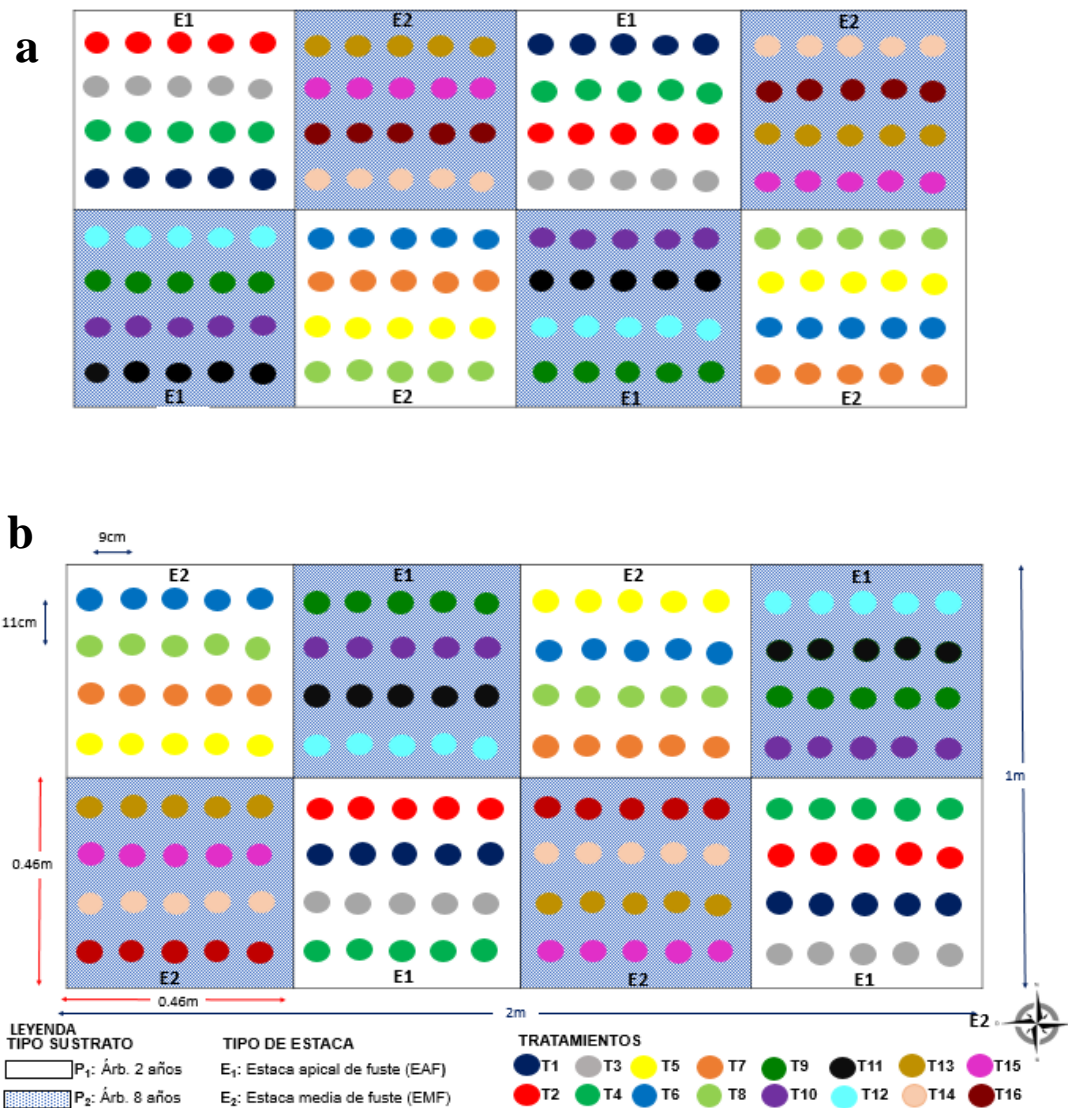
(Fuente. Elaboración Propia)

Anexo 2. Flujograma de ejecución del experimento de propagación vegetativa de *Retrophyllum rospigliosii* en cámara de subirrigación



Fuente: Elaboración propia

Anexo 3. Croquis de los diseños experimentales en Vivero San Ramón



Croquis de distribución de los tratamientos en la cámara de subirrigación en el Vivero del Anexo San Ramón, INIA, a) cámara 1 y b) cámara 2.

Anexo 4. Ficha de registro de colección de especies forestales

INIA
INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACIÓN AGRARIA
Programa de Investigación Agraria - Forestal

FICHA DE REGISTRO DE COLECCIÓN DE ESPECIES FORESTALES

Ficha N°

01. Código Nacional		02. Fecha de ingreso	/ / 201_
03. Expedición		04. Fecha de Colecta	/ / 201_
05. Código colecta			

Datos de ubicación:

06. País	Perú	07. Región		08. Provincia	
09. Distrito		10. Localidad		11. Fundo	
12. Altitud		13. Latitud		14. Longitud	
15. Referencia	a		km de	en dirección (N/S/E/O)	

16. Categoría de muestra:

Población natural	Plantación
-------------------	------------

17. Fuente de la muestra:

Bosque		Barbecho		Fajas de enriquecimiento		ANP	
Macizo forestal		Huerto		Borde de carretera		SAF	
Árbol solitario		Rodal		Cortinas rompe vientos		Pastizal	

Información Dendrológica del árbol:

18. Nombre común del árbol	19. Familia				
20. Nombre científico	21. N° de muestras colectadas				
22. Material colectado	Hojas	Flores	Frutos	Semillas	Púas
23. Código de muestra botánica	24. Código muestras de suelo				

Información dasométrica y morfológica del árbol:

26. DAP (cm)		27. Altura total (m)		28. Altura comercial (m)		
29. Rectitud del fuste	1 Recto	2 Ligeramente torcido		3 Torcido	4 Muy torcido	
30. Grosor de rama	1 Delgado	2 Normal		3 Grueso		
31. Angulo de ramificación	1 Recto	2 Normal		3 Agudo		
32. Bifurcación	1 Presente	0 Ausente				
33. Grano de inserción	1 Presente	0 Ausente				
34. Cantidad de trozas aprovechables (c/u 10")	1 troza	2 trozas	3 trozas	4 trozas	5 trozas	Más de 5 trozas
35. Forma de copa						
36. Proyección de copa						

37. Fenología de la especie:

Fenología	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Floración												
Fructificación												
Maduración												
Diseminación												
No presenta nada												

Información de hábitad

38. Gremio ecológico	Esciófito	Esciófito parcial/ heliófito total	Heliófito total
39. Pendiente			
40. Humedad de suelo			
41. Pedregosidad			
42. Tipo de árbol	Caducifolio		Perennifolio
43. Especies asociadas			

44. Estado Fitopatológico del árbol:

Descripción	
-------------	--

45. Información del colector:

Nombre del Propietario:	Cel:
Nombre colector:	Cel.
Observaciones:	

Anexo 5. Ficha para la toma de datos morfológicos de estacas de ulcumano
Ficha para la toma de datos morfológicos en estacas de ulcumano

Evaluador: **Fecha:**

Lugar: **Hora de inicio y finalización:**/.....

Nº	Conc. (ppm)	Diámetro (mm)	Longitud (cm)	Tipo de estaca	Procedencia	Observaciones
1						
2						
3						
4						
5						
6						
7						
8						
9						
10						
11						
12						
13						
14						
15						
16						
17						
18						
19						
20						
21						
22						
23						
24						
25						
26						
27						
28						
29						
30						
31						
32						
33						
34						
35						

Anexo 8. Resultados finales promedios de la propagación vegetativa del ulcumano a 17 semanas en condiciones de cámaras de subirrigación .

Trat	Edad planta madre	Tipo de estaca	Conc. de AIB (ppm)	Rept.	Supervivencia (%)	Enraizamiento (%)	Encallamiento (%)	Brotación (%)	Raíces (N°)	Longitud de raíces (mm)	Callos (N°)	Brotes (N°)	Longitud de brotes (mm)
T1	2 años	Apical	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
T1	2 años	Apical	0	2	20	0	0	0	0	0	0	0	0
T1	2 años	Apical	0	3	40	0	20	0	0	0	0.4	0	0
T1	2 años	Apical	0	4	40	0	0	0	0	0	0	0	0
T2	2 años	Apical	1000	1	60	0	40	0	0	0	1.2	0	0
T2	2 años	Apical	1000	2	80	20	40	20	0.2	0.4	1.4	0.4	0.2
T2	2 años	Apical	1000	3	40	0	20	0	0	0	0	0	0
T2	2 años	Apical	1000	4	20	0	0	0	0	0	0	0	0
T3	2 años	Apical	3000	1	80	0	40	20	0	0	1.4	0.2	0.2
T3	2 años	Apical	3000	2	40	0	0	0	0	0	0	0	0
T3	2 años	Apical	3000	3	40	0	40	0	0	0	0.8	0	0
T3	2 años	Apical	3000	4	40	0	20	0	0	0	0.2	0	0
T4	2 años	Apical	5000	1	60	0	40	20	0	0	1.2	0.4	4.4
T4	2 años	Apical	5000	2	40	0	0	0	0	0	0	0	0
T4	2 años	Apical	5000	3	60	0	20	0	0	0	0.2	0	0
T4	2 años	Apical	5000	4	40	0	20	0	0	0	0.8	0	0
T5	2 años	Media	0	1	80	0	40	60	0	0	1.0	0.8	5.0
T5	2 años	Media	0	2	80	20	80	80	0.6	3.03	2.2	1.6	5.67
T5	2 años	Media	0	3	80	20	80	80	2.0	3.75	3.0	2.8	3.94
T5	2 años	Media	0	4	100	60	60	100	3.4	5.30	1.2	1.8	7.37
T6	2 años	Media	1000	1	60	0	20	0	0.00	0.00	0.2	0.00	0.00
T6	2 años	Media	1000	2	60	20	40	60	2.0	4.0	2.0	0.8	2.97
T6	2 años	Media	1000	3	80	60	80	80	2.2	7.29	1.8	2.6	4.43
T6	2 años	Media	1000	4	60	40	40	60	2.4	6.05	0.8	1.4	2.6
T7	2 años	Media	3000	1	60	20	40	40	1.0	3.0	0.4	0.4	2.6
T7	2 años	Media	3000	2	80	40	60	80	1.0	4.82	1.4	4.2	4.41
T7	2 años	Media	3000	3	80	60	80	80	3.8	11.7	2.4	2.0	4.9
T7	2 años	Media	3000	4	80	40	80	100	3.0	8.43	1.4	2.4	6.36
T8	2 años	Media	5000	1	60	40	40	60	3.4	6.24	1.2	3.6	3.65

T8	2 años	Media	5000	2	80	20	40	60	1.0	3.0	1.4	2.2	2.32
T8	2 años	Media	5000	3	100	40	60	100	4.2	6.11	0.8	2.4	7.22
T8	2 años	Media	5000	4	80	40	60	80	3.6	6.27	1.4	1.6	6.13
T9	8 años	Apical	0	1	100	20	80	0	0.2	0.4	3.4	0	0
T9	8 años	Apical	0	2	80	0	0	0	0	0	0	0	0
T9	8 años	Apical	0	3	100	0	60	0	0	0	2.6	0.00	0.00
T9	8 años	Apical	0	4	60	0	0	0	0	0	0.00	0.00	0.00
T10	8 años	Apical	1000	1	60	0	20	20	0	0	0.2	0.2	0.24
T10	8 años	Apical	1000	2	60	0	20	0	0	0	0.4	0	0
T10	8 años	Apical	1000	3	60	20	60	20	0.2	0.4	2.2	0.2	2.0
T10	8 años	Apical	1000	4	60	0	0	0	0	0	0	0	0
T11	8 años	Apical	3000	1	80	0	60	0	0	0	2.8	0	0
T11	8 años	Apical	3000	2	60	0	40	0	0	0	1.0	0	0
T11	8 años	Apical	3000	3	60	20	40	20	0.2	1.28	0.6	0.2	1.8
T11	8 años	Apical	3000	4	60	20	60	20	0.2	0.6	1.2	0.2	0.6
T12	8 años	Apical	5000	1	80	40	80	20	1.2	2.02	3.4	0.4	0.6
T12	8 años	Apical	5000	2	60	20	60	0	0.2	0.4	3.0	0	0
T12	8 años	Apical	5000	3	60	0	20	0	0	0	0.6	0	0
T12	8 años	Apical	5000	4	80	40	80	0	0.8	1.6	4.0	0	0
T13	8 años	Media	0	1	80	60	80	80	2.4	1.76	4.8	2.8	3.19
T13	8 años	Media	0	2	80	60	60	60	0.8	1.65	2.4	1.8	2.17
T13	8 años	Media	0	3	60	0	40	60	0	0	0.2	1.2	1.6
T13	8 años	Media	0	4	60	0	40	20	0	0	1.2	0.6	1.57
T14	8 años	Media	1000	1	60	40	60	60	0.6	1.28	2.8	0.6	2.9
T14	8 años	Media	1000	2	60	30	60	60	2.6	3.08	2.0	1.0	6.6
T14	8 años	Media	1000	3	40	10	20	0	0	1.0	0	0	0
T14	8 años	Media	1000	4	60	20	40	60	1.2	1.4	1.0	1.6	3.6
T15	8 años	Media	3000	1	100	40	80	60	1.2	3.80	4.8	2.4	1.69
T15	8 años	Media	3000	2	60	0	60	20	0	0	2.4	0.4	0.35
T15	8 años	Media	3000	3	80	20	60	40	0.6	2.42	1.0	0.8	3.73
T15	8 años	Media	3000	4	60	0	40	20	0	0	0.6	0.4	0.4
T16	8 años	Media	5000	1	40	20	40	40	0.4	1.55	2.4	0.8	0.86
T16	8 años	Media	5000	2	40	20	40	40	0.2	3.42	1.4	1.6	1.8
T16	8 años	Media	5000	3	20	20	20	20	0.2	1.14	1.0	0.6	0.73
T16	8 años	Media	5000	4	20	0	20	0	0	0	0.2	0	0

Anexo 9. Panel fotográfico por tratamiento



T1: Árb. 2 años + E. Apical + 0 ppm



T2: Árb. 2 años + E. Apical + 1,000 ppm



T3: Árb. 2 años + E. Apical + 3,000 ppm



T4: Árb. 2 años + E. Apical + 5,000 ppm



T5: Árb. 2 años + E. Media + 0 ppm



T6: Árb. 2 años + E. Media + 1,000 ppm



T7: Árb. 2 años + E. Media + 3,000 ppm



T8: Árb. 2 años + E. Media + 5,000 ppm



T9: Árb. 8 años + E. Apical + 0 ppm



T10: Árb. 8 años + E. Apical + 1,000 ppm



T11: Árb. 8 años + E. Apical + 3,000 ppm



T12: Árb. 8 años + E. Apical + 5,000 ppm



T13: Árb. 8 años + E. Media + 0 ppm



T14: Árb. 8 años + E. Media + 1,000 ppm



T15: Árb. 8 años + E. Media + 3,000 ppm



T16: Árb. 8 años + E. Media + 5,000 ppm