



Universidad Estatal Península de Santa Elena

Facultad de Ciencias Agrarias

Carrera Ingeniería Agropecuaria

**PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE LA ESPECIE
FORESTAL GUASANGO (*Loxopterygium huasango*
Spruce ex Engl) UTILIZANDO DOS TIPOS DE ESTACAS
EN VIVERO, EN LA COMUNA PALMAR, PROVINCIA
DE SANTA ELENA**

TRABAJO DE TITULACIÓN

Previo a la obtención del título de:

INGENIERO AGROPECUARIO.

Autor: Jorge Enrique Borbor Villalta.

La Libertad, 2017



Universidad Estatal Península de Santa Elena

Facultad de Ciencias Agrarias

Carrera de Ingeniería Agropecuaria

**PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE LA ESPECIE
FORESTAL GUASANGO (*Loxopterygium huasango*
Spruce ex Engl) UTILIZANDO DOS TIPOS DE ESTACAS
EN VIVERO, EN LA COMUNA PALMAR, PROVINCIA
DE SANTA ELENA**

TRABAJO DE TITULACIÓN

Previo a la obtención del Título de:

INGENIERO AGROPECUARIO.

Autor: Jorge Enrique Borbor Villalta.

Tutor: Ing. Juan Valladolid Ontaneda M.Sc.

La Libertad, 2017

TRIBUNAL DE GRADO

Ing. Lenni Ramirez Flores Mg.
**DECANA (E) DE LA FACULTAD
DE CIENCIAS AGRARIAS**

Ing. Mercedes Arzube Mayorga M.Sc.
**DELEGADA DE LA DIRECTORA
DE CARRERA**

Ing. Ángel León Mejía M.Sc.
PROFESOR DE ÁREA

Ing. Juan Valladolid Ontaneda M.Sc.
PROFESOR TUTOR

Abg. Brenda Reyes Tomalá Mg.
SECRETARIA GENERAL

AGRADECIMIENTOS

Expresar mis sinceros agradecimientos a todos quienes hicieron posible la culminación del presente trabajo de investigación.

A Dios por darme sabiduría y entendimiento para poder hacer realidad este proyecto; de igual manera a la Universidad Estatal Península de Santa Elena, a la facultad de Ciencias Agrarias a través de la carrera de Ingeniería Agropecuaria y a sus docentes por haber contribuido día a día con sus conocimientos teóricos – técnicos para mi formación profesional.

De igual manera a mi director de Tesis Ing. Juan Valladolid Ontaneda, por su generosidad al brindarme la oportunidad de recurrir a su capacidad y experiencia en un marco de confianza, afecto y amistad al guiarme y orientarme en esta investigación.

A la Ing. Clotilde Andrade Varela por su asesoría y colaboración brindada en el desarrollo de la parte estadística de este proyecto.

Y a todos mis compañeros de clase durante todos los niveles de Universidad, ya que gracias al compañerismo, amistad y apoyo moral han aportado en un alto porcentaje a mis ganas de seguir adelante y culminar con éxito mi carrera profesional.

Jorge Borbor Villalta.

DEDICATORIA

La presente Tesis la dedico a toda mi familia, principalmente a mi madre Azucena Villalta, que ha sido un pilar fundamental en mi formación como profesional, por brindarme la confianza, consejos, oportunidad y recursos para lograrlo.

A mi esposa Janeth Rosales, muchas gracias por estar siempre en los momentos difíciles brindándome su amor, paciencia y comprensión.

A mis Hijos; Abel, Santiago, Milena y Thaily, quienes permanentemente me apoyaron moralmente con su espíritu alentador, contribuyendo incondicionalmente a lograr mis metas y objetivos propuestos.

Jorge Borbor Villalta.

RESUMEN

La especie guasango (*Loxopterygium huasango*), es una especie nativa del bosque seco que encontramos en la provincia de Santa Elena, tiene su importancia en la parte ambiental, ya que es una de las especies que resiste suelos pobres y desérticos con mínima precipitación por año. El estudio se realizó en un vivero de la comuna Palmar cantón Santa Elena; el objetivo es evaluar el comportamiento de la propagación de la especie guasango utilizando estacas provenientes de ramas de la parte apical y basal. Para ejecutar el proyecto se utilizó un total de 90 estacas (45 basales y 45 apicales), bajo un análisis de varianza de prueba de t students para dos muestras suponiendo varianzas iguales con dos tratamientos (T1) estacas basales y (T2) estacas apicales. Las estacas utilizadas provienen de árboles padres del mismo sitio donde se encuentra ubicado el vivero (lugar del estudio), las estacas tienen un tamaño de 40 cm y de 2 a 3 cm de diámetro, la propagación se realiza en fundas de polietileno con sustrato compuesto de humus de lombriz y una fitohormona para el enraizamiento, antes de la plantación las estacas fueron sumergidas en agua durante 30 días luego de lo cual fueron plantadas en las fundas con sustrato. Para evaluar el comportamiento agronómico de la especie se determinaron variables como: número de brotes por planta, tamaño del brote, número de hojas y porcentaje de prendimiento. Las variables fueron tomadas durante 30, 60, 90 y 120 días tiempo máximo de duración del estudio, los resultados alcanzados demuestran que las estacas de la parte basal de la rama obtuvieron las mejores condiciones para la propagación, presentan 1,20 unidad promedio de brotes/planta; 1,20 unidad promedio de hojas por planta y un porcentaje de prendimiento del 66,67%. Los resultados logrados son de utilidad de las personas de la zona de Santa Elena que se dedican a la producción de plantas en vivero y sobre todo la de especie guasango.

ABSTRACT

The species guasango (*Loxopterygium huasango*), is a native species of the dry forest that we find in the province of Santa Elena, has its importance in the environmental part, since it is one of the species that resists poor and desert soils with minimum precipitation per year. The study was carried out in a nursery in the Palmar municipality of Santa Elena; the objective is to evaluate the behavior of the propagation of guasango species using cuttings from branches of the apical and basal part. To execute the project, a total of 90 stakes (45 basal and 45 apical), were used under a tstudents test variance analysis for two samples ussuming equal variance with two treatments (T1) basal stakes and (T2) apical stakes. The cuttings used come from parent parent trees of the same site where the nursery is located (place of study), the cuttings have a size of 40 cm and 2 to 3 cm in diameter, propagation is made in polyethylene sheaths with substrate composed of worm humus and a phytohormone for rooting, before planting the cuttings were immersed in water during 30 days after which they were planted in the substrate sleeves. To evaluate the agronomic behavior of the species, variables such as: number of shoots per plant, shoot size, number of leaves and percentage of catch were determined. The variables were taken during 30, 60, 90 and 120 days maximum time duration of the study, the obtained results show that the stakes of the basal part of the branch obtained the best conditions for the propagation, present 1,20 average bud/plant unit; 1,20 average unit of leaves per plant and a percentage of catch of 66,67%. The results obtained are useful for people in the Santa Elena area who are dedicated to the production of plants in nursery and especially the guasango species.

“El contenido del presente Trabajo de graduación es de mi responsabilidad; el patrimonio intelectual del mismo pertenece a la Universidad Estatal Península de Santa Elena”

ÍNDICE

INTRODUCCIÓN	1
CAPÍTULO 1. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	4
1.1.-El Guasango (Loxopterigyum huasango)	4
1.1.1.- Descripción morfológica	6
1.1.2.- Ecología y uso de la especie	7
1.1.3.- Fenología del guasango	7
1.3.- Formas de propagación de plantas	10
1.3.1.-Propagación sexual	11
1.3.2.-Propagación asexual.....	11
1.4.-Reguladores de crecimiento vegetal	12
1.4.1.- Auxinas	13
1.4.2.- Citocininas.....	14
1.4.3.- Giberelinas.....	14
1.5.-Micro propagación de especies forestales	15
1.6.- Las fitohormonas en la propagación de plantas.....	16
1.7.- Distribución de la especie guasango en el Ecuador.....	17
CAPÍTULO 2. MATERIALES Y MÉTODOS	18
2.1.- Ubicación del área de estudio.....	18
2.2.-Caracterización de la zona de estudio.....	18
2.3.- Materiales y equipos.....	19
2.3.1.- Material vegetativo	19
2.3.2.- Materiales e Insumos	19
2.3.3.- Equipos.....	20
2.4.- Metodología.....	20
2.4.1.- Diseño experimental	20
2.4.2.- Manejo del experimento.....	22
2.4.3.- Comportamiento agronómico de la especie en fase de vivero	23
CAPÍTULO 3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	25
3.1.- Comportamiento agronómico de la especie en fase vivero	25
3.1.1.- Numero de brotes.....	25
3.1.2.- Número de hojas	26
3.1.3.- Longitud de brotes	28
3.1.4.- Determinación del porcentaje de prendimiento.....	29
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	32
Conclusiones.....	32
Recomendaciones	32
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	34
ANEXOS	

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Clasificación taxonómica de la especie guasango.	6
Tabla 2. Descripción de los tratamientos.	21
Tabla 3. Delineamiento experimental.	21
Tabla 4. Aplicación riego y enraizador.	23
Tabla 5. Cantidad de brotes basales y apicales a los 30, 60, 90, y 120 días.	25
Tabla 6. Prueba de t brotes basales y apicales a los 30, 60, 90 y 120 días.	26
Tabla 7. Cantidad de hojas basales y apicales a los 30, 60, 90 y 120 días.	26
Tabla 8. Prueba de t número de hojas a los 30, 60, 90 y 120 días.	27
Tabla 9. Longitud de brotes basales y apicales a los 30, 60, 90 y 120 días.	28
Tabla 10. Prueba de t longitud de brotes a los 30, 60, 90 y 120 días.	29
Tabla 11. Porcentaje de prendimiento a los 120 días.	29

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Localización del ensayo.	18
Figura 2. Número de brotes en estacas basales y apicales.....	25
Figura 3. Número de hoja en estacas basales y apicales.....	27
Figura 4. Longitud de brotes en estacas basales y apicales.	28
Figura 5. Porcentaje de prendimiento en los tratamientos.....	30

ÍNDICE DE ANEXOS

- Tabla 1A.** Número de brotes en períodos de 30 días.
- Tabla 2A.** Prueba t Students de número de brotes a los 30 días.
- Tabla 3A.** Prueba de t Students de número de brotes a los 60 días.
- Tabla 4A.** Prueba de t Students de número de brotes a los 90 días.
- Tabla 5A.** Prueba de t Students de número de brotes a los 120 días.
- Tabla 6A.** Número de hojas en períodos de 30 días.
- Tabla 7A.** Prueba de t Students de número de hojas a los 30 días.
- Tabla 8A.** Prueba de t Students de número de hojas a los 60 días.
- Tabla 9A.** Prueba de t Students de número de hojas a los 90 días.
- Tabla 10A.** Prueba de t Students de número de hojas a los 120 días.
- Tabla 11A.** Longitud de brotes en períodos de 30 días.
- Tabla 12A.** Prueba de t Students de longitud de brotes a los 30 días.
- Tabla 13A.** Prueba de t Students de longitud de brotes a los 60 días.
- Tabla 14A.** Prueba de t students de longitud de brotes a los 90 días.
- Tabla 15A.** Prueba de t students de longitud de brotes a los 120 días.
- Figura 1A.** Fundas de polietileno utilizadas en el ensayo tamaño 4x8".
- Figura 2A.** Enraizador utilizado en el ensayo.
- Figura 3A.** Estacas apicales de 1-2 cm. de diámetro y 40 cm de largo.
- Figura 4A.** Estacas basales de 2-4 cm. de diámetro y 40 cm. de largo.
- Figura 5A.** Estacas en solución de Multiraíces 100 ml/100 litros de agua.
- Figura 6A.** Presencia de nuevas yemas en estacas a los 30 días.
- Figura 7A.** Primeras hojas verdaderas a los 60 días.
- Figura 8A.** Tamaño y cantidad de hojas a los 90 días.
- Figura 9A.** Tamaño de hojas a los 120 días.
- Figura 10A.** Presencia de hojas y raíces en estacas basales.
- Figura 11A.** Prendimiento de estacas.

INTRODUCCIÓN

La diversidad biológica de la tierra se encuentra amenazada por el ser humano de forma tal que una cuarta parte de las especies actuales está en peligro de extinguirse de aquí al año 2025; unas por destrucción de hábitat, la contaminación del suelo, agua y aire, y otras por una desmesurada explotación comercial, (Sierra et al, 1999).

La unión internacional para la conservación de la naturaleza reveló en 1990 que, en un futuro próximo, pueden desaparecer 5000 especies de animales y 40 000 de vegetales, (Sierra et al, 1999).

La especie forestal guasango se lo encuentra a largo de la toda la costa de Ecuador y Perú se distingue una franja de bosques secos, como manifiesta, (Sierra et al, 1999), en Ecuador existen 25 030 km² de bosque seco con una remanencia de 28,4% y, en el Perú existen 31 425 km² en condiciones más degradadas que el ecuatoriano.

Además este mismo autor describe que en Ecuador las zonas de bosque seco están incluidas en las formaciones de la costa, en las subregiones Centro y Sur. Empiezan en el sur de Esmeraldas, continúa en Manabí (Parque Nacional Machalilla y el cerro Montecristi), Península de Santa Elena, Golfo de Guayaquil, Isla Puná, Cerro Blanco y en la Reserva Ecológica Manglares-Churute y el suroccidente de las provincias de Loja y El Oro en la frontera con Perú.

El guasango, cuyo nombre científico es *Loxopterygium huasango*, es una especie forestal nativa de la península de Santa Elena y de ciertos sectores de la región costera ecuatoriana. Está ligado con la vida cotidiana del cholo, incluso en sus creencias y supersticiones. Es alto, con muchas ramas de madera oscura y muy dura, que es apreciada para varios usos: construcción de casas, muebles, instrumentos de trabajo.

En la propagación asexual existe una forma de reproducción de esta especie para obtener una nueva planta, además hay muchas especies que son muy adaptables al

método practicado por estacas, teniendo la habilidad de desarrollar raíces nuevas y llegar a formar una planta nueva. Es fundamental en muchas especies forestales la propagación asexual ya que no se cuenta con semillas disponibles para ser reproducidas y tener un crecimiento en menor tiempo como es el caso del guasango (*Loxopterygium huasango*), entre otras.

En la provincia de Santa Elena, existe desconocimiento sobre este método de propagación vegetal de esta especie; se conoce que en la provincia de Loja se ha venido dando la propagación vegetal por la vía sexual (semillas) y en algunos casos por estacas, dando resultados poco satisfactorios. La imperiosa necesidad y finalidad de buscar alternativas más eficientes de propagación asexual, de la especie guasango (*Loxopterygium huasango*), se basa en que se encuentra en peligro de extinción y poder direccionarlos en proyectos de forestación y reforestación en la Península de Santa Elena y toda la región costera del Ecuador.

Con estos antecedentes, la Universidad Estatal Península de Santa Elena, nos permite generar este tipo de investigación científica para las personas que se dedican a investigar y estudiar las diferentes formas de propagación de estas especies nativas de nuestro perfil costero en la fase de vivero.

La reforestación con especies nativas constituye una herramienta promisoriosa para la restauración de ecosistemas degradados en la Región Sur del Ecuador; sin embargo, es necesario tener un mejor conocimiento de la ecología, silvicultura y la biología reproductiva de las especies forestales nativas del bosque seco; por ello, el mejoramiento de los conocimientos en técnicas de propagación constituye un aspecto fundamental en el proceso de restauración (Aguirre *et al.* 2006).

La presente investigación se desarrolló en el marco del proyecto “Propagación vegetativa de la especie forestal guasango (*Loxopterygium huasango*), utilizando dos tipos de estacas en vivero en la comuna Palmar, provincia de Santa Elena”. Durante el periodo comprendido entre el 15 de julio de 2016 hasta 15 de noviembre de 2016, la recolección de material vegetal se lo realizo en la comuna Palmar, las estacas

fueron obtenidas a una longitud de 40 y 30 cm para el estudio de la parte basal y apical de las ramas, las mismas que se llevaron al vivero para darle su tratamiento correspondiente y obtener los resultados de prendimiento.

Problema científico:

¿Es probable que utilizando estacas provenientes de ramas apicales y basales de la especie guasango se obtenga mayor porcentaje de prendimiento en fase de vivero?

Objetivo general:

Determinar el prendimiento de la especie guasango (*Loxopterygium huasango*), propagado mediante dos tipos de estacas provenientes de ramas apicales y basales en etapa de vivero.

Objetivos específicos:

- Evaluar el comportamiento agronómico de la especie forestal en la fase de vivero propagada mediante estacas.
- Determinar el porcentaje de prendimiento en estacas provenientes de ramas apical y basal.

Hipótesis:

Al menos un tipo de estaca utilizada en el ensayo será adecuada para la propagación vegetativa de la especie.

CAPÍTULO 1. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1.1.-El Guasango (Loxopterigyum huasango)

La diversidad biológica de la tierra de halla amenazada por el ser humano de forma tal que una cuarta parte de las especies actuales está en peligro de extinguirse de aquí al año 2025; unas por destrucción de hábitat, la contaminación del suelo, agua y aire, y otras por una desmesurada explotación comercial.

La unión internacional para la conservación de la naturaleza revelo en 1990 que, en un futuro próximo, pueden desaparecer 5000 especies de animales y 40 000 de vegetales, (Sierra *et al.*, 1999).

La especie forestal guasango se lo encuentra a largo de la toda la costa de Ecuador y Perú se distingue una franja de bosques secos, como manifiesta (Sierra *et al.*, 1999), en Ecuador existen 25 030 km² de bosque seco con una remanencia de 28,4% y, en el Perú, existen 31 425 km² en condiciones mas degradadas que el ecuatoriano.

Ademas este mismo autor describe que en Ecuador las zonas de bosque seco están incluidas en las formaciones de la costa, en las subregiones Centro y Sur. Empiezan en el sur de Esmeraldas, continua en Manabí (Parque Nacional Machalilla y el cerro Montecristi), Península de Santa Elena, Golfo de Guayaquil, Isla Puná, Cerro Blanco y en la Reserva Ecológica Manglares-Churute y el suroccidente de las provincias de Loja y El Oro en la frontera con Perú.

La Península de Santa Elena según la clasificación de Teodoro Wolf pertenece a la región árida de la costa, la cual se caracteriza por árboles caducifolios donde se distinguen tres formas florísticas: el manglar, una formación halófito y la sabana.

Manglares: Esta formación se caracteriza por la vegetación que crece en el agua salada, en la zona de mareas, los géneros más importantes son *Rhizophora*, con raíces fúlcreas y *Avicennia* (*Avicennianótida*; *A. Tormentosa*). Se encuentran también los géneros *Laguncularia* y *Conocarpus*, éste último en los puntos de baja concentración salina.

Halófitas: Se caracterizan por estar conformadas de especies que soportan salinidad sin ningún problema. Donde crecen árboles y arbustos tropicales como son la euforbiácea manzanilla (*Hippomaneman cinella*) de latex venenoso, el Cocos nucífera (*cocotero*), En esta formación crecen espinos, ceibo, cactus, algarrobo (*Prosopis juliflora*), Palo santo (*Burserea graveolens*), guasango (*Loxopterigyum huasango*) y mimosas.

Sabana: Ocupa gran parte de la zona Litoral y presenta una vegetación de gramíneas extensa y variada, siendo raros y pequeños los cactus. Sus bosques tienen maderas finas, como el Guayacán y el Laurel, entre otros, se encuentran también algunos árboles siempre verdes, como el Guanábano (*Anona muricata*), Ébano (*Zizyphus thysiflora*); el Barbasco (*Jacquinia pubescens*) de flores aromáticas y frutas verdosas, tamarindos, (Sierra *et al*, 1999).

Entre los arbustos abundan las euforbiáceas (género *Crotón*), Rhamnaceas (*Zisiphus*), malváceas (*Paronia*, *Hibiscus*, *Gossypium* o algodón silvestre), bittneriaceas, rubiáceas, leguminosas (entre ellas el añil), mimosas.

Entre los árboles frutales están los ciruelos colorados y amarillos (*Spondias*); la adormidera venenosa, el árbol el jabón (*Sapindus saponaria*); el Cerezo, del género *Malpighia*; entre otros.

En los bosques de la Península, la irracional intervención del hombre ha reducido considerablemente el número y densidad de las especies forestales mediante su tala indiscriminada y la producción de carbón vegetal, con la grave consecuencia de acentuar la desertización del área.

Tabla 1. Clasificación Botánica de la especie.

Reino:	Vegetal
Subreino:	Tracheobionta
División:	Magnoluophyta
Clase:	Magnoliopsida
Subclase:	Rosidae
Orden:	Sapindales
Familia:	Anacardiaceas
Género:	Loxopterygium
Especie:	Huasango
Nombre Científico:	<i>Loxopterygium huasango</i> Spruce ex Engl.
Nombre Común:	Guasango o Hualtaco

1.1.1.- Descripción morfológica

La especie guasango es un árbol caducifolio de hasta 30 m de alto y 80 cm de DAP, el tronco es un poco oscuro casi negro con una corteza se desprende en unas placas rectangulares. Las hojas son compuestas imparipinadas, alternas, de 40 a 60 cm de largo, sus foliolos de 4 a 6 cm, base obtusa y un ápice agudo. Las inflorescencias en panículas axilares, sus flores son muy pequeñas de color blanco, el cáliz es de cinco sépalos de color verde y corola cuenta con cinco pétalos de color blanco. Su fruto es una sámara de color café cuando están climatéricos, de 1 a 1,5 cm y estos son dispersados generalmente por el viento, (Cueva 2005).

El guasango es un árbol caducifolio, de 15-20 m altura, 50 cm de DAP. Fuste irregular y muy ramificado; su copa es globosa, frondosa, con un follaje casi siempre amarillento. Tiene una Corteza lisa, de color café cuando es joven, cuando es adulto la corteza es marrón, cuando se corta una parte de su corteza, Exuda un látex de color blanco que fluye en gotas gruesas. Las Hojas compuestas, alternas e imparipinadas de 30-40 cm de longitud; foliolos alargados, grandes de base obtusa, con ápice

agudo, sus nervaduras presentan pelos blanquecinos, borde aserrado, su olor y contacto causa alergia en la piel. Sus flores son muy pequeñas, de 3 mm de longitud, de color blanquecino, formando espigas compuestas. Su fruto es una sámara y su semilla de 1,5 cm de color verde (tierno) y café-verdoso (maduro) Florece dos veces al año de febrero-abril y en agosto; Su propagación se realiza por medio de semilla y estacas. Su crecimiento es lento (Aguirre 2002, Velásquez 1998, González *et al.* 2005).

1.1.2.- Ecología y uso de la especie

Esta especie se encuentra distribuida en la región tumbesina de la costa peruana y ecuatoriana, y el hábitat es de una altitud de 0 a 800 msnm, con temperatura de alrededor de 24°C, y precipitaciones anuales de 250 a 800 mm. Habita en planicies y zonas de montaña del bosque seco, en las provincias de Guayas, El Oro y Loja, crece entre 0 – 2 000 msnm (Jorgensen y León-Yáñez 1999).

Su madera es utilizada en cercas vivas que tienen una durabilidad por varias décadas ya que es muy resistente al contacto con el suelo; además se utiliza para la construcción de viviendas, se lo usa como postes, vigas, astillas para las paredes y también se usa como leña. Su resina es usada en medicina como anestésico para extraer dientes en mal estado, para frotaciones reumáticas y como repelente (Aguirre 2012).

1.1.3.- Fenología del guasango

El guasango es un árbol caducifolio de 8 m de altura, de flores pequeñas y su fruto una sámara, su florecimiento comienza desde marzo hasta abril, iniciando desde abril a septiembre su fructificación para luego recolectarse las semillas en julio y agosto, en lugares donde la precipitación es baja (Velásquez 1998).

En cuanto a los estudios realizados en *Loxopterygium huasango* no existe mayor información bibliográfica sobre cultivo de tejidos in vitro, con excepción del trabajo

de tesis realizado por Millones (1993) donde reporta la propagación clonal a partir de ápices caulinares procedentes de plántulas obtenidas por germinación de semillas *in vitro*; en este proceso se obtuvo elongación del brote, brotamiento múltiple y enraizamiento de brotes, así como la inducción de callos en explantes de cotiledones en altas concentraciones de 2,4-D. Por otra parte, existen algunos estudios sobre micro propagación *in vitro* de algunas especies forestales tanto en Ecuador como en otros países. A continuación, se mencionan algunos de estos estudios. Díaz (2012), en su estudio sobre procesos morfogénicos *in vitro* de *Cedrela montana*, inducidos, a partir de semillas, para propagación y conservación de germoplasma, obtuvo un 72% de semillas germinadas mediante la aplicación de 2 mg/L de ácido giberélico (AG3). En cuanto a la fase de proliferación o multiplicación de explantes de ápices caulinares y segmentos nodales obtuvo los mejores resultados aplicando 2mg/L de BAP, ya que se obtuvo 3 brotes/explante; mientras que para la fase de enraizamiento se obtuvieron 2,4 raíces con una longitud de 30,58 mm por explante aplicando al medio de cultivo una concentración de 1 mg/l de AIB.

Jácome., (2012), en su estudio denominado “Establecimiento, inducción y evaluación a callogénesis *in vitro* de meristemas apicales de árboles jóvenes de romerillo (*Podocarpus oleifolius*) como futura estrategia de conservación de la especie en el Distrito Metropolitano de Quito” determinó que el mejor tratamiento de desinfección para el establecimiento *in vitro* meristemas apicales de árboles jóvenes de *Podocarpus oleifoluis* la aplicación de hipoclorito de sodio a una concentración de 1% durante 10 minutos con un lavado previo de las yemas apicales en una solución detergente durante 40 minutos. Por otro lado, menciona que la mejor formulación nutritiva evaluada para el establecimiento e inducción de callogénesis *in vitro* de meristemas apicales es el medio de cultivo de Murashige y Skoog (MS) a una concentración completa.

El estudio realizado por Soto *et al.*, (2010), denominado “Establecimiento *in vitro* de *Cedrela salvadorensis* Standl” menciona que el método de desinfección con hipoclorito de sodio aplicado en los frutos, presentó un buen resultado ya que se logró obtener un elevado porcentaje de embriones cigóticos libres de

microorganismos, El porcentaje de germinación de los embriones varió del 80 al 100 %, mientras que las estaquillas respondieron mejor al medio de cultivo con 0,5 mg/L de BA, teniendo un número máximo de dos yemas por nudo.

En la investigación de Suárez *et al.*, (2006), denominada “Desarrollo de un protocolo para propagación *in vitro* de Roble, *Tabebuia rosea* Bertol DC” obtuvo menores niveles de contaminación de explantes de roble, al aplicar una solución de 3% de hipoclorito de sodio durante 10 minutos y luego enjuagados con agua destilada estéril.

En cuanto a las tasas de multiplicación de brotes se tuvo resultados favorables con la aplicación de concentraciones altas de BAP, por lo que recomienda evaluar dosis mayores de este regulador. Por otro lado, menciona que la presencia de ANA en el medio de cultivo es necesaria para aumentar el porcentaje de enraizamiento mientras que el mayor número de raíces.

Camacho *et al.*, (2006), en la investigación denominada “Estudio preliminar para la propagación *in vitro* de dos especies de Pino” se ensayó tres métodos de desinfección en brotes de *Pinus pseudostrobus* y *P. jaliscana*, conjuntamente con dos tratamientos con citocininas (benciladenina y cinetina) en la elongación de yemas axilares que permitan la multiplicación de brotes bajo condiciones *in vitro*. Los resultados mostraron que la aplicación de alcohol etílico al 50% durante 30 segundos e hipoclorito de sodio al 10% durante quince minutos favorecen el establecimiento aséptico de los explantes y la obtención de brotes adventicios sin presentarse un grado importante de oxidación. Además, se obtuvo elongación de brotes axilares en *P. pseudostrobus* con la aplicación de 5 mg/L de BA y 2mg/L de Cinetina.

Uribe *et al.*, (2012), en su estudio denominado “Influencia de las auxinas sobre el enraizamiento *in vitro* de microtallos de *Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser”, evaluó el efecto independiente de dos auxinas, ácido naftalenacético (ANA) y ácido indolbutírico (AIB), en el enraizamiento *in vitro* de microtallos de *N. glauca* provenientes de sub cultivos sucesivos en medio MS como sustrato. Se obtuvo

supervivencia de hasta 100% con la adición de 3 mg/L de AIB al medio, se presentaron diferencias significativas entre el control y micro tallos sometidos a inmersión en hormonas. Se alcanzó un 87,5% de enraizamiento adventicio con 1 mg/L de AIB y un 75% con 3 mg/L de ANA. Con base en los resultados obtenidos manifiesta que la presencia de auxinas en el medio de cultivo es indispensable para la formación de raíces *in vitro* y establece la posibilidad de mantener el potencial rizogénico de la especie en condiciones *ex vitro*.

1.3.- Formas de propagación de plantas

La forma de propagación vegetal se la puede definir como la producción de plantas supervisadas por el hombre, para definir individuos escogidos o un grupo de plantas que tengan para él un valor específico. La existencia de la mayoría de las plantas cultivadas son formas que han sido mejoradas que deben la continuidad de su existencia al hecho que han sido mejoradas en condiciones controladas y manejadas cuidadosamente (Jaramillo, 2002).

La propagación de especies vegetales como actividad consiente del hombre, constituye en sí una verdadera ciencia por los profundos conocimientos que se requieren de la biología de las plantas cultivadas, a la vez que es un arte en cuanto a las habilidades de los creadores y continuadores de los métodos y procedimientos, a veces asombrosos, para obtener plantaciones vegetales cada vez mejores, de cualquier uso, económico y social (Besnier, 1989).

En el campo de la silvicultura práctica, el propagar especies de valor constituye la única vía posible de crear bosques que satisfagan las necesidades crecientes de la sociedad (Chamba, 2002).

En la propagación de plantas que se dan en la Naturaleza solamente existen dos formas: sexual (o por semilla) y asexual (por parte vegetativa), ya que por medio de las cuales se puede obtener una diversidad de técnicas de siembra dependiendo que tipo de especie se vaya a propagar (Miller, 1967).

1.3.1.-Propagación sexual

La propagación sexual es la que se da por medio de semilla, es el medio principal para perpetuar de generación en generación la mayoría de las plantas (ya que algunas se regeneran vegetativamente) y gran parte de las leñosas. La vida de la semilla es una serie de eventos biológicos, que comienza con la floración de los árboles y termina con la germinación de la semilla madura (Miller, 1967).

Botánicamente, la semilla de las angiospermas es un óvulo maduro, encerrado dentro del ovario o fruto y consta de tres partes básicas: el embrión, los tejidos de almacenamiento y las cubiertas (Arriagada, 2007).

1.3.2.-Propagación asexual

Se realiza con partes de una planta que tengan yemas y desarrollen un enraizamiento para dar origen a nuevos individuos o injertando dichas yemas a otras plantas que sean capaces de soldar sus tejidos y poder obtener un desarrollo normal. Es así como se puede asegurar la transmisión de los caracteres fijos de una variedad vegetal (Sáenz, *et al.*, 1993).

En la reproducción vegetativa de este tipo consiste en utilizar porciones o partes de la planta, cuyos órganos vegetales tienen la capacidad de reproducirse (Chamba, 2002).

La propagación de las plantas sin intervención de semillas se llama asexual y las futuras plantas provenientes por este método es la propagación asexual (Cuculiza, 1985).

La reproducción de una planta por partes vegetativas se define como una nueva planta a partir de una célula, un tejido, un órgano (raíces, tallos, ramas, hojas). En otras palabras, cualquier parte de una planta puede dar origen a otra planta de iguales

características según sean las condiciones de crecimiento como temperatura, luz, nutrientes, sanidad, etc. (Rojas *et al.*, 2004).

Minchala *et al.*, (2013) manifiesta, que las estacas de especies forestales que tienen tejidos blandos enraízan mejor que las especies con tejido consistente; además, indica que la estructura de la madera, la tasa de crecimiento, la edad y la época de recolección de las estacas son también algunos factores importantes para el enraizamiento satisfactorio del material vegetal; criterios que deben de considerarse para las especies que se defolian en época seca en el bosque seco como *T. billbergii* y *L. huasango*.

1.4.-Reguladores de crecimiento vegetal

Son compuestos orgánicos diferentes de los nutrimentos, que aplicando en cantidades pequeñas, fomentan, inhiben o modifican de una u otra forma cualquier proceso fisiológico de la planta (Weaver 1990).

La utilización de estas hormonas vegetales se sintetiza en alguna parte de la planta y se trasladan a otra, donde sus concentraciones causan una respuesta fisiológica, que promueve diferentes tipos de crecimiento.

Las auxinas, citocininas, giberelinas, inhibidores y retardadores de crecimiento, se consideran dentro del grupo de hormonas y reguladores de crecimiento (Salisbury y Ross 1994).

Las hormonas reguladoras del crecimiento son compuestos orgánicos importantes que se incluyen en el medio de cultivo, el tipo y concentración empleada de estos en el medio de cultivo depende del objetivo del cultivo *in vitro* (Jordán y Casaretto 2006).

A medida que se han identificado un mayor número de reguladores de crecimiento y estudiado los efectos y concentraciones endógenas, se ha hecho evidente que cada

uno de ellos no sólo influye en las respuestas de muchas partes del vegetal, sino que tales respuestas dependen de la especie, del órgano del vegetal, del estado de desarrollo, de las concentraciones endógenas y exógenas, de las interacciones entre reguladores de crecimiento y de diversos factores ambientales.

Por lo tanto es riesgoso generalizar acerca de los efectos de los reguladores de crecimiento sobre los procesos de crecimiento y desarrollo en un tejido u órgano vegetal en particular (Salisbury y Ross 1994).

1.4.1.- Auxinas

Las auxinas comprenden una gran familia de sustancias que tienen en común la capacidad de producir un agrandamiento y alargamiento celular; sin embargo, se ha encontrado al mismo tiempo que promueven la división celular y la diferenciación de raíces en el cultivo de tejidos (Roca y Mroginski 1991, Llorente 2002).

En las plantas, las auxinas intervienen en el tropismo a la gravedad y a la luz, la dominancia apical, el crecimiento de las partes florales y la diferenciación de los tejidos vasculares (Davies 1995).

El ácido indolacético (AIA) fue la primera auxina natural identificada, y hoy es considerada la principal auxina en plantas, entre otras auxinas que han sido identificadas se incluye al ácido 4-cloroindolacético (4-Cl AIA) y ácido indolbutírico (AIB).

Existen auxinas sintéticas, tales como el ácido 2,4-diclorofenoxiacético (2,4-D) y ácido naftalenacético (ANA), las cuales en bioensayos inducen efectos similares a las auxinas naturales, al usar diversas concentraciones de auxinas se ha demostrado que existen diferencias en la sensibilidad a estas hormonas (Sitbon y Perrot-Rechenman 1997).

1.4.2.- Citocininas

Las citocininas son hormonas esenciales en el accionar de varios procesos vinculados al crecimiento y desarrollo de las plantas y relacionados a la acción de varios genes (Jordán y Casaretto 2006), son derivados de la adenina que promueven la división celular (Llorente 2002).

Se utilizan frecuentemente para estimular el crecimiento y desarrollo, inducen la formación de vástagos adventicios; sin embargo, inhibe la formación de raíces, promueven la formación de vástagos axilares, además, promueve procesos de morfogénesis, la expansión foliar, y el desarrollo de los cloroplastos, mejorando el desarrollo vegetativo (Davies 1995).

Entre las citocininas más usadas se encuentran la benzilamino purina (BAP), isopentiladenina (2iP), kinetina (KIN) y zeatina (ZEA) en concentraciones comprendidas entre 0,01- 3 mg/L, según el tipo de desarrollo que se desee inducir (Cárdenas 2006).

Estas actúan sinérgicamente con las auxinas para promover una mayor división celular y por ende mejor crecimiento y desarrollo de la planta (Lozada 2010).

La inclusión de citocininas en el medio de cultivo permite formar callos en varias especies vegetales, aunque principalmente induce que regiones meristemáticas multicelulares se diferencien en estructuras organizadas (Llorente 2002).

1.4.3.- Giberelinas

Las hormonas giberelinas son estimulantes de crecimiento al igual que las auxinas, estimulando el mismo desarrollo de tallos y yemas coincidiendo en algunos de sus efectos biológicos, y en la germinación de semillas en numerosas especies (Soberón et al. 2005), la elongación de tallos, el desarrollo de raíces y la floración (Gray y Estelle 1998).

Las giberelinas inducen la elongación de los entrenudos y el crecimiento de los meristemos o yemas *in vitro*. También pueden romper la dormancia de embriones aislados o yemas, generalmente inhiben la formación de raíces adventicias y también la formación de vástagos adventicios, (Pierik 1990).

Las giberelinas especialmente el AG3, han demostrado ser necesarias para el cultivo de ápices o meristemas caulinares de varias especies vegetales (Roca y Mroginski 1991).

1.5.-Micro propagación de especies forestales

Dentro de las especies leñosas, las que han sido objeto de estudio durante algunos años son las forestales, especialmente las maderables por su gran valor comercial (Villalobos y Thorpe 1991, Muñoz 2003, Pérez *et al.*, 2004). La técnica del cultivo *in vitro* para la obtención de especies forestales, ha sido lenta.

Se han publicado diversos trabajos de micropropagación de especies maderables, entre las especies para fines industriales han sido Álamos (*Populus* sp.), Eucaliptos (*Eucaliptus* sp.), Arces (*Arce* sp.), Abedules (*Betula* sp.), Castaños (*Castanea sativa*), Robles (*Quercus humboldtii*), Pinos (*Pinus patula*) (Ramos 2012).

Para realizar micropropagación, se requiere que el material a cultivar esté aséptico (esterilizado), debido a que en el medio de cultivo pueden crecer microorganismos, principalmente bacterias y hongos, que competirán con el explante. Se utiliza para la desinfección soluciones de hipoclorito de sodio y de calcio, el peróxido de hidrógeno, el nitrato de plata, el cloro comercial, el alcohol a diferentes porcentajes (Villalobos y Thorpe 1991).

La regeneración de plantas a partir de cultivo *in vitro* de ciertas especies leñosas, exige la búsqueda de técnicas complejas (Perugorría 2005).

Estas deben permitir a las plantas sobrevivir a los problemas de oxidación, heterogeneidad de respuesta y sobre todo a la ambientación cuando son trasplantadas a un sustrato y expuestas a las condiciones naturales (López 1996).

La micropropagación de especies arbóreas ofrece una vía rápida de producir a nivel industrial o semiindustrial plantas clonales para reforestación, producción de biomasa leñosa y conservación de germoplasma élite y raro (Rout y Das 1993).

Una de las principales ventajas de la micropropagación es la capacidad potencial de desarrollar protocolos de multiplicación optimizados para multiplicar árboles adultos que han demostrado ser fenotípicamente superiores. Sin embargo, los estudios de propagación en especies leñosas aún son escasos. (Olmos *et al.*, 2004).

1.6.- Las fitohormonas en la propagación de plantas

Las características principales de las fitohormonas es que actúan como reguladores del desarrollo, que son sintetizados por la planta, los mismos que se encuentran en muy bajas concentraciones en el interior de los tejidos, y pueden actuar en el lugar que fueron sintetizados o en otro lugar, de lo cual concluimos que estos reguladores son transportados en el interior de la planta. (Rojas, 2006).

Hoyos, (2008), el efecto de la concentración hormonal en brotes de plátano dominico hartón (*Musa AAB Simmonds*), que presentaron diferencias significativas ($p < 0.01\%$) al ser propagados mediante la técnica *in vitro*.

Las concentraciones 0.2 y 0.3 mg/L de AIA (ácido indolacético) ($p < 0.01\%$) generaron el mayor número de brotes en la etapa de multiplicación.

Uribe *et al.*, (2008), En la etapa de proliferación se observó un aumento paulatino en aparición de hojas, a medida que transcurrió el tiempo de cultivo.

En este sentido, los resultados muestran que el número promedio de hojas por

explanto fue afectado por el tratamiento hormonal, siendo el tratamiento T1 estadísticamente mayor (1,0/0,1 mg L⁻¹ de BAP/AIB), así mismo menciona que la multiplicación de brotes y tallos la concentración óptima de reguladores de crecimiento fue de 0,5 mg L⁻¹ y 0,1 mg L⁻¹ de BAP (Bencilaminopurina) y AIB (ácido indolbutírico), respectivamente.

También se observó, resultados positivos en la elongación caulinar con la adición de GA3 (0,2 mg L⁻¹). Sobre la base de estos resultados preliminares, se demostró que es factible la multiplicación de plantas de micha y rojo por vía asexual, mostrándose la micropropagación como una potencial herramienta biotecnológica, útil para la conservación de una especie nativa de interés ecológico y paisajístico.

1.7.- Distribución de la especie guasango en el Ecuador

La especie guasango es endémica, se encuentra en los bosques xerofíticos de toda la costa del Ecuador desde Manabí hasta Loja, y en el país vecino de Perú se colecta en Cajamarca, Piura, Lambayeque, y en la región Tumbesina (Cueva 2005).

Conde *et al.*, (2015) menciona, que esta especie *Loxopterygium huasango* no, se encuentra distribuida en la región tumbesina de la costa peruana y ecuatoriana, y el hábitat que prefiere son temperaturas que bordean los 24°C, y con precipitaciones medias anuales de 250 a 800 mm y altitudes de 0 a 800 msnm. Habita en planicies y zonas de montaña del bosque seco, en las provincias de Guayas, El Oro y Loja, crece entre 0 – 2 000 msnm.

CAPÍTULO 2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1.- Ubicación del área de estudio

El presente estudio de investigación se realizó en la comuna Palmar, de la parroquia Colonche, Cantón Santa Elena, en vivero propio, es un puerto pesquero artesanal, con más 10 000 habitantes y una extensión de 2 312,40 hectáreas, se encuentra ubicado a 30 Km. al NE de su cabecera cantonal Santa Elena en las coordenadas UTM: 9 776 550 de Latitud Sur y 529 650 de latitud Oeste, en la Ruta del Spondylus, a una altitud de 5 msnm. Limitando al Norte con la comuna Ayangue, al Sur con la comuna Jambelí, al Este con la comuna Manantial de Colonche y al Oeste con el Océano Pacífico.



Figuras 1. Localización del ensayo.

2.2.-Caracterización de la zona de estudio

La zona se caracteriza por presentar temperaturas bien diferenciadas de mayo a diciembre con promedio de 24°C de temperatura y entre los meses de enero a abril, 27,2°C; humedad relativa entre 74 y 82% y precipitación alrededor de 100-250 mm (diciembre - mayo). (CENAIN, 2014)

Los manglares de Palmar tienen gran importancia tanto desde el punto de vista ecológico como económico y social. Los pobladores relacionados con los Manglares de Palmar, realizan actividades directa o indirectamente en él, como la extracción de moluscos y crustáceos.

El atractivo turístico que poseen los manglares, ha servido tanto como una alternativa para el desarrollo socioeconómico de las poblaciones locales que realizan esta actividad de manera incipiente; como una forma que permite la conservación de este ecosistema.

Esta área tiene como singularidad la diversidad de especies de aves que hacen uso de este ecosistema como fuente de alimentación, descanso y anidación, además de una infinidad de peces que ingresan al manglar.

2.3.- Materiales y equipos

2.3.1.- Material vegetativo

El material vegetativo en estudio estacas de guasango (*Loxopterygium huasango*), fueron recolectados y seleccionados de árboles maduros de la misma zona del estudio, se tomaron las ramas laterales, seleccionando la parte basal y la parte apical, para obtener estacas del ensayo.

2.3.2.- Materiales e Insumos

- Sustrato (humus de lombriz)
- Fundas de polietileno 4 x 8''
- Machete
- Sarán para sombra 60%
- Pala
- Flexómetro
- Enraizador
- Agua

2.3.3.- Equipos

- Bomba de mochila
- Cámara fotográfica
- Computadora

2.4.- Metodología

2.4.1.- Diseño experimental

En lo que respecta a la parte estadística se utilizó una prueba de t (método de Student), debido a que está dada por la diferencia entre medias de tratamientos. Se utilizó esta prueba por ser un análisis de varianza para dos tratamientos, como es el caso de la presente investigación donde, se comparó dos tipos de estacas.

La fórmula para la tabulación estadística de los datos es la siguiente:

$$t = \frac{(\bar{x}_1 - \bar{x}_2 - (\mu_1 - \mu_2))}{\sqrt{S_p^2 \left(\frac{1}{n_1} + \frac{1}{n_2} \right)}}$$

$$S_p^2 = \frac{(n_1 - 1)S_1^2 + (n_2 - 1)S_2^2}{(n_1 - 1) + (n_2 - 1)}$$

S_p^2 = Varianza conjunta

\bar{x}_1 = Media de la muestra tomada de la población 1.

S_1^2 = Varianza de la muestra tomada de la población 1.

μ_1 = Media de la población 1.

n_1 = Tamaño de la muestra tomada de la población 1.

\bar{x}_2 =Media de la muestra tomada de la población 2.

S_2^2 =Varianza de la muestra tomada de la población 2.

μ_2 =Media de la población 2.

n_2 =Tamaño de la muestra tomada de la población 2.

El estadístico de prueba t sigue una distribución t con $n_1 + n_2 - 2$ grados de libertad.

a) Tratamientos.

Los tratamientos considerados en el presente estudio son: T1 (Reproducción de estaca apical) y T2 (Reproducción de estaca basal). En cada tratamiento se utilizaron 45 estacas con un total de 90 estacas. La descripción de los tratamientos se detalla a continuación.

Tabla 2. Descripción de los tratamientos.

Tratamientos	Métodos de reproducción
T1	Estaca Apical
T2	Estaca basal

b) Delimitación del área del experimento

El área que se utilizó para el estudio es de 50 m², cada tratamiento ocupa un área 25 m² y la distancia entre filas es de 0,20 m, y entre plantas es de 0.20 m.

Tabla 3. Delineamiento experimental.

Área total del ensayo	50 m2
Número de estacas por tratamiento	45
Número total de estacas en el ensayo	90

2.4.2.- Manejo del experimento

a) Preparación de tina para remojo de estacas

Utilizamos una tina de eternit de 500 l, luego se procedió a seleccionar estacas que presenten las mejores características para los tratamientos sumergidas en 100 lts. De agua y una solución de enraizador de 100 cc para mantenerlas por un periodo de 30 días antes de la siembra en fundas con sustrato.

b) Preparación de sustrato

El sustrato utilizado es humus de lombriz roja californiana, el cual nos permitió mantener un sustrato blando y húmedo para el desarrollo de las raíces.

La siembra de estacas se realizó a los 30 días de haber estado en agua con enraizador.

c) Aplicación de enraizante

El enraizante utilizado es 100 ml en 100 litros de agua. Para sumergir las estacas por 30 días.

Durante el tiempo de 120 días se aplicó enraizador disuelto en agua cada 15 días en una dosis de 1 cm/litro de agua.

d) Riego

El riego se lo realizó todos los días desde el día 30 hasta el día 120, utilizando 100 cm/planta evitando el encharcamiento.

Tabla 4. Aplicación riego y enraizador.

Días	Producto	Dosis de Agua	Dosis de Fito hormona
Ene-30	Agua + fitohormona	Las estacas permanecieron Sumergidas en 100 Lts. de agua.	100 cc
31-44	Agua pura	Planta / Día	
45	Agua + fitohormona	Planta / Día	1cc
46-59	Agua pura	Planta / Día	
60	Agua + fitohormona	Planta / Día	1cc
61-74	Agua pura	Planta / Día	
75	Agua + fitohormona	Planta / Día	1cc
76-89	Agua pura	Planta / Día	
90	Agua + fitohormona	Planta / Día	1cc
91-104	Agua pura	Planta / Día	
105	Agua + fitohormona	Planta / Día	1cc
106-119	Agua pura	Planta / Día	
120	Agua + fitohormona	Planta / Día	1cc

2.4.3.- Comportamiento agronómico de la especie en fase de vivero

Para obtener los datos de las variables del estudio y poder determinar su comportamiento durante los 120 días que es la duración del estudio, se tomaron variables como: número de brotes, número de hojas, longitud de brotes y porcentaje de prendimiento, los mismos que nos proporcionaron los datos requeridos para determinar el comportamiento agronómico de la especie guasango en etapa de vivero.

a) Numero de brotes por estacas

El número de brotes se contabilizó a los 30, 60, 90 y 120 días en los dos tratamientos; se consideró brote cuando las hojas tienen un tamaño de 1 cm.

b) Numero de hojas

Se contabilizó el número de hojas a los 30, 60, 90 y 120 días en las ramas nuevas.

c) Longitud de brotes

Se midió la longitud de los brotes a los 30, 60, 90 y 120 días de su plantación en los dos tratamientos.

d) Porcentajes de prendimiento

Se consideró el porcentaje de prendimiento a los 120 días, cuando las estacas presentan brotes bien formados y presencia de raíces, las mismas que por sus características pueden ser llevadas al sitio definitivo.

CAPÍTULO 3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

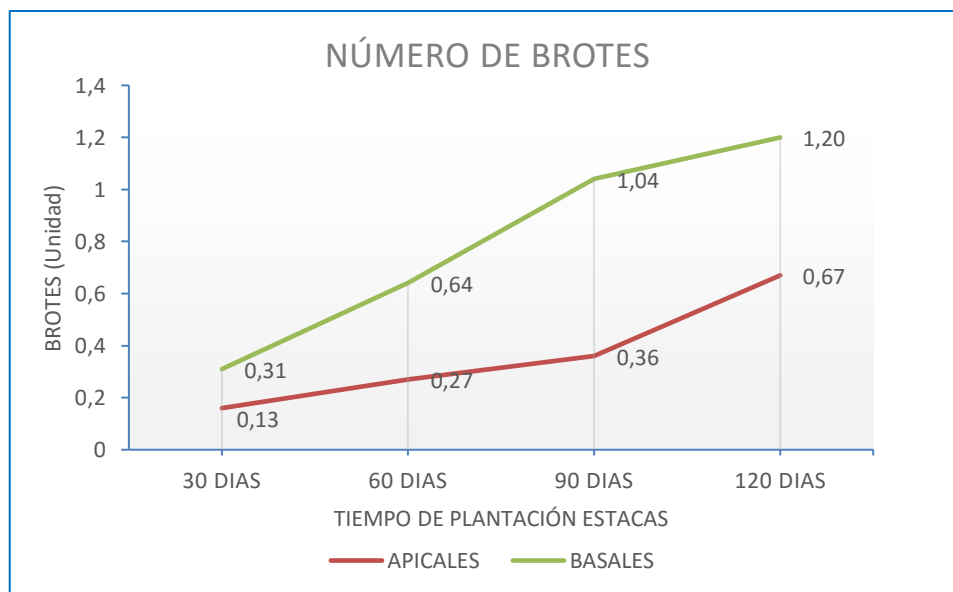
3.1.- Comportamiento agronómico de la especie en fase vivero

3.1.1.- Numero de brotes

Se contabilizaron los brotes cuando tuvieron 1 cm de largo, los cuales para cada uno de los tratamientos se obtuvieron los siguientes promedios como resultados en cada uno de los períodos de observación, como se muestra a continuación (**Tabla 5**).

Tabla 5. Cantidad de brotes en estacas basales y apicales a los 30, 60, 90, y 120 días.

Edad de Planta	Número de Brote (Unidades)	
	Basales	Apicales
30 días	0,31	0,13
60 días	0,64	0,27
90 días	1,04	0,36
120 días	1,20	0,67



Figuras 2. Número de brotes en estacas basales y apicales.

En la **Figura 2**, se observan las proyecciones de los tratamientos de forma ascendente, así pues, en los 120 días al finalizar el estudio, el tratamiento de brotes basales refleja mejor rendimiento con una media de 1,20 unidades con relación a los brotes apicales que terminan con un promedio de 0,67 unidades en el estudio.

Tabla 6. Prueba de t students de la variable brotes presente en estacas basales y apicales a los 30, 60, 90 y 120 días.

Días evaluados	Grados de libertad	t. Calculado	t. Tabular	
			5%	1%
30	88	-2,05*	1,98	2,63
60	88	-2,92**	1,98	2,63
90	88	-4,02**	1,98	2,63
120	88	-2,38*	1,98	2,63

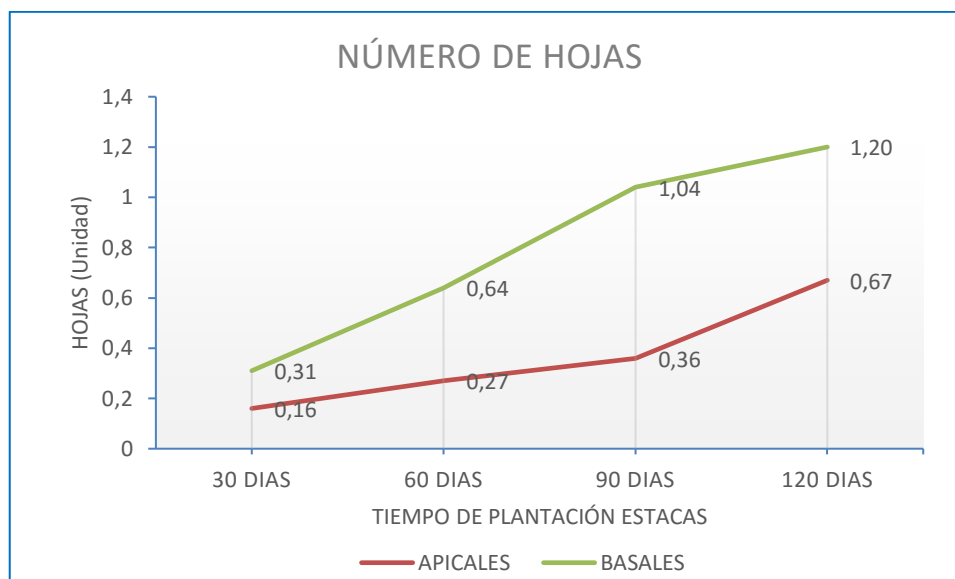
En el análisis de **t students** para los días evaluados, se muestran las diferencias estadísticas significativas al 5% en los 30 y 120 días, mientras que para los 60 y 90 días se evidencian diferencia estadística al 1% de significancia (**Tabla 6**).

3.1.2.- Número de hojas

En la variable número de hojas se tabularon los datos considerando hojas al crecimiento de éstas a partir de 2 cm de largo. Así tenemos la cantidad promedios de hojas de los tratamientos en los períodos respectivos (Tabla 7).

Tabla 7. Cantidad de hojas en estacas basales y apicales a los 30, 60, 90 y 120 días.

Edad de Planta	Número de hojas (Unidades)	
	Basales	Apicales
30 días	0,31	0,16
60 días	0,64	0,27
90 días	1,04	0,36
120 días	1,20	0,67



Figuras 3. Número de hojas en estacas basales y apicales.

En la **Figura 3**, se estima el crecimiento de los tratamientos en sus respectivas etapas de desarrollo. El tratamiento hojas basales al terminar el estudio de 120 días, concluye con una producción de 1,2 hojas promedios, muy por encima del tratamiento hojas apicales que culmina con 0,67 hojas promedios.

Tabla 8. Prueba de t students del número de hojas en estacas basales y apicales a los 30, 60, 90 y 120 días.

Días evaluados	Grados de libertad	t. Calculado	t. Tabular	
			5%	1%
30	88	-1,75 NS	1,98	2,63
60	88	-2,92**	1,98	2,63
90	88	-4,02**	1,98	2,63
120	88	-2,38*	1,98	2,63

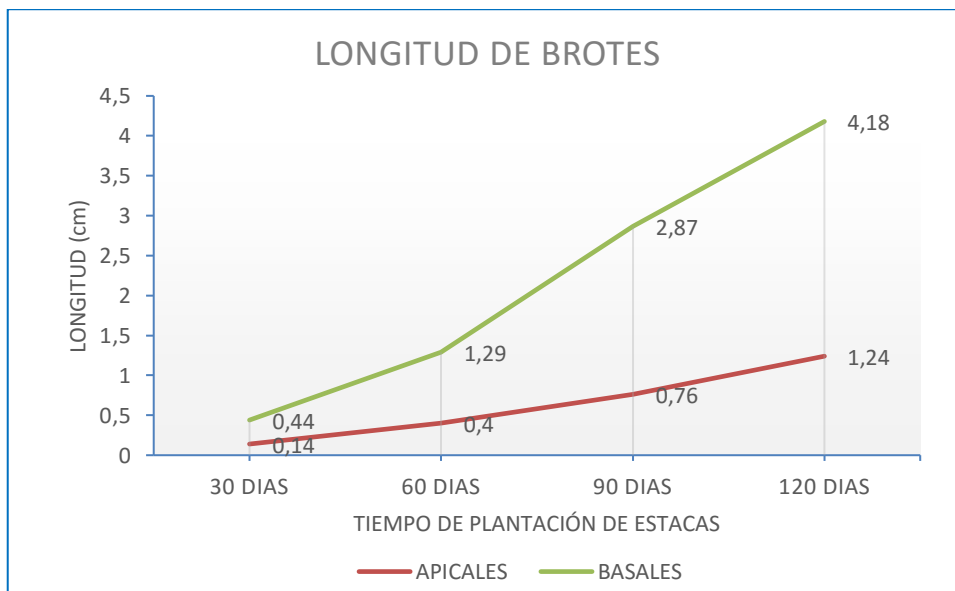
El análisis de t students demuestra que, en los 30 días, no existe diferencias estadísticas significativas en los tratamientos, mientras que a los 120 días exhibe una diferencia al 5% de probabilidad, al igual que en los 60 y 90 días respectivamente revelan diferencias estadísticas significativas al 1% probabilidad (**Tabla 8**).

3.1.3.- Longitud de brotes

En la **Tabla 9**, se expresan los resultados en promedios de la variable longitud de brotes, se puede apreciar que el tratamiento longitud de brotes basales revela mayor crecimiento con relación al tratamiento longitud de brotes apicales, los cuales, durante el estudio de 120 días, terminan con un promedio de desarrollo de 4,18 y 1,24 cm de largo respectivamente.

Tabla 9. Longitud de brotes en estacas basales y apicales a los 30, 60, 90 y 120 días.

Edad de Plantas	Longitud de brotes (cm)	
	Basales	Apicales
30 días	0,44	0,14
60 días	1,29	0,40
90 días	2,87	0,76
120 días	4,18	1,24



Figuras 4. Longitud de brotes en estacas basales y apicales.

Los tratamientos muestran una tendencia ascendente en crecimiento a medida que avanza el desarrollo en edades de las plantas, así tenemos a la longitud de brotes

basales que en los 120 días alcanza 4,18 cm con una diferencia de 2,24 cm. con respecto a la longitud de brotes apicales que solo llegó a los 1,24 cm (**Figura 4**).

Tabla 10. Prueba de t students de la variable longitud de brotes en estacas basales y apicales a los 30, 60, 90 y 120 días.

Días evaluados	Grados de libertad	t. Calculado	t. Tabular	
			5%	1%
30	88	-2,51*	1,98	2,63
60	88	-3,32**	1,98	2,63
90	88	-4,34**	1,98	2,63
120	88	-4,17**	1,98	2,63

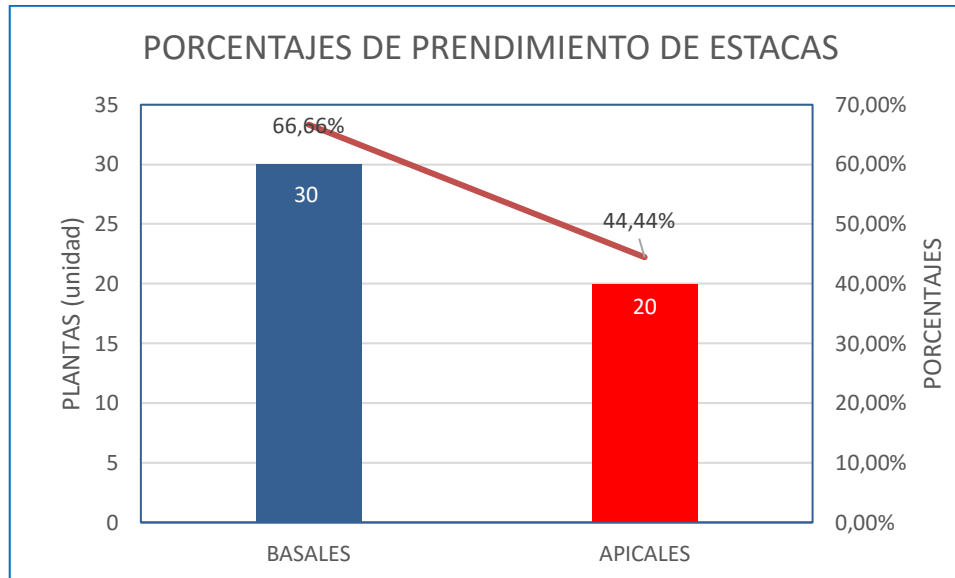
En el análisis de datos mediante la prueba t estudents (**Tabla 10**), aparecen los respectivos porcentajes de diferencias estadísticas significativas, así, para los 30 días muestra un 5% de probabilidad, mientras que para los 60, 90 y 120 días presentaron diferencias estadísticas significativas al 1% de probabilidad en uno de sus tratamientos.

3.1.4.- Determinación del porcentaje de prendimiento

Para determinar el porcentaje de prendimiento del cultivo, se seleccionó de entre las edades de las estacas el último período que corresponde a los 120 días.

Tabla 11. Porcentaje de prendimiento a los 120 días.

TRATAMIENTO	30 DIAS	60 DIAS	90 DIAS	120 DIAS	%
APICALES	7	11	12	20	44,44
BASALES	14	22	26	30	66,67



Figuras 5. Porcentajes de prendimiento en los tratamientos.

En la **Figura 5**, se muestran los resultados de prendimientos con sus respectivos porcentajes, así pues, para el tratamiento de estacas basales de 45 unidades, se obtiene un total de 30 unidades de prendimiento correspondiente al 66,66%, a una diferencia del 22,22% con relación al tratamiento apical que alcanzó un 44,44% de prendimiento.

Discusión

Para Jaramillo (2002), la propagación vegetal puede ser definida como la producción de plantas controladas por el hombre, para perpetuar individuos escogidos o grupos que tienen un valor específico. La mayoría de las plantas cultivadas son formas mejoradas y su continuidad de existencia debe al hecho de han sido propagadas en condiciones cuidadosamente controladas.

De acuerdo con el autor la presente investigación sobre métodos de reproducción asexual del guasango, se realizó de manera controlada obteniendo resultados favorables al método de reproducción obteniendo una de las alternativas reproductiva de esta especie, ya que existe poca información sobre los métodos eficientes para su propagación.

Miller (1967) sostiene, que existen dos tipos de propagación de plantas que se observan en la Naturaleza: sexual (o por semilla) y asexual (o vegetativamente), en las cuales se puede lograr una diversidad de técnicas de siembra dependiendo del tipo de especie que se vaya a propagar.

En conformidad con el autor, se establece el método de reproducción asexual de esta especie, para instaurar un método de reproducción que satisfaga a la necesidad reproductiva de la especie, reduciendo costos y tiempo para su propagación, adaptables a los programas de reforestación de la zona por ser una especie nativa de la península de Santa Elena.

Minchala *et al.*, (2013) manifiestan, que las estacas de especies forestales que tienen tejidos blandos enraízan mejor que las especies con tejido consistente; además, indica que la estructura de la madera, la tasa de crecimiento, la edad y la época de recolección de las estacas son también algunos factores importantes para el enraizamiento satisfactorio del material vegetal.

En coherencia con el autor, la edad, época de recolección, estructura de la madera, fueron factores que influyeron favorablemente en el estudio, no así, es el caso de la estructura de la madera del tratamiento basal, del cual se obtuvo mejores resultados que de los tejidos blandos (tratamiento apical), cuyas derivaciones estuvieron por debajo del tratamiento basal.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Conclusiones

En aplicación de los objetivos propuestos, se concluye que:

- En el estudio de reproducción asexual del guasango, que permaneció 120 días, se obtuvo un 66,67% de prendimiento con el uso de estacas basales y 44,44% utilizando estacas de ramas apicales.
- Las estacas basales presentan 1.2 brotes/estacas, con una longitud de brotes de 4.18 cm. Mientras para las estacas apicales se obtuvo 0.67 brotes/estacas y una longitud de brote de 1.24 cm.

Recomendaciones

- Realizar nuevos estudios con otras partes vegetativas del árbol de guasango, a fin de establecer el método más idóneo para la propagación vegetativa de la especie en vivero.
- Que se establezcan nuevos estudios sobre costos de producción de plantas en viveros, considerando los métodos utilizados en el presente ensayo, ya que los costos influyen significativamente en la ejecución de programas de reforestación de esta especie poco conocida a nivel de provincia y del país.
- Realizar nuevos estudios utilizando estacas provenientes de ramas basales y aplicando agua residual para el riego, ya que según Noboa (2016), menciona que este tipo de agua ayuda al prendimiento de estacas.

- Divulgar los resultados obtenidos de la presente investigación con la finalidad que pueda ser conocida por los viveristas dedicados a la propagación de esta especie.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abraham, F.; Ruiz, M. (2017) “Laboratorio de semillas Forestales”. *Revista de Bosques y Desarrollo*. Lima, Perú. Pp. 58.

Agrawal NK. (2010) *Principles of Management Accounting*. 1 ed. Disponible en: <http://reader.ebib.com%28S%28opcdrgvdckij2vnoxjc14gva%29%29>. Consultado: 18-10-2015.

Aguirre, Z. y L.P. Kvist. (2005). *Composición florística y estado de conservación de los bosques secos del sur-occidente del Ecuador*. Loja- Ecuador.

Aguirre, Z., Gutiérrez, M. y Merino B., (2006) *Principales Familias de Árboles, Arbustos y Hierbas del sur del Ecuador, Universidad Nacional de Loja*. Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables. Herbario y Jardín Botánico “Reinaldo Espinosa”. Loja – Ecuador.

Alarcón Armenteros Ad. Y Ulloa Paz E. (2012)“El análisis de los estados financieros: papel en la toma de decisiones gerenciales”. Observatorio de la Economía Latinoamericana.

Aldaz, L. y Ochoa, I. (2011) *Propagación Asexual de diez Especies Forestales y Arbustivas en el Jardín Botánico “Reinaldo Espinosa”*, Tesis Ingeniero Forestal. Universidad Nacional de Loja. Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables. Loja – Ecuador. Pp. 78 – 82.

Bustamente, P. & Calle, D. (2000). *Estudio dendrológico, fenológico y propagación de especies nativas del cantón Celica*. Tesis de Ingeniero Forestal. Universidad Nacional de Loja. Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables. Loja- Ecuador. Pp. 89 - 95.

Caraguay C., Gunter S. y Rivas R. (2003) “Segundo Congreso Internacional de Bosque seco”. Piura - Perú.

Carazo, N. (2005). *La producción de esquejes*. Barcelona- España.

Castillo, M. & Peralta, O. (2007) *Estado de conservación, propagación asexual y sexual en invernadero y laboratorio de dos especies de podocarpáceas, procedentes de la Reserva comunal Angashcola*. Tesis de Ingeniero Forestal. Universidad Nacional de Loja. Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables. Loja-Ecuador.

Chamba J. (2002). *Propagación en vivero de seis especies forestales promisorias de la zona seca de la provincia de Loja*. Tesis Ingeniero Forestal. Universidad Nacional de Loja. Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables. Loja – Ecuador.

Chamba, C. y Chimbo, C. (2002) *Estudio Fenológico de las Especies Forestales del Bosque Montano, en la Estación Científica San Francisco*. Tesis de Ingeniero Forestal. Universidad Nacional de Loja. Facultad de Ciencias Agrícolas. Loja-Ecuador.

Conde (2015) *Procesos biotecnológicos para la proliferación y enraizamiento in vitro de Hualtaco Laxopterygium huasango Spruce ex Engl.*, proveniente del bosque seco de la provincia de Loja. Bachelor's thesis. Universidad de Loja. Loja-Ecuador.

Cuculiza, P. (1985). *Propagación de Plantas*. Talleres gráficos Villanueva. Lima, Perú.

Espinel R. (2002) “Estudio potencial agroindustrial y exportador de la península de Santa Elena y de los recursos necesarios para su implantación”. Universidad estatal Península de Santa Elena.

Evans, D. E, J. Coleman, A, Kearns. 2003. *Plant Cell culture*. BIOS Scientific Publisher. The basic.

George, E. F. 1993. *Plant Propagation by tissue culture Part 1. The Technology*. Second edition. Exegetics limited.

González, E., García J. C., Correa J. (2005) “*Especies Forestales del Bosque Seco “Cerro Negro – Cazaderos”*”, Zapotillo – Puyango - Loja Ecuador. Fundación Ecológica Arco iris. Loja. Ecuador. Pp. 108.

Guerrero, C. y López, F., (1993) “*Árboles Nativos de la Provincia de Loja*”. MC Offset, Fundación Ecológica A Arcoíris. Loja – Ecuador. Pp. 22 - 93.

Hartman H.T. y otros, (1990). *Propagación de plantas, Principios y prácticas*. CECSA, México.

Hartman, T.; Kester, E. (1985) *Propagación de plantas; principios y prácticas*. Segunda Edición. México, D.F.C. Pp. 683.

Hoyos, J. L.,(2008). *Evaluación del efecto de diferentes concentraciones de fitohormonas en la micropropagación del plátano dominico Hartón (Musa AAB Simmonds)*. Ingresar a la revista, 6(2).

Huanca, W. (2001) *Métodos de reproducción asexual y su aplicación*. Universidad Nacional del Altiplano. Facultad de Ciencias Agrarias. Escuela Profesional de Ingeniería Agronómica. Puno, Perú.

Hurtado M. y Merino M. 1987. *Cultivo de Tejidos vegetales*. Editorial Trillas.
International Seed Testing Association (ISTA). 2007. *International Rules for Seed Testing*. Edition 2007.

Iñiguez L. (2009) *Propagación en vivero de seis especies forestales promisorias de la zona seca de la provincia de El Oro, para la reforestación en áreas de explotación de material pétreo y embellecimiento vial del proyecto Huaquillas – Santa Rosa*.

Tesis Ingeniero Forestal. Universidad Nacional de Loja. Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables. Loja – Ecuador. Pp. 120.

Jaramillo, A. (2002) *Distribución y Métodos de Propagación de Capotillo Anthurium giganteum Engl. En los Bosques de la Parroquia Molleturo, Provincia del Azuay.* Tesis de grado. Carrera de Ingeniería Forestal. UNL. Loja - Ecuador. Pp. 52.

Jorgensen P. M. and León- Yáñez, (1999) “Catalogue of the Vascular Plants of Ecuador”. Missouri Botanical Garden Press. St. Louis, Missouri.

Julia Minchala-Patiño, Víctor Hugo Eras-Guamán, Luis Muñoz-Chamba, Magaly Yaguana-Arévalo, Ruth Poma-Angamarca y Guillermo Delgado-Paredes (2013), “Propagación sexual y asexual de cuatro especies forestales nativas y promisorias de la Región Sur del Ecuador”. Técnica del Laboratorio de Micropropagación Vegetal, Universidad Nacional de Loja, Ciudadela Guillermo Falconí Espinoza. Loja, Ecuador. *Revista CEDAMAZ*, pp. 15.

Kyte L., J. Kleyn. (1996) “Plants from Test Tubes and Introduction to micropropagation”. Timber Press, Portland, Oregon. Third Edition.

Loján, L. (1992) “El verdor de los Andes. Proyecto de Desarrollo Forestal Participativo en los Andes”. Quito, Ecuador.

Namoc, J. (2010) “Ensayos Experimentales de Propagación y Desarrollo del Angolo”, Centro Idas Piura.

Norma. 1983. “Diccionario de Biología”. Bogotá – Colombia. Pp. 38 - 160.

Paredes, R. (1997) *Formulación participativa de un Plan Preliminar de Manejo del Bosque Nativo de “Pacaya”, cantón Quito.* Tesis de grado. Carrera de Ingeniería Forestal. UNL. Loja-Ecuador.

Pérez, F. & Martínez- Laborde, J. 1994. *Introducción a la Fisiología Vegetal*. Editorial Mundi – Prensa. Madrid, España.

Pierik, R. 1990. *Cultivo in vitro de las plantas superiores*. Ediciones Mundi - Prensa. Madrid, España.

Ríos, R y Ríos, R. (2000) *Fenología y propagación de tres especies de Podocarpacea*. Tesis Ingeniero Forestal. Loja - Ecuador. UNL. AARNR. Pp. 81 - 84.

Rojas, S., García, J., Alarcón, M. 2004. *Propagación Asexual de Plantas. Conceptos Básicos y Experiencias con Especies Amazónicas*. Bogotá- Colombia.

Sáenz, H. y Sánchez, L. 1993. *Ensayo de Propagación Vegetativa por Estacas de Cuatro Especies Arbóreas Ornamentales*. Loja-Ecuador.

Smith, R. y Smith, T.2001. *Ecología*. Cuarta edición. Pearson Educación, S.A. Madrid.

Solano, R. 2000. *Propagación por acodaduras aéreas de Ocho Especies Vulnerables en el Jardín Botánico "Reinaldo Espinosa"*. Loja-Ecuador.

Taiz L. y E. Zeiger. 2002. *Plant physiology*. Sinauer Associates, Inc. Publishers. Sunderland, Massachusetts. Third edition.

The Nature Conservancy, (2011) *Ecuador Bosques Secos*. Disponible en: <http://espanol.tnc.org/dondetrabajamos/ecuador/lugares/>. Consultado: 27-09-2016.

Toogood, 2000. *Enciclopedia de la propagación de plantas*. Blume. Barcelona.

Trujillo N., E. 2002. *Manual de árboles*. Primera edición. Bogotá- Colombia.

Uribe, M. E., Delaveau, C., Garcés, M. y Escobar, R., (2008) “Efectos de asepsia y fitohormonas en el establecimiento in vitro de *Berberidopsis corallina*, a partir de segmentos nodales”. *Bosque (Valdivia)*, 29 (1), pp. 58-64.

Vasquez, C. Chandy, B. (1974) *Muestreo y descripción botánica de las principales especies maderables en la Cordillera de Chongón y Colonche. Provincia del Guayas*. Tesis. Universidad de Guayaquil. Facultad de Agronomía y Veterinaria.

Velázquez, M. (1998) *Identificación, fenológica, usos y clasificación de los árboles y arbustos del bosque Seco de Guápalas*. Tesis Ingeniero Forestal. Universidad Nacional de Loja. Loja- Ecuador.

Anexos

Tabla 1A. Número de brotes en períodos de 30 días.

BROTOS EN 30 DIAS			BROTOS EN 60 DIAS			BROTOS EN 90 DIAS			BROTOS EN 120 DIAS		
PLANTA	APICALES	BASALES	PLANTA	APICALES	BASALES	PLANTA	APICALES	BASALES	PLANTA	APICALES	BASALES
1	0	0	1	0	0	1	0	2	1	0	3
2	0	0	2	0	0	2	0	0	2	1	0
3	0	0	3	0	0	3	0	2	3	0	3
4	0	0	4	0	0	4	0	0	4	0	0
5	0	0	5	0	0	5	0	0	5	0	0
6	1	1	6	1	1	6	1	1	6	1	1
7	1	1	7	1	2	7	2	2	7	4	3
8	1	1	8	1	1	8	1	1	8	1	1
9	0	0	9	1	0	9	2	0	9	3	1
10	0	1	10	1	2	10	1	2	10	2	2
11	0	0	11	0	0	11	0	1	11	0	1
12	0	0	12	0	0	12	0	0	12	0	0
13	0	0	13	0	2	13	0	3	13	0	4
14	0	0	14	0	0	14	0	0	14	0	0
15	0	0	15	0	0	15	0	0	15	1	0
16	0	1	16	0	2	16	0	3	16	0	4
17	0	0	17	0	0	17	0	0	17	0	0
18	0	0	18	0	0	18	0	0	18	0	0
19	0	0	19	0	0	19	0	0	19	0	0
20	0	0	20	0	1	20	0	1	20	0	1
21	1	1	21	1	2	21	2	2	21	2	2
22	0	1	22	0	1	22	0	1	22	1	1
23	1	1	23	1	1	23	1	1	23	1	1
24	0	1	24	0	1	24	1	2	24	1	2
25	0	1	25	0	1	25	0	2	25	1	3
26	0	0	26	0	0	26	0	0	26	1	0
27	0	0	27	0	0	27	0	0	27	0	0
28	0	0	28	0	0	28	0	2	28	1	2
29	0	0	29	0	1	29	0	1	29	0	1
30	0	0	30	0	0	30	0	1	30	0	1
31	0	0	31	0	1	31	0	1	31	0	1
32	0	1	32	0	1	32	0	2	32	0	2
33	0	1	33	0	1	33	0	2	33	0	2
34	0	0	34	0	0	34	0	0	34	0	0
35	0	0	35	0	0	35	0	0	35	0	0
36	0	1	36	0	2	36	0	2	36	1	2
37	1	1	37	1	1	37	0	1	37	1	1
38	0	0	38	1	2	38	2	3	38	3	3
39	0	0	39	1	1	39	1	1	39	1	1
40	0	0	40	1	1	40	1	2	40	2	2
41	0	0	41	0	0	41	0	0	41	0	0
42	0	0	42	0	0	42	0	1	42	0	1
43	0	0	43	1	0	43	1	0	43	1	0
44	0	0	44	0	1	44	0	1	44	0	1
45	0	0	45	0	0	45	0	1	45	0	1
TOTAL	6	14	TOTAL	12	29	TOTAL	16	47	TOTAL	30	54
PROM	0,13	0,31	PROM	0,27	0,64	PROM	0,36	1,04	PROM	0,67	1,20

Tabla 2A. Prueba t Students de la variable número de brotes a los 30 días.

	<i>APICALES</i>	<i>BASALES</i>
Media	0,133333333	0,311111111
Grados de libertad	88	
Estadístico t	-	
P(T<=t) dos colas	2,053185053	
Valor crítico de t (dos colas)	0,043023661	
	1,987289865	

Tabla 3A. Prueba de t Students de la variable número de brotes a los 60 días.

	<i>APICALES</i>	<i>BASALES</i>
Media	0,266666667	0,644444444
Grados de libertad	88	
Estadístico t	-	
P(T<=t) dos colas	2,921340136	
Valor crítico de t (dos colas)	0,004427597	
	1,987289865	

Tabla 4A. Prueba de t Students de la variable número de brotes a los 90 días.

	<i>APICALES</i>	<i>BASALES</i>
Media	0,355555556	1,044444444
Grados de libertad	88	
Estadístico t	-	
P(T<=t) dos colas	4,017328876	
Valor crítico de t (dos colas)	0,000123697	
	1,987289865	

Tabla 5A. Prueba de t Students de la variable número de brotes a los 120 días.

	<i>APICALES</i>	<i>BASALES</i>
Media	0,666666667	1,2
Grados de libertad	88	
Estadístico t	-	
P(T<=t) dos colas	2,382733589	
Valor crítico de t (dos colas)	0,019336956	
	1,987289865	

Tabla 6A. Número de hojas en períodos de 30 días.

HOJAS EN 30 DIAS			HOJAS EN 60 DIAS			HOJAS EN 90 DIAS			HOJAS EN 120 DIAS		
PLANTA	APICALES	BASALES	PLANTA	APICALES	BASALES	PLANTA	APICALES	BASALES	PLANTA	APICALES	BASALES
1	0	0	1	0	0	1	0	2	1	0	3
2	0	0	2	0	0	2	0	0	2	1	0
3	0	0	3	0	0	3	0	2	3	0	3
4	0	0	4	0	0	4	0	0	4	0	0
5	0	0	5	0	0	5	0	0	5	0	0
6	1	1	6	1	1	6	1	1	6	1	1
7	1	1	7	1	2	7	2	2	7	4	3
8	1	1	8	1	1	8	1	1	8	1	1
9	1	0	9	1	0	9	2	0	9	3	1
10	0	1	10	1	2	10	1	2	10	2	2
11	0	0	11	0	0	11	0	1	11	0	1
12	0	0	12	0	0	12	0	0	12	0	0
13	0	0	13	0	2	13	0	3	13	0	4
14	0	0	14	0	0	14	0	0	14	0	0
15	0	0	15	0	0	15	0	0	15	1	0
16	0	1	16	0	2	16	0	3	16	0	4
17	0	0	17	0	0	17	0	0	17	0	0
18	0	0	18	0	0	18	0	0	18	0	0
19	0	0	19	0	0	19	0	0	19	0	0
20	0	0	20	0	1	20	0	1	20	0	1
21	1	1	21	1	2	21	2	2	21	2	2
22	0	1	22	0	1	22	0	1	22	1	1
23	1	1	23	1	1	23	1	1	23	1	1
24	0	1	24	0	1	24	1	2	24	1	2
25	0	1	25	0	1	25	0	2	25	1	3
26	0	0	26	0	0	26	0	0	26	1	0
27	0	0	27	0	0	27	0	0	27	0	0
28	0	0	28	0	0	28	0	2	28	1	2
29	0	0	29	0	1	29	0	1	29	0	1
30	0	0	30	0	0	30	0	1	30	0	1
31	0	0	31	0	1	31	0	1	31	0	1
32	0	1	32	0	1	32	0	2	32	0	2
33	0	1	33	0	1	33	0	2	33	0	2
34	0	0	34	0	0	34	0	0	34	0	0
35	0	0	35	0	0	35	0	0	35	0	0
36	0	1	36	0	2	36	0	2	36	1	2
37	1	1	37	1	1	37	0	1	37	1	1
38	0	0	38	1	2	38	2	3	38	3	3
39	0	0	39	1	1	39	1	1	39	1	1
40	0	0	40	1	1	40	1	2	40	2	2
41	0	0	41	0	0	41	0	0	41	0	0
42	0	0	42	0	0	42	0	1	42	0	1
43	0	0	43	1	0	43	1	0	43	1	0
44	0	0	44	0	1	44	0	1	44	0	1
45	0	0	45	0	0	45	0	1	45	0	1
TOTAL	7	14	TOTAL	12	29	TOTAL	16	47	TOTAL	30	54
PROM	0,16	0,31	PROM	0,27	0,64	PROM	0,36	1,04	PROM	0,67	1,20

Tabla 7A. Prueba de t Students de la variable número de hojas a los 30 días.

	<i>APICALES</i>	<i>BASALES</i>
Media	0,155555556	0,311111111
Grados de libertad	88	
Estadístico t	-	
P(T<=t) dos colas	1,754992877	
Valor crítico de t (dos colas)	0,082740893	
	1,987289865	

Tabla 8A. Prueba de t Students de la variable número de hojas a los 60 días.

	<i>APICALES</i>	<i>BASALES</i>
Media	0,266666667	0,644444444
Grados de libertad	88	
Estadístico t	-	
P(T<=t) dos colas	2,921340136	
Valor crítico de t (dos colas)	0,004427597	
	1,987289865	

Tabla 9A. Prueba de t Students de la variable número de hojas a los 90 días.

	<i>APICALES</i>	<i>BASALES</i>
Media	0,355555556	1,044444444
Grados de libertad	88	
Estadístico t	-	
P(T<=t) dos colas	4,017328876	
Valor crítico de t (dos colas)	0,000123697	
	1,987289865	

Tabla 10A. Prueba de t Students de la variable número de hojas a los 120 días.

	<i>APICALES</i>	<i>BASALES</i>
Media	0,666666667	1,2
Grados de libertad	88	
Estadístico t	-	
P(T<=t) dos colas	2,382733589	
Valor crítico de t (dos colas)	0,019336956	
	1,987289865	

Tabla 11A. Longitud de brotes en períodos de 30 días.

LONGITUD 30 DIAS			LONGITUD 60 DIAS			LONGITUD 90 DIAS			LONGITUD 120 DIAS		
cm			cm			cm			cm		
PLANTA	APICALES	BASALES	PLANTA	APICALES	BASALES	PLANTA	APICALES	BASALES	PLANTA	APICALES	BASALES
1	0	0	1	0	0	1	0	1	1	0	1
2	0	0	2	0	0	2	0	0	2	1	0
3	0	0	3	0	0	3	0	4	3	0	1
4	0	0	4	0	0	4	0	0	4	0	0
5	0	0	5	0	0	5	0	0	5	0	0
6	2	2	6	4	5	6	6	9	6	8	11
7	0,5	1	7	1	3	7	1	6	7	2	8
8	1	1	8	2	3	8	3	6	8	4	8
9	0,5	0	9	1	0	9	2	0	9	3	2
10	0	1	10	0,5	3	10	1	6	10	2	8
11	0	0	11	0	0	11	0	2	11	0	3
12	0	0	12	0	0	12	0	0	12	0	0
13	0	0	13	0	2	13	0	4	13	0	5
14	0	0	14	0	0	14	0	0	14	0	0
15	0	0	15	0	0	15	0	0	15	1	0
16	0	1	16	0	2	16	0	4	16	0	6
17	0	0	17	0	0	17	0	0	17	0	0
18	0	0	18	0	0	18	0	0	18	0	0
19	0	0	19	0	0	19	0	0	19	0	0
20	0	0	20	0	1	20	0	2	20	0	3
21	0,5	1	21	1	3	21	5	5	21	7	7
22	0	2	22	0	4	22	0	7	22	1	10
23	1	2	23	3	4	23	5	7	23	7	10
24	0	2	24	0	4	24	2	8	24	3	11
25	0	0	25	0	1	25	0	7	25	1	10
26	0	0	26	0	0	26	0	0	26	1	0
27	0	0	27	0	0	27	0	0	27	0	0
28	0	1	28	0	0	28	0	1	28	1	2
29	0	0	29	0	2	29	0	4	29	0	6
30	0	0	30	0	0	30	0	3	30	0	5
31	0	0	31	0	1	31	0	2	31	0	4
32	0	1	32	0	2	32	0	4	32	0	6
33	0	1	33	0	2	33	0	4	33	0	6
34	0	0	34	0	0	34	0	0	34	0	0
35	0	0	35	0	0	35	0	0	35	0	0
36	0	2	36	0	4	36	0	8	36	1	11
37	0	2	37	0	4	37	0	8	37	2	11
38	0,7	0	38	2	1	38	3	3	38	4	15
39	0	0	39	1	3	39	2	5	39	2	7
40	0	0	40	2	3	40	3	5	40	4	6
41	0	0	41	0	0	41	0	0	41	0	0
42	0	0	42	0	0	42	0	1	42	0	1
43	0	0	43	0,3	0	43	1	0	43	1	0
44	0	0	44	0	1	44	0	2	44	0	3
45	0	0	45	0	0	45	0	1	45	0	1
TOTAL	6,2	20	TOTAL	17,8	58	TOTAL	34	129	TOTAL	56	188
PROM	0,14	0,44	PROM	0,40	1,29	PROM	0,76	2,87	PROM	1,24	4,18

Tabla 12A. Prueba de t Students de la variable longitud de brotes a los 30 días.

	<i>APICALES</i>	<i>BASALES</i>
Media	0,137777778	0,444444444
Grados de libertad	88	
Estadístico t	-	
P(T<=t) dos colas	2,512528875	
Valor crítico de t (dos colas)	0,0138097	
	1,987289865	

Tabla 13A. Prueba de t Students de la variables longitud de brotes a los 60 días.

	<i>APICALES</i>	<i>BASALES</i>
Media	0,395555556	1,288888889
Grados de libertad	88	
Estadístico t	-	
P(T<=t) dos colas	3,317831184	
Valor crítico de t (dos colas)	0,001320365	
	1,987289865	

Tabla 14A. Prueba de t students de la variable longitud de brotes a los 90 días.

	<i>APICALES</i>	<i>BASALES</i>
Media	0,755555556	2,866666667
Grados de libertad	88	
Estadístico t	-	
P(T<=t) dos colas	4,335315909	
Valor crítico de t (dos colas)	3,8589E-05	
	1,987289865	

Tabla 15A. Prueba de t students de la variable longitud de brotes a los 120 días.

	<i>APICALES</i>	<i>BASALES</i>
Media	1,244444444	4,177777778
Grados de libertad	88	
Estadístico t	-	
P(T<=t) dos colas	4,167581534	
Valor crítico de t (dos colas)	7,17963E-05	
	1,987289865	



Figura 1A. Fundas de polietileno utilizadas en el ensayo tamaño 4x8".



Figura 2A. Enraizador utilizado en el ensayo.



Figura 3A. Estacas apicales de 1-2 cm. de diámetro y 40 cm de largo.



Figura 4A. Estacas basales de 2-4 cm. de diámetro y 40 cm. de largo.



Figura 5A. Estacas sumergidas en agua con solución de 100 ml. de Multiraices en 100 litros de agua.



Figura 6A. Presencia de nuevas yemas en estacas a los 30 días.



Figura 7A. Primeras hojas verdaderas a los 60 días.



Figura 8A. Tamaño y cantidad de hojas a los 90 días.



Figura 9A. Tamaño de hojas a los 120 días.



Figura 10A. Presencia de hojas y raíces en estacas basales.



Figura 11A. Prendimiento de estacas.