



1859

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA

ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS
NATURALES RENOVABLES
CARRERA DE INGENIERÍA FORESTAL

"PROPAGACIÓN IN VIVO DE *Cinchona officinalis*
L., A PARTIR DE MATERIAL VEGETAL SEXUAL Y
ASEXUAL, CON FINES DE CONSERVACIÓN DE
LA ESPECIE"



TESIS DE GRADO PREVIA A
LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO
DE INGENIERÍA FORESTAL

AUTOR:

Marco Eli Fonde Montaña

DIRECTOR:

Ing. Mst. José Antonio Moreno Serrano

CODIRECTOR:

Ing. Victor Hugo Eras Guamán, Mg. Sc

LOJA – ECUADOR

2016

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES
CARRERA DE INGENIERÍA FORESTAL

CERTIFICACIÓN

Ing. Mst. José Antonio Moreno

DIRECTOR DE TESIS

En calidad de Director de la tesis titulada “**PROPAGACIÓN *IN VIVO* DE *Cinchona officinalis* L., A PARTIR DE MATERIAL VEGETAL SEXUAL Y ASEXUAL, CON FINES DE CONSERVACIÓN DE LA ESPECIE**”, de autoría del señor egresado de la Carrera de Ingeniería Forestal **Marco Elí Conde Montaña**, ha sido dirigida, revisada y aprobada en su integridad; por lo que autorizo su presentación y publicación.

Loja, 04 de abril de 2016

Atentamente,



Ing. Mst. José Antonio Moreno

DIRECTOR DE TESIS

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES
CARRERA DE INGENIERÍA FORESTAL

CERTIFICACIÓN

**“PROPAGACIÓN *IN VIVO* DE *Cinchona officinalis* L., A PARTIR DE
MATERIAL VEGETAL SEXUAL Y ASEXUAL, CON FINES DE
CONSERVACIÓN DE LA ESPECIE”**

TESIS DE GRADO


Presentada al tribunal calificador como requisito parcial para la obtención del título de:

INGENIERO FORESTAL

APROBADA:



Ing. Luis Sinche Fernández, Mg. Sc.
RESIDENTE DEL TRIBUNAL



Ing. Wilson Quizhpe Coronel, M. Sc.
VOCAL



Ing. Byron Palacios Herrera, Mg. Sc.
VOCAL

AUTORÍA

Yo, **Marco Elí Conde Montaña**, declaro ser autor del presente trabajo de tesis y eximo expresamente a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes jurídicos, de posibles reclamos o acciones legales por el contenido de la misma.

Adicionalmente acepto y autoriza a la Universidad Nacional de Loja, la publicación de mi tesis en el repositorio Institucional-Biblioteca Virtual.

Autor: Marco Elí Conde Montaña

Firma: -----

Cédula: 1900554211

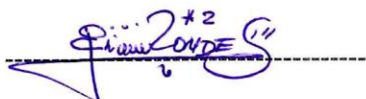
Fecha: Loja, 11 de abril de 2016

**CARTA DE AUTORIZACIÓN DE TESIS POR PARTE DEL AUTOR PARA LA
CONSULTA, REPRODUCCIÓN PARCIAL O TOTAL Y PUBLICACIÓN
ELECTRÓNICA DEL TEXTO COMPLETO**

Yo, **Marco Elí Conde Montaña**, declaro ser el autor, de la tesis titulada **“PROPAGACIÓN *IN VIVO* DE *Cinchona officinalis* L., A PARTIR DE MATERIAL VEGETAL SEXUAL Y ASEXUAL, CON FINES DE CONSERVACIÓN DE LA ESPECIE”**, como requisito para obtener el grado de: Ingeniero Forestal, autorizo al Sistema Bibliotecario de la Universidad Nacional de Loja, para que con fines académicos, muestre al mundo la producción intelectual de la Universidad, a través de la visibilidad de su contenido de la siguiente manera en el Repositorio Digital Institucional:

Los usuarios pueden consultar el contenido de este trabajo en el RDI, en las redes de información del país y del exterior, con los cuales tenga convenio la Universidad.

La Universidad Nacional de Loja, no se responsabiliza por el plagio o copia de la tesis que realice un tercero. Para constancia de esta autorización, en la ciudad de Loja, a los 11 días del mes de abril de 2016. Firma el autor.

Firma: 

Autor: Marco Elí Conde Montaña

Número de cédula: 1900554211

Dirección: Cantón Palanda, Calle “La Dolorosa”

Correo electrónico: mec1691@hotmail.es

Teléfono celular: 0990121087

DATOS COMPLEMENTARIOS

Director de tesis: Ing. Mst. José Antonio Moreno.

Codirector de tesis: Ing. Víctor Hugo Eras Guamán, Mg. Sc.

Tribunal de grado: Ing. Luis Sinche Fernández, Mg. Sc.

Ing. Wilson Quizhpe Coronel, M. Sc.

Ing. Byron Palacios Herrera, Mg. Sc.

AGRADECIMIENTO

Deseo expresar mis sinceros agradecimientos a todos quienes hicieron posible la culminación de la presente investigación:

A la Universidad Nacional de Loja, al Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables, a través de la Carrera de Ingeniería Forestal y a sus docentes por haber contribuido con los conocimientos teóricos-técnicos para mi formación profesional.

Al Ing. José Antonio Moreno Serrano, Director de mi tesis, por el tiempo y dedicación para que se pueda concluir con éxito la presente investigación.

De igual forma al Ing. Víctor Hugo Eras, Ing. Julia Minchala, Ing. Magaly Yaguana, Ing. Darlin González e Ing. Cristian Valarezo, por su apoyo desinteresado, por la dedicación de su tiempo, por haber compartido conmigo sus conocimientos y sobre todo su amistad, siempre les estaré muy agradecido.

A los señores miembros del tribunal: al Ing. Luis Sinche Fernández, al Ing. Wilson Quizhpe Coronel, al Ing. Byron Palacios Herrera, por haber aceptado ser miembros del tribunal de grado y por las importantes sugerencias dadas a la presente.

Y finalmente, a mis compañeros y amigos de la Universidad, que durante cinco años de carrera supieron brindarme su apoyo, y paciencia y con quienes tuve y tengo la dicha de compartir momentos inolvidables de aprendizaje y diversión.

A todos Gracias...

DEDICATORIA

A Dios y la Virgen por darme la vida, por haberme guiado e iluminado en este momento tan especial de mi vida y poder alcanzar uno de mis mejores sueños y por haber puesto en mi camino a aquellas personas que han sido mi soporte y compañía durante este período.

A mis amados padres, Marco Fonde y Amparo Montaña por ser la razón principal de mi vida y por apoyarme en todo lo que me proponga, por inculcar en mí valores y principios de humildad, respeto, honradez y superación. Me han dado todo lo que soy como persona y todo ello con una gran dosis de amor y sin pedir nunca nada a cambio.

A mis queridas hermanas y hermano que siempre estuvieron dándome su cariño, su comprensión y sobretodo el amor de hermanos.

A mi querida abuelita, Georgina Merino, por creer en mí, por apoyarme, por motivarme y por darme esas palabras de aliento de seguir adelante y culminar esta etapa de mi vida, sin la ayuda de ella no habría sido posible este logro.

¡Gracias a ustedes!

Marco Eli Fonde

Índice General

Contenido	Página
CÁRATULA.....	i
CERTIFICACIÓN.....	ii
CERTIFICACIÓN.....	iii
AUTORÍA.....	iv
CARTA DE AUTORIZACIÓN.....	v
AGRADECIMIENTO.....	vi
DEDICATORIA.....	vii
ÍNDICE GENERAL.....	viii
ÍNDICE DE CUADROS.....	xiii
ÍNDICE DE FIGURAS.....	xiv
ÍNDICE DE ANEXOS.....	xvi
TÍTULO.....	xvii
RESUMEN.....	xviii
SUMMARY.....	xx
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1. ESPECIES FORESTALES NATIVAS.....	4
2.1.1. Importancia de las Especies Forestales Nativas.....	4
2.2. DESCRIPCIÓN DE LA ESPECIE EN ESTUDIO.....	5
2.2.1 Clasificación Botánica.....	5
2.2.2. Descripción Botánica.....	5
2.2.3. Reproducción.....	5
2.2.4. Usos.....	6
2.3. PROPAGACIÓN SEXUAL O POR SEMILLAS.....	6
2.3.1. La Semilla.....	6
2.3.2. Clases de Semillas.....	7
2.3.2.1. Semillas erráticas.....	7
2.3.2.2. Semillas latentes.....	7
2.3.2.3. Semillas recalcitrantes.....	7

2.3.2.4	Semillas ortodoxas	8
2.3.3.	Tratamiento de las Semillas	8
2.3.3.1.	Tratamientos físicos	8
2.3.3.2.	Tratamientos químicos.....	8
2.3.4.	Recolección de Semillas	9
2.3.5.	Selección de Árboles Semilleros	9
2.3.6.	Proceso de Germinación	9
2.3.6.1.	Fase de hidratación	10
2.3.6.2.	Fase de germinación	10
2.3.6.3.	Fase de crecimiento.....	10
2.3.7.	Calidad de Semillas.....	10
2.4.	PROPAGACIÓN ASEXUAL POR ESTACAS	11
2.4.1.	Características de las Estacas	11
2.4.2.	Factores que Afectan el Enraizamiento de las Estacas	11
2.4.2.1.	Edad de la planta madre y condición fisiológica	12
2.4.2.2.	Condiciones fisiológicas	12
2.4.2.3.	Condiciones ambientales	12
2.4.3.	Recolección de las Estacas.....	13
2.4.4.	Desinfección de las Estacas	13
2.4.5.	Prácticas que Ayudan al Enraizado de Estacas.....	13
2.4.5.1.	Calefacción	13
2.4.5.2.	Corte de la base	14
2.4.5.5.	Inmersión	14
2.4.5.4.	Descortezado anular.....	15
2.4.5.5.	Remojo en agua.....	15
2.4.5.6.	Reguladores de crecimiento	15
2.5.	PROPAGACIÓN ASEXUAL POR ACODOS	16
2.5.1.	Tipos de Acodos	16
2.5.1.1.	Acodo simple	16
2.5.1.2.	Acodo compuesto o serpenteado	16
2.5.1.3.	Acodo aéreo	16
2.5.1.4.	Acodo por aporcadura.....	17
2.5.2.	Prácticas que Ayudan al Enraizado de Acodos.....	17

2.5.2.1.	Torsión de la rama	17
2.5.2.2.	Estrangulamiento	17
2.5.2.3.	Heridas	17
2.6.	ANÁLISIS DE VARIANZA	18
2.6.1.	Procedimientos en <i>Infostat</i>	19
2.6.1.1.	Prueba LSD de Fisher	19
2.6.1.2.	Prueba de Bonferroni	19
2.6.1.3.	Prueba de Tukey	20
2.6.1.4.	Prueba de Duncan	20
2.6.1.5.	Prueba de Student-Newman-Keuls (S.N.K)	20
2.7.	ESTUDIOS SIMILARES	21
3.	METODOLOGÍA	22
3.1.	UBICACIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO	22
3.1.1.	Ubicación Geográfica y Política del Vivero de la UNL	22
3.1.2.	Ubicación Geográfica y Política del Jardín Botánico “Reinaldo Espinosa” (JBRE).....	22
3.2.	METODOLOGÍA PARA ENSAYAR LA GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE <i>Cinchona officinalis</i> L., A NIVEL DE INVERNADERO	24
3.2.1.	Propagación Sexual por Semillas.....	24
3.2.1.1.	Obtención y selección de semilla.....	24
3.2.1.2.	Desinfección de las Semillas	25
3.2.1.3.	Preparación de sustrato	25
3.2.1.4.	Siembra	26
3.2.1.5.	Cuidados culturales en invernadero	26
3.2.1.6.	Registro de datos.....	26
3.2.1.7.	Diseño experimental	27
3.3.	METODOLOGÍA PARA PROBAR EL ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS, BROTES Y ACODOS AÉREOS DE <i>Cinchona officinalis</i> L.....	29
3.3.1.	Metodología Para Probar el Enraizamiento de Estacas de <i>Cinchona officinalis</i> L., a Nivel de Invernadero	29
3.3.1.1.	Obtención de estacas.....	29
3.3.1.2.	Desinfección	29
3.3.1.3.	Aplicación de hormonas enraizantes	30
3.3.1.4.	Sustrato	30

3.3.1.5.	Plantar las estacas	31
3.3.1.6.	Cuidados culturales en invernadero	32
3.3.1.7.	Registro de datos	32
3.3.1.8.	Diseño experimental	33
3.3.2.	Metodología Para Probar el Enraizamiento de Brotes de <i>Cinchona officinalis</i> L	35
3.3.2.1.	Obtención de brotes	35
3.3.2.2.	Desinfección	35
3.3.2.3.	Aplicación de hormonas enraizantes	36
3.3.2.4.	Sustrato	36
3.3.2.5.	Plantar los brotes	37
3.3.2.6.	Cuidados culturales en invernadero	37
3.3.2.7.	Registro de datos	37
3.3.2.8.	Diseño experimental	38
3.3.3.	Metodología Para Probar el Enraizamiento de Acodos Aéreos de <i>Cinchona officinalis</i> L	40
3.3.3.1.	Propagación por acodos aéreos	40
3.3.3.2.	Selección de las ramas	40
3.3.3.3.	Sustrato	40
3.3.3.4.	Anillamiento y enfundado.....	41
3.3.3.5.	Cuidados culturales	41
3.3.3.6.	Registro de datos	42
3.3.3.7.	Diseño experimental	42
3.4.	ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	44
3.5.	METODOLOGÍA PARA LA DIFUSIÓN DE RESULTADOS	44
4.	RESULTADOS.....	45
4.1.	PROPAGACIÓN SEXUAL DE LA ESPECIE <i>Cinchona officinalis</i> L.....	45
4.1.1.	Germinación de Semillas	45
4.1.1.1.	Número de semillas germinadas	46
4.1.1.2.	Porcentaje de germinación	47
4.2.	PROPAGACIÓN ASEXUAL DE LA ESPECIE <i>Cinchona officinalis</i> L.....	48
4.2.1.	Enraizamiento de Estacas.....	48
4.2.2.	Enraizamiento de Brotes	48
4.2.2.1.	Número de raíces	48

4.2.2.2.	Longitud de raíces	49
4.2.2.3.	Porcentaje de enraizamiento	50
4.2.3.	Enraizamiento de Acodo Aéreos.....	51
4.2.3.1.	Número de raíces	52
4.2.3.2.	Longitud de raíces	52
4.2.3.3.	Porcentaje de enraizamiento	53
4.3.	DIFUSIÓN DE LA INFORMACIÓN GENERADA	54
5.	DISCUSIÓN	55
5.1.	PROPAGACIÓN SEXUAL DE LA ESPECIE <i>Cinchona officinalis</i> L.....	55
5.1.1.	Germinación de Semillas	55
5.2.	PROPAGACIÓN ASEXUAL DE LA ESPECIE <i>Cinchona officinalis</i> L.....	56
5.2.1.	Enraizamiento de Estacas.....	56
5.2.2.	Enraizamiento de Brotes	57
5.2.3.	Enraizamiento de Acodos Aéreos	58
6.	CONCLUSIONES	60
7.	RECOMENDACIONES	61
8.	BIBLIOGRAFÍA	62
9.	ANEXOS	68

Índice de Cuadros

Cuadro	Contenido	Página
Cuadro 1.	Hoja de registro para evaluar la germinación de las semillas.....	27
Cuadro 2.	Tratamientos del diseño experimental.....	28
Cuadro 3.	Hoja de registro para evaluar el enraizamiento y la brotación de las estacas....	32
Cuadro 4.	Tratamientos del diseño experimental.....	34
Cuadro 5.	Hoja de registro para evaluar el enraizamiento de los brotes.....	38
Cuadro 6.	Tratamientos del diseño experimental.....	39
Cuadro 7.	Hoja de registro para evaluar el enraizamiento y sobrevivencia de los acodos aéreos.....	42
Cuadro 8.	Tratamientos del diseño experimental.....	44

Índice de Figuras

Figura	Contenido	Página
Figura 1.	Diseño de un propagador de subirrigación.....	14
Figura 2.	Mapa de ubicación político geográfico del sitio de estudio.....	23
Figura 3.	Proceso de selección y limpieza de las semillas en el laboratorio	24
Figura 4.	Proceso de desinfección y secado de las semillas.....	25
Figura 5.	Componentes de los sustratos utilizados: A) tierra; B) arena; C) turba.....	25
Figura 6.	Proceso de siembra de las semillas e identificación del tratamiento	26
Figura 7.	Diseño que se empleó para ensayar la germinación de las semillas	28
Figura 8.	Estacas de <i>Cinchona officinalis</i> colectadas.....	29
Figura 9.	Proceso de desinfección de las estacas.....	30
Figura 10.	Aplicación de las hormonas enraizantes: A) estaca en Hormonagro 1; B) estaca en Enraizador H.V	30
Figura 11.	Desinfección del sustrato por el método a vapor y llenado de los subirrigadores	31
Figura 12.	Estacas sembradas en el subirrigador.....	31
Figura 13.	Aplicación del fertilizante foliar para la estimulación de brotes y control de hongos.....	32
Figura 14.	Diseño que se empleó para ensayar la propagación por estacas	34
Figura 15.	Recolección de los brotes de <i>Cinchona Officinalis</i> L.....	35
Figura 16.	Proceso de desinfección y secado de brotes.....	36
Figura 17.	Aplicación de las hormonas enraizantes: A) brote en Hormonagro 1; B) brote en Enraizador H.V	36
Figura 18.	Proceso de siembra de los brotes e identificación del tratamiento.....	37
Figura 19.	Diseño que se empleó para ensayar la propagación por brotes.....	39
Figura 20.	Acodos aéreos con los tipos de sustratos: A) tierra orgánica; B) musgo <i>sphagnun</i> ; C) aserrín.....	40

Figura 21. Proceso de realización del acodo aéreo: A) incisión circular; B) colocación de la hormona enraizante, C) enfundado	41
Figura 22. Riegos realizados a los acodos aéreos.....	41
Figura 23. Diseño que se empleó para ensayar la propagación por acodos aéreos	43
Figura 24. Curva de germinación acumulativa de la especie <i>Cinchona officinalis</i> L..	45
Figura 25. Número de semillas germinadas de <i>Cinchona officinalis</i> L., bajo tres tipos de sustratos y dos testigos	46
Figura 26. Porcentaje de germinación de <i>Cinchona officinalis</i> L., bajo tres tipos de sustratos y dos testigos	47
Figura 27. Número de raíces promedio de los brotes de <i>Cinchona officinalis</i> L., bajo dos tipos de hormonas enraizantes	49
Figura 28. Longitud de raíces promedio de los brotes de <i>Cinchona officinalis</i> L., bajo dos tipos de hormonas enraizantes	50
Figura 29. Porcentaje de enraizamiento de los brotes bajo dos tipos de hormonas enraizantes	51
Figura 30. Número de raíces promedio de los acodos aéreos de <i>Cinchona officinalis</i> L., bajo tres tipos de sustratos	52
Figura 31. Longitud de raíces promedio de los acodos aéreos de <i>Cinchona officinalis</i> L., bajo tres tipos de sustratos	53
Figura 32. Porcentaje de enraizamiento promedio de los acodos aéreos de <i>Cinchona officinalis</i> L., bajo tres tipos de sustratos.....	54
Figura 33. Germinación de semillas a los 60 días de la especie en estudio, con sus respectivos tratamientos: A) T1; B) T2; C) T3; D) T4; E) T5.....	75
Figura 34. A) Siembra de estacas en el Subirrigador; B) marchitamiento y putrefacción de las estacas.....	76
Figura 35. A) Siembra de brotes; B) evaluación de brotes; C) enraizamiento de brotes	76
Figura 36. A) Acodo aéreo realizado; B) protuberancias; C) enraizamiento; D) corte y transporte; E) acodos aéreos recién transplantados	77

Índice de Anexos

Anexo	Contenido	Página
Anexo 1.	Resultados de la germinación de semillas <i>Cinchona officinalis</i> L	68
Anexo 2.	Cuadro resumen de los resultados de la germinación de semillas de <i>Cinchona officinalis</i> L	73
Anexo 3.	Resultado del enraizamiento de brotes de <i>Cinchona officinalis</i> L.....	74
Anexo 4.	Resultado del enraizamiento de acodos aéreos de <i>Cinchona officinalis</i> L.....	74
Anexo 5.	Imágenes de la germinación de semillas de <i>Cinchona officinalis</i> L.....	75
Anexo 6.	Imágenes de las estacas de <i>Cinchona officinalis</i> L., en el invernadero de la Universidad Nacional de Loja.....	76
Anexo 7.	Imágenes de brotes de <i>Cinchona officinalis</i> L., en el invernadero de la Universidad Nacional de Loja	76
Anexo 8.	Imágenes de acodos aéreos de <i>Cinchona officinalis</i> L., en el Jardín Botánico “Reinaldo Espinosa” de la Universidad Nacional de Loja	77
Anexo 9.	Imágenes de la socialización de la tesis al equipo técnico del Laboratorio de Micropropagación Vegetal.....	78
Anexo 10.	Imágenes de la socialización de la tesis a los estudiantes del cuarto y quinto año de la Carrera de Ingeniería Forestal.....	78
Anexo 11.	Tríptico divulgativo de la tesis realizada	79

**“PROPAGACIÓN *IN VIVO* DE *Cinchona officinalis* L., A
PARTIR DE MATERIAL VEGETAL SEXUAL Y
ASEXUAL, CON FINES DE CONSERVACIÓN DE LA
ESPECIE”**

RESUMEN

La provincia de Loja es poseedora de una gran diversidad de especies, como es el caso del género *Cinchona*, mismo que ha sido objeto de una explotación sin previsiones para el futuro (Anda 2002). *Cinchona Officinalis* L., es una especie forestal que viene desapareciendo en nuestro territorio nacional por muchas razones: deforestación, tala ilegal, agricultura migratoria, quemas periódicas, etc., (Acosta 1980).

La presente investigación se desarrolló dentro del marco del proyecto “**Identificación y descripción del estado actual de *Cinchona officinalis* L., en la provincia de Loja y generación de protocolos para la propagación *in vivo* e *in vitro***”, en dos fases; fase de campo y fase de invernadero; dentro el período comprendido entre mayo 2015 – enero 2016. La fase de campo correspondió a la recolección de material vegetal en los sectores: Quebrada del Naque (Loja), Quebrada San Simón (Loja), parroquia el Tambo sitio Uritusinga (Catamayo) y parroquia Selva Alegre (Saraguro), y la segunda fase se llevó a cabo en el invernadero de la Universidad Nacional de Loja.

En la fase de invernadero con la finalidad de mejorar la propagación *in vivo* de la especie forestal *Cinchona officinalis* L., se practicaron varias técnicas de propagación sexual y asexual. Para la propagación sexual por semillas se probaron tres tipos de sustratos más dos testigos: sustrato tierra, arena y turba en las proporciones 1:1:1; 2:1:1 y 1:1:2 más los testigos turba (100 %) y tierra (100 %). Para la propagación asexual se realizaron los siguientes ensayos: a) ensayo de enraizamiento de estacas, donde se probó el efecto de dos hormonas comerciales: Hormonagro 1 y Enraizador H.V; b) ensayo de enraizamiento de brotes, donde se probó el efecto de dos hormonas comerciales: Hormonagro 1 y Enraizador H.V; y c) ensayo de enraizamiento de acodos aéreos, donde se probó tres tipos de sustratos: tierra orgánica, musgo *sphagnun* y aserrín.

Como resultado se obtuvo que la germinación de semillas en *Cinchona officinalis* L., el más alto porcentaje de germinación corresponde al tratamiento T3 (1:1:2) y T4 (testigo turba) con un 71,67 % y 83,33 %, un porcentaje relativamente bajo del 20 % presentó el T5 (testigo tierra); el T1 (1:1:1) y T2 (2:1:1) presentó un porcentaje del 46,67 %; y 43,33 % respectivamente. Los ensayos de propagación asexual en *Cinchona officinalis* L: las hormonas enraizantes comerciales (Hormonagro 1 y Enraizador H.V) no tuvieron un

efecto positivo en el enraizamiento de estacas, en lo que respecta al enraizamiento de brotes respondieron favorablemente a la propagación vegetativa en los tres tratamientos: T1 (Sin Hormonagro), T2 (Hormonagro en polvo) y T3 (Hormonagro en líquido). En lo referente al porcentaje de enraizamiento y número de raíces en los brotes no hubo diferencias significativas entre tratamientos; el tratamiento T3 (Hormonagro en líquido) fue el mejor tratamiento en lo que respecta a la longitud de raíces en brotes (3,23 cm); el sustrato compuesto por tierra orgánica fue el que presentó mejores resultados en el enraizamiento de acodos aéreos en *Cinchona officinalis* L., debido a que alcanzó un porcentaje de enraizamiento del 50 % a diferencia de los otros sustratos. Datos prometedores para la utilización futura de los mismos en ensayos de propagación sexual y asexual de especies forestales perteneciente a la familia Rubiaceae.

Palabras clave: propagación forestal, semillas, estacas, brotes, acodos aéreos.

SUMMARY

The province Loja is possessor of a great diversity of sorts, as the case of the kind is *Cinchona*, per se that the object has been of an exploitation without foresights for the future (Anda, 2002). *Cinchona Officinalis* L, it is a forestal sort that comes disappearing at our national territory for many reasons: Deforestation, illegal felling of trees, migrant agriculture, periodic burnings, etc., (Acosta 1980).

Present it investigation developed within the project's frame **“Identification and description of the present-day status of *Cinchona officinalis* L., at the province of Loja and generation of protocols for propagation *alive in* and *in vitro*”**, in two phases; Phase of field and phase of greenhouse; Inside the period understood between May 2015 – January 2016. The phase of field corresponded to the anthology of vegetable material at the sectors: Narrow pass of the Naque (Loja), Quebrada St. Simón (Loja), parish church the Tambo I lay siege to Uritusinga (Catamayo) and parish church Selva Make Happy (Saraguro), and second phase carried completion at the greenhouse of Loja's National University itself.

In the phase of greenhouse with the purpose to improve the propagation *alive in* of the forestal sort *Cinchona officinalis* L, they practiced several techniques of sexual and asexual propagation. Two controls tasted three further types of substratums themselves for the sexual propagation for seeds: Substratum land, sand and disturb in proportions 1:1:1; 2:1:1 and 1:1:2 plus the witnesses disturbs (100 %) and land (100 %). They sold off the following essays for the asexual propagation: a) I rehearse of enraizamiento of stakes, where the effect of two commercial hormones was tried: Hormonagro 1 and Enraizador H.V; b) I rehearse of enraizamiento of sprouts, where the effect of two commercial hormones was tried: Hormonagro 1 and Enraizador H.V; and c) I rehearse of enraizamiento of aerial layers, where three types of substratums were tried: Organic land, moss *sphagnun* and sawdust.

As a result it was obtained than the germination of seeds in *Cinchona officinalis* L, the highest percentage of germination corresponds to the treatment T3 (1:1:2) and T4 (the witness disturbs) with a 71.67 % and 83.33 %, the T5 presented a 20 %'s relatively low percentage (witness land); the T1 (1:1:1) and T2 (2:1:1) you presented a 46.67 %'s percentage; And 43.33 % respectively. The essays of asexual propagation in *Cinchona*

officinalis L: Hormones the commercial enraizantes (Hormonagro 1 and Enraizador H.V) did not have a positive effect in the enraizamiento of stakes, so that it relates to the enraizamiento of sprouts they answered the vegetative propagation favorably in the three treatments: T1 (Without Hormonagro), T2 (powdered Hormonagro) and T3 (Hormonagro in liquid). Referring to enraizamiento's percentage and number of roots in the sprouts did not have significant differences between treatments; The treatment T3 (Hormonagro in liquid) was the best treatment in regards to the length of in-bud roots (3.23 cm); The substratum fixed by organic land went the that you presented better results in the enraizamiento of aerial layers in *Cinchona officinalis* L, because it attained enraizamiento's percentage of the 50 % unlike the other substratums. Promising data for the future utilization of the same in essays of sexual and asexual propagation of forestal sorts perteneciente to the family Rubiaceae.

Key words: forestal propagation, seeds, stakes, sprouts, aerial layers.

1. INTRODUCCIÓN

El Ecuador es uno de los 17 países megadiversos del mundo, debido a sus ecosistemas, especies, recursos genéticos, tradiciones y costumbres de su gente. Los bosques andinos del sur del Ecuador presentan formaciones vegetales únicas en el mundo, tanto por su composición florística como por las particularidades evolutivas que han desembocado en altos niveles de endemismo y diversidad biológica (Bussmann, 2006).

La deforestación es una de las principales causas de la pérdida de la diversidad biológica a nivel mundial, y el Ecuador no es la excepción. Según datos del Ministerio del Ambiente del Ecuador – MAE (2012) entre el año 2000 y 2008 la deforestación promedio fue de 77 647 ha/año en todo el Ecuador Continental. Ecuador posee aproximadamente 9,6 millones de hectáreas de bosque (Carrión, 2011) y la tasa anual de cambio de cobertura boscosa es de 0,63 % para el período 2000 - 2008. Esto corresponde a una deforestación anual promedio de 61 800 ha/año (MAE, 2011).

La carente aplicación de políticas consistentes respecto a la conservación y al manejo de los bosques ha permitido que este importante recurso se siga perdiendo y que los bosques nativos sigan siendo afectados por una irracional explotación maderera y por procesos de colonización desordenada con la consecuente ampliación de la frontera agrícola (MAE, 2000).

La provincia de Loja es poseedora de una gran diversidad de especies, como es el caso del género *Cinchona*, mismo que ha sido objeto de una explotación sin previsiones para el futuro. La excesiva demanda de la cascarilla a partir del siglo XVII, provocó la explotación irracional de las especies que comprenden este género, principalmente en esta Provincia. Acciones que sumadas al incremento demográfico y la ampliación de la frontera agrícola, han resultado en la reducción de las poblaciones de cascarilla y una baja regeneración natural (Anda, 2002).

Según Nieto (2000), en los bosques de Cajanuma y Uritusinga, se explotó la cascarilla hasta el siglo XIX, debido a sus propiedades medicinales, por el contenido de alcaloides en su corteza. Las poblaciones naturales de esta especie se están reduciendo significativamente, llegando al punto de no poderlas apreciar fácilmente. En los últimos años las actividades como la tala de bosques, la agricultura y la ganadería han tenido un impacto significativo en la destrucción de su hábitat (Madsen, 2012).

Cinchona Officinalis L., es una especie forestal que viene desapareciendo en nuestro territorio nacional por muchas razones: deforestación, tala ilegal, agricultura migratoria, quemas periódicas, desconocimiento, entre otras. A pesar de ser considerada mundialmente como salvadora de la humanidad ante las fiebres recurrentes de malaria o paludismo, enfermedad que reinó imperturbablemente durante casi dos siglos, hoy la *Cinchona Officinalis* L., se halla casi extinta (Acosta, 1980).

En condiciones naturales el género *Cinchona*, presenta baja tasa de germinación y regeneración, encontrándose únicamente en lugares apartados y en pequeños grupos (Buddenhagen *et al.*, 2004). Este es el motivo para que *Cinchona officinalis*, esté en peligro de desaparición y son consideradas como especies prioritarias de conservación y estudio.

Frente a esta problemática, amerita la necesidad de aunar esfuerzos y voluntades entre todos los sectores, instituciones públicas y privadas, gobiernos locales y regionales, para coordinar la recuperación, conservación y protección de nuestros recursos naturales, a fin de garantizar una adecuada calidad de vida a las presentes y futuras generaciones. En tal virtud, dentro de este marco y con el ánimo de aportar a la recuperación de este ecosistema, se busca generar información sobre la propagación *in vivo* de *Cinchona Officinalis* L., como base para ejecutar a futuro programas de reforestación con fines de conservación de dicha especie.

Bajo esta perspectiva, y con el ánimo de aportar al conocimiento y conservación de la especie *Chinchona officinalis* L., se realizó la presente investigación: **“Propagación *in vivo* de *Cinchona officinalis* L., a partir de material vegetal sexual y asexual, con fines de conservación de la especie”**; la misma que consistió en realizar un estudio de la propagación sexual y asexual, el estudio de la propagación sexual de esta especie se realizó mediante un ensayo, donde se probó la germinación de semillas. De la misma manera, para el estudio de la propagación asexual de la especie se realizaron tres ensayos, donde se probó el enraizamiento de estacas, acodos aéreos y el enraizamiento de brotes.

Finalmente, la investigación se realizó en el cantón, provincia de Loja; dentro del Proyecto **“Identificación y descripción del estado actual de *Cinchona officinalis* L., en la provincia de Loja y generación de protocolos para la propagación *in vivo* e *in vitro*”**, el mismo que se viene ejecutando en el Laboratorio de Micropropagación Vegetal de la Universidad Nacional de Loja.

Los objetivos propuestos para realizar la presente investigación fueron los siguientes:

Objetivo General

- Contribuir a la generación de información sobre la propagación *in vivo* de *Cinchona officinalis* L., con fines de conservación de la especie.

Objetivos Específicos

- Determinar métodos convencionales para la propagación *in vivo* de *Cinchona officinalis* L., a partir de semillas.
- Establecer métodos convencionales para la multiplicación *in vivo* de *Cinchona officinalis* L., a partir de propagación vegetativa.
- Difundir los resultados de la investigación a los actores sociales interesados, para su conocimiento y aplicación.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. ESPECIES FORESTALES NATIVAS

2.1.1. Importancia de las Especies Forestales Nativas

La flora nativa se caracteriza por ser el conjunto de especies que pertenecen a hábitats naturales, siendo parte de ecosistemas muy ricos en biodiversidad, aislados de agresiones antrópicas y de la influencia de su distribución actual. Los bosques naturales son recursos renovables que pueden dar una producción permanente de bienes y servicios, pero, se conoce poco sobre el manejo que deben recibir para mantener la productividad y esto ha limitado su conservación (Loján, 1992).

Para ir mejorando el uso de estos recursos se debe saber que utilidad tienen los árboles donde se encuentran, cuales especies son apropiadas, como se propagan y donde se las debe promocionar (Loján, 1992).

La forestación con especies nativas en el ámbito nacional tiene muchas limitantes, como por ejemplo no hay investigaciones que permitan con certeza y fiabilidad desarrollar actividades de producción y plantación de especies nativas (Paredes, 1997).

Ampliar el propósito de protección y conservación significa, incrementar y motivar el interés por la reforestación con especies nativas dada que estas tienen características propias que las hacen adecuadas para este propósito, por su adaptación al medio, su capacidad de regeneración, su diversidad de uso y su resistencia a plagas y enfermedades (Cueva, 1997).

Tradicionalmente estas especies sirven para satisfacer necesidades de alimentación, medicina, vivienda, combustible, madera y ornamentación. Modernamente se reconoce su utilidad, tanto en el área urbana como en el área rural, por los servicios que prestan, lo cual no puede sustituirse con otras alternativas (Loján, 1992).

2.2. DESCRIPCIÓN DE LA ESPECIE EN ESTUDIO

2.2.1 Clasificación Botánica

ORDEN: RUBIALES

FAMILIA: RUBIACEAE

GÉNERO: *Cinchona*

ESPECIE: *officinalis*

NOMBRE COMÚN: Cascarilla, quina o quinina



2.2.2. Descripción Botánica

Las *Cinchonas* son de origen sudamericano, su hábitat son bosques andinos del Ecuador, Perú, Venezuela, Colombia y Bolivia, esta especie se encuentra en el sur del Ecuador en los sectores de Cajanuma (Loján, 1992).

En el Ecuador prosperan silvestremente y exclusivamente en los bosques densos exteriores de ambas cordilleras: occidental y oriental formando una faja altitudinal desde los 640 hasta los 3 200 msnm y entre los 10°C y 23°C, en un ambiente generalmente húmedo y lluvioso durante todo el año (Loján, 1992).

Es un árbol mediano de 16 m de altura promedio, con un diámetro aproximado de 28 cm, su fuste es leñoso y ramificado, su corteza es de color gris y de 0,5 cm de espesor su fruto es una cápsula oblonga, de 1 a 2 cm de largo (Loján, 1992).

2.2.3. Reproducción

Se propaga por semillas y las plantas que se obtienen por semilla tienen un desarrollo muy lento. El tipo de germinación para esta especie es epigea y el principal agente dispersante es el viento y el agente polinizador son las aves (Loján, 1992).

Actualmente, las poblaciones de *Cinchona* son pequeñas (Garmendia, 2005) encontrándose solo en lugares donde se dan condiciones específicas para la germinación y el desarrollo de las plántulas.

2.2.4. Usos

La madera de esta especie se utiliza para postes, puntales, vigas, leña y carbón (Lojan, 1992). La corteza, que tiene aplicaciones medicinales por los compuestos metabólicos (Ulloa & Jorgensen 2000), por tal motivo la *Cinchona* se explotó en varios países, principalmente en el Ecuador, constituyéndose en el primer fármaco-terapéutico que aportó América a la Farmacopea Universal (Estrella, 1980; Estrella, 1991).

La corteza de la *Cinchona* sigue siendo usada en la actualidad para el tratamiento de la malaria como una droga terapéutica para casos severos de la enfermedad y ante cepas del plasmodio resistentes a drogas antimaláricas sintéticas (Warhurst *et al.*, 2003; Kaufman & Rúveda, 2004).

2.3. PROPAGACIÓN SEXUAL O POR SEMILLAS

El uso de semillas es la forma más común de propagación forestal. Generalmente la propagación de plantas por medio de semillas se caracteriza por: a) permite almacenar el material reproductivo para tener disponibilidad en época apropiada, b) permite producir grandes cantidades de material plantable, y c) se requiere de personal especializado para la producción (Ocaña, 1996). En la propagación por semilla la herencia genética se pierde en un 50 % por otra parte puede considerarse preocupante la existencia de una época corta de recolección de semillas (Chamba, 2002).

2.3.1. La Semilla

Miller (1967), manifiesta que la 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.

2.3.2. Clases de Semillas

Técnicamente se conocen las siguientes clases de semillas:

2.3.2.1. Semillas erráticas

Las semillas erráticas, según Álvarez (1999), manifiesta que son aquellas que no producen una germinación uniforme bajo ningún tratamiento y, generalmente germinan a los pocos días de extraídas del fruto, otras después de algunas semanas e incluso meses.

2.3.2.2. Semillas latentes

En este grupo de semillas se consideran aquellas que necesitan ser almacenadas durante algún tiempo (meses), para que el embrión complete su madurez fisiológica. Estas semillas al ser sembradas inmediatamente después de extraídas del fruto no suelen germinar (Álvarez, 1999).

2.3.2.3. Semillas recalcitrantes

A diferencia de las ortodoxas, las semillas recalcitrantes no pueden ser almacenadas y tienen escasa longevidad. Las semillas son liberadas de la planta madre con un alto contenido de humedad (entre el 40 y 60 % de agua sobre su peso). Así mismo, su latencia es de una naturaleza más efímera y menos profunda, y en muchos casos no se puede asegurar que la presente (SEMARNAT, 2005).

Las semillas recalcitrantes no están condicionadas ni estructural ni fisiológicamente para resistir la desecación y el frío. Es por ello que al tratar de almacenarlas se presentan problemas como daños en la estructura celular provocados por desecación cuando su contenido de humedad se reduce por debajo del 20 %; daños por congelación, provocados por la formación de cristales cuando se almacenan con altos contenidos de humedad; problemas asociados con el almacenamiento hermético en una condición húmeda, en donde hay falta de oxígeno; contaminación por hongos y bacterias y germinación durante el almacenamiento (SEMARNAT, 2005).

2.3.2.4 Semillas ortodoxas

Son aquellas cuyo contenido de humedad es posible bajarlo a valores entre 5 a 10 % y guardarlas a temperaturas bajo cero sin dañarlas, y por lo tanto es posible su conservación por períodos largos sin perder su poder germinativo (Muñoz, 1993).

Esta capacidad para tolerar la desecación se debe principalmente a que por el proceso normal de maduración, estas semillas van perdiendo humedad y es así que cuando son dispersadas desde el árbol, o bien cuando permanecen en el estado maduras, su contenido de humedad es bajo (Muñoz, 1993).

2.3.3. Tratamiento de las Semillas

Las semillas son los vehículos principales para propagar la vida. Sin embargo, en su misión de ser portadoras de las características genéticas, pueden servir también de vehículo para transportar patógenos. La transmisión de un patógeno por semillas se puede disminuir o evitar, seleccionando áreas de producción desfavorables para los patógenos, con procedimientos de limpieza, con inspecciones visuales de campo. Los tratamientos erradicantes son más especializados que los preventivos y están diseñados para eliminar un patógeno específico por medios físicos o químicos (Arriagada, 2007).

2.3.3.1. Tratamientos físicos

Pertencen a este grupo los tratamientos donde la destrucción de los organismos patógenos se hace mediante la acción de un agente físico como calor o radiaciones. En general, los tratamientos físicos utilizan el calor seco o húmedo para la exterminación de los patógenos. Este proceso está directamente relacionado con la diferencia entre puntos letales del patógeno y la semilla (Arriagada, 2007).

2.3.3.2. Tratamientos químicos

En la actualidad, la aplicación de productos químicos para el control de patógenos transmitidos por semilla es el método más seguro, barato y efectivo. La ventaja principal de los tratamientos químicos de semillas consiste en que, cuando se logra fijar el producto con exactitud, uniformidad y seguridad, éste queda ubicado en el sitio donde su acción es más eficaz (Arriagada, 2007).

Los tratamientos químicos pueden ser efectivos contra estados de infección profundos, ya que pueden penetrar el tejido de las semillas y matar patógenos sin causar fitotoxicidad. La efectividad del tratamiento está relacionada con la buena adhesión del producto y esta depende de la textura del polvo, tipo y condición de la semilla y método de aplicación (Arriagada, 2007).

2.3.4. Recolección de Semillas

Existe una gran variedad de métodos y equipos de recolección, y la elección depende de una serie de factores como: características del fruto (tamaño, número, posición, y distribución), del árbol, del rodal o fuente, o del lugar (inclinación, accesibilidad) (Muñoz, 1993).

En la mayoría de las especies la fructificación se concentra en unas pocas semanas, y el objetivo del recolector es entonces recoger la mayor cantidad de semilla posible en el breve plazo en el que las semillas están ya maduras pero los frutos aún no se han caído o abierto. La planificación previa de las actividades de recolección es por consiguiente esencial para asegurar que las operaciones se realicen con rapidez y eficiencia (Muñoz, 1993).

2.3.5. Selección de Árboles Semilleros

Los árboles semilleros son aquellos de los cuales se recolectan las semillas necesarias para los ensayos, mismos que deben ser elegidos por sus buenas características fenotípicas. Pueden elegirse en bosques naturales, rodales, plantaciones artificiales, jardines botánicos y huertos (Añazco, 2000).

2.3.6. Proceso de Germinación

El proceso de germinación constituye la recuperación de la actividad biológica por parte de la semilla, comienza con la rehidratación de los diferentes tejidos que forman la semilla y termina con el inicio del crecimiento de la radícula. Normalmente se distinguen en el proceso de germinación según Pérez & Martínez (1994) tres fases sucesivas:

2.3.6.1. Fase de hidratación

Corresponde una intensa absorción de agua por parte de los distintos tejidos que forman la semilla. Por lo general, va acompañada de un aumento proporcional en la actividad respiratoria.

2.3.6.2. Fase de germinación

Corresponde el verdadero proceso de germinación. Durante esta fase tienen lugar en las semillas profundas transformaciones metabólicas que preparan el camino para la fase siguiente de crecimiento y son, por tanto imprescindibles para el normal desarrollo de la plántula. En esta fase se reduce considerablemente la absorción de agua por la semilla.

2.3.6.3. Fase de crecimiento

Representa la última etapa del proceso de germinación y se corresponde con la iniciación en la semilla de cambios morfológicos visibles, en concreto con la elongación de la radícula. Fisiológicamente, esta fase se caracteriza por un constante incremento de la absorción de agua y de la actividad respiratoria.

2.3.7. Calidad de Semillas

Abraham y Ruíz (1995), manifiestan que la calidad física de las semillas se refiere a que estas poseen atributos como: tamaño, forma, brillo, color, peso, etc. También incluye la integridad misma de la semilla, esto es, que no esté fracturada, dañada por insectos o manchada por la acción de microorganismos. También se asocia con la ausencia de cualquier contaminante distinto a la semilla.

La calidad de semillas es un conjunto de características genéticas, fisiológicas, físicas y sanitarias, susceptibles de evaluación, que determinan si las semillas satisfacen las necesidades del consumidor. Para determinar la calidad de la semilla se realizan pruebas de pureza, de germinación y de viabilidad (Abraham y Ruíz 1995).

2.4. PROPAGACIÓN ASEXUAL POR ESTACAS

En la propagación por estacas, se corta de la planta madre una porción del tallo, raíz u hoja, después de lo cual esa porción se coloca en ciertas condiciones ambientales favorables y se induce a que forme raíces y tallos, obteniéndose con ello una planta nueva, independiente mente, que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta madre. En especies que se pueden propagar con facilidad por estacas este método tiene numerosas ventajas. De unas cuantas plantas madres es posible iniciar muchas nuevas plantas en un espacio limitado (Hartmann *et al.*, 1990).

El éxito de la reproducción por estacas se mide a través del porcentaje de enraizamiento logrado, lo que indica la satisfactoria reproducción de la planta; es decir, la obtención de un nuevo individuo a partir de un segmento de la planta madre (Rodríguez & Nieto, 2002; citado por Arboleda, 2007).

2.4.1. Características de las Estacas

Castillo *et al.*, (2007), las estacas deben ser provenientes de árboles sanos debidamente seleccionados, ser recolectadas en días sombreados y envueltas con papel periódico para evitar su deshidratación al momento de su traslado, el corte debe ser en forma de bisel, en sentido contrario a la yema a una separación de uno a dos centímetros, las dimensiones de las estacas deben estar comprendidas entre veinte a treinta centímetros de longitud y un diámetro máximo de centímetro y medio, logrando que contengan de tres a cuatro yemas para su desarrollo.

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).

2.4.2. Factores que Afectan el Enraizamiento de las Estacas

El enraizado de las estacas está sujeto a una serie de factores tanto externos como internos, los que varían según la especie y el medio, tener un conocimiento claro de estos factores, permitirá lograr éxitos en la propagación por estacas. Soto (2004), afirma que los

principales factores son: la edad de la planta madre, condiciones fisiológicas y condiciones ambientales.

2.4.2.1. Edad de la planta madre y condición fisiológica

Las estacas, provenientes de tallos tomadas de plantas jóvenes garantizan un mejor enraizamiento, a diferencia de estacas provenientes de tallos de plantas adultas; su capacidad de enraizamiento es menor (Hernández, 2006). En las plantas adultas se produce un incremento en la producción de inhibidores para la formación de raíces, que se asocia con un aumento del contenido de compuestos fenólicos (Henríquez, 2004).

2.4.2.2. Condiciones fisiológicas

La fisiología de la planta está asociado con la relación carbono/nitrógeno en las estacas para la iniciación de sus primordios radicales. Soto (2004), reconoce que una adecuada reserva de hidratos de carbono, en combinación con una relación carbono nitrógeno alta, favorece el enraizamiento en las estacas. Tal es el caso, que Hernández (2006), asegura que en una investigación realizada probando cantidad razonable de compuestos nitrogenados, más un alto contenido de carbohidratos, provoco una buena producción de brotes y raíces en estacas.

2.4.2.3. Condiciones ambientales

Sin un correcto control ambiental, el enraizamiento de muchos tipos de estacas es muy difícil. Hartmann (1998), afirma que las condiciones ambientales afectan claramente el crecimiento del material vegetativo a enraizar.

Henríquez (2004), asevera que la temperatura, la disponibilidad de agua y la luz son de gran importancia para provocar el enraizamiento: a) la temperatura debe variar de 21 a 27°C en el día y de 15°C en la noche. Valenzuela (2010), las bajas temperaturas son importantes porque las tasas de evaporación son menores junto a la capacidad de retención de agua del aire que es dependiente de la temperatura. Por lo tanto, las temperaturas moderadas ayudan a evitar el estrés hídrico manteniendo la humedad relativa alta, b) el agua es importante ya que, en las estacas con hojas, es esencial que éstas mantengan su turgencia y no provoque la muerte antes de haber iniciado el enraizamiento, c) la luz deben ser lo suficientemente grandes para que se acumulen más carbohidratos de los que se emplean en la respiración. Valenzuela (2010), manifiesta que

las estacas tienen diferentes reservas de carbohidratos, diferentes tasas de fotosíntesis, respiración y diferentes tasas de utilización de carbohidratos en los puntos de crecimiento dentro de la estaca.

2.4.3. Recolección de las Estacas

La obtención de las estacas es una condición importante para tener buenos resultados en el enraizamiento dependiendo de la parte de la planta que se lo haga. Castillo y Cueva (2006), recomiendan lo siguiente:

- a) Reducir la provisión de nitrógeno a las plantas madres proveedoras de material vegetativo, para evitar el crecimiento de ramas y permitir la acumulación de carbohidratos.
- b) Escoger el material vegetal, de partes de la planta que estén en estado nutritivo (ramas jóvenes). Análisis químicos demuestran que las porciones basales de las plantas son aquellas que reúnen grandes cantidades de carbohidratos.

2.4.4. Desinfección de las Estacas

Castillo & Cueva (2006), el material vegetal antes de ser plantado debe ser desinfectado la desinfección es una práctica estrictamente necesaria al tratar esta clase de materiales; toda herida causada en la obtención, transporte y preparación del material debe ser desinfectado con soluciones más sencillas como las pastas de Vitavax. La desinfección de las estacas con Vitavax, se lo debe hacer en consideración al corte, sumergiendo en un periodo de 5 a 10 segundos al material (Portilla, 2012).

2.4.5. Prácticas que Ayudan al Enraizado de Estacas

Con el fin de mejorar el enraizado de estacas a continuación se describe algunas prácticas:

2.4.5.1. Calefacción

Comúnmente las estacas enraízan a temperatura ambiente, pero en algunos casos por el clima que es muy frío estas no logran enraizar, entonces es necesario someter a estas a temperaturas elevadas para lo cual esto se facilita con el uso de invernaderos o propagadores de subirrigación (Cuculiza, 1956).

El **propagador de subirrigación** es básicamente un marco de madera rodeado de plástico transparente para hacerlo impermeable (Figura 1). Los primeros 25 cm se cubren con capas sucesivas de piedras grandes (6 a 10 cm de diámetro), piedras pequeñas (3 a 6 cm de diámetro) y grava, y los últimos 5 cm se cubren con el sustrato de enraizamiento. Los 20 cm basales se llenan con agua de manera que el sustrato de enraizamiento se mantendrá húmedo por capilaridad. La finalidad es mantener la humedad interna y así crear un ambiente propicio para el enraizamiento de las estacas (Mesén, 1998).

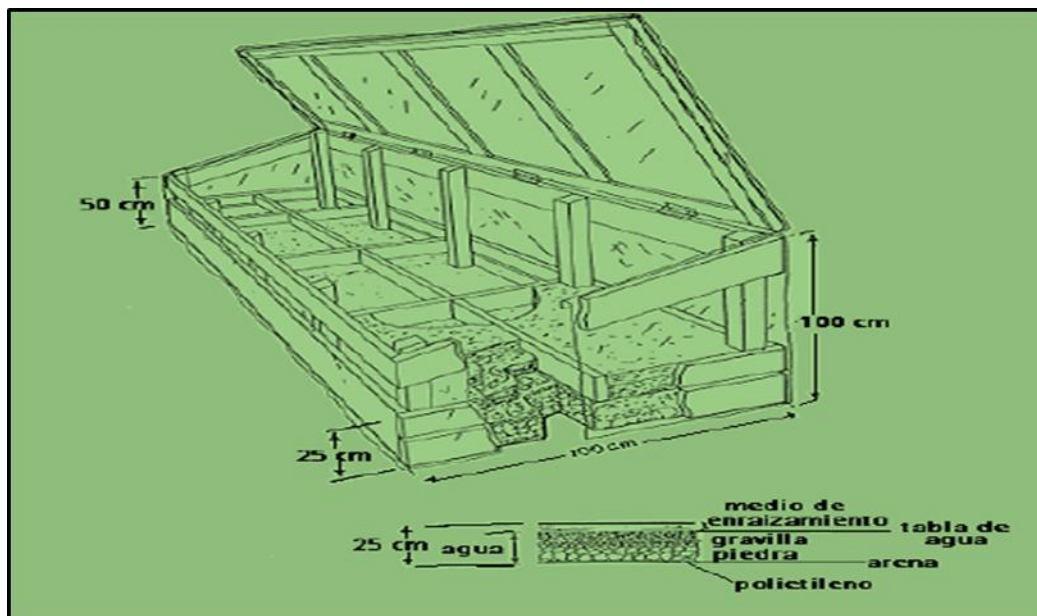


Figura 1. Diseño de un propagador de subirrigación

Fuente: Longman (1993)

2.4.5.2. Corte de la base

Los que trabajan en propagación de plantas recomiendan diferentes formas de hacer el corte de la base de una estaca. En todos los casos, estos cortes se efectúan por debajo de un nudo o yema, deben ser netos y sin producir rajaduras. Las formas de corte recomendadas son las siguientes: a bisel simple, en doble bisel y en cuadrado o recto (Cuculiza, 1956).

2.4.5.5. Inmersión

Obtenidas las estacas se colocan invertidas en camas de arena húmeda, donde permanecen durante 2 o 3 días, después de los cuales se plantan normalmente al vivero (Cuculiza, 1956).

2.4.5.4. Descortezado anular

En la rama, de la que se va a obtener las estacas, se hace un corte circular y se quita un anillo de corteza 2 o 3 días antes de que esta sea separada de la planta madre. Según la teoría las hojas durante la fotosíntesis elaborarían una hormona que tendría la finalidad de estimular la formación de raíces, la cual se denomina Rizoclamina (Cuculiza, 1956).

2.4.5.5. Remojo en agua

Algunas estacas, puestas en agua, emiten raíces con gran facilidad. Al vivero se transplantan las estacas ya enraizadas, con lo que se consigue un prendimiento más seguro y desarrollo rápido y vigoroso (Cuculiza, 1956).

2.4.5.6. Reguladores de crecimiento

El **Hormonagro 1**, es un poderoso estimulante para formar un mayor sistema radicular en las plantas, sirve para la propagación asexual por medio de estacas y para enraizar acodos y esquejes. Está compuesto por una fitohormona del grupo de las auxinas ácido alfa-naftalenacético 0,40 %, e ingredientes inertes 99,60 %. Las raíces que surgen luego de aplicaciones foliares de los reguladores de crecimiento contenidos en **Hormonagro 1** son de origen similar a las producidas normalmente por la planta (Ecuaquímica, 2013).

El **Enraizador H.V**, es un potente Bio-enraizador hormonal que activa el crecimiento de las raíces de las plantas acelerando su crecimiento y estimulando la formación rápida y abundante de nuevas raíces, contiene hormonas vegetales cuyas sustancias orgánicas se procesan en el interior de las plantas y que a bajas concentraciones, activa, inhibe o modifica su crecimiento. Actúa sobre el sistema hormonal de las raíces, aumenta la producción de fitoalexinas, Incrementa la síntesis de clorofila. Estimula la división, multiplicación celular y la elongación de los tejidos, promueve la iniciación de nuevos brotes y retoños de las plantas (Ugsiña, 2012).

La composición química del Enraizador H.V, es la siguiente: Ácido Indolbutírico (IVA) 0,05 %; ácido naftalenacético (ANA) 0,09 %; ácido giberélico 0,01 %; citoquininas 0,01 %; otras auxinas 0,005 %; fósforo asimilable 1 %; nitrógeno orgánico 0,05 % e hidratos de carbono 2,5 % (Ugsiña, 2012).

2.5. PROPAGACIÓN ASEXUAL POR ACODOS

El acodamiento es un método de propagación mediante el cual se provoca la formación de raíces adventicias en un tallo que está todavía adherido a la planta madre. El tallo enraizado o acodado se separa para convertirse en una nueva planta que crece en sus propias raíces. El acodamiento puede ser un medio natural de reproducción como en las frambuesas negras o puede ser inducido en muchas otras especies (Solano, 2001).

Mediante este sistema de multiplicación asexual se consigue la formación de las raíces en las ramas de la planta madre, antes de separarla de esta, para ello las ramas se ponen en contacto con tierra o musgo, luego de lo cual al cabo de un tiempo, se obtendrá una nueva planta; lo más importante de este procedimiento es que la planta madre no sufre ninguna consecuencia negativa como resultado de este procedimiento (Solano, 2001).

2.5.1. Tipos de Acodos

Según Hartmann *et al.*, (1990), describen los principales tipos de acodos.

2.5.1.1. Acodo simple

Consiste en doblar una rama más o menos larga, enterrar una porción de ella dejando el extremo libre, que se poda a tres yemas y se lo sujeta a un tutor.

2.5.1.2. Acodo compuesto o serpenteado

Es una modificación del acodo simple o en arco, se emplea cuando se tiene una rama larga y flexible, que permite efectuar varias encorvaduras, las que son la única característica diferencial con el acodo simple.

2.5.1.3. Acodo aéreo

El primer paso en un acodo aéreo es anillar o cortar la corteza del tallo, dependiendo de la clase de planta, se quita por completo de alrededor del tallo una tira de corteza de 1,8 a 2,5 cm., de ancho. Para asegurar la cicatrización es recomendable raspar la superficie expuesta para asegurarse de la remoción completa del floema y del cambium. Para encerrar las superficies expuestas se colocan alrededor del tallo unos dos puñados de musgo, luego el musgo colocado alrededor de la rama se envuelve en cuadrado con una película de polietileno, en tal forma que lo cubra por completo.

2.5.1.4. Acodo por aporcadura

El tallo principal se corta a 15 o 20 cm., del suelo, se espera el desarrollo de las yemas y cuando los brotes alcanzan unos 30 o 40 cm., de largo se los aporca, con tierra ligera y mullida, de tal modo que el brote más alto este 8 o 10 cm., enterrado; es importante que se tenga bien húmeda la tierra, con lo que se conseguirá que en la base de los brotes haya abundante emisión de raíces.

2.5.2. Prácticas que Ayudan al Enraizado de Acodos

A continuación se describe algunas prácticas para mejorar el enraizado de acodos.

2.5.2.1. Torsión de la rama

Practica específica para acodos, las heridas que se producen no deben ser profundas, ya que traería consigo putrefacciones o enfermedades secundarias. Como en todos los casos, el proceso de cicatrización de las heridas facilita la formación de raíces (Cuculiza 1956).

2.5.2.2. Estrangulamiento

Otra práctica específica para acodos, consiste en poner un aro de alambre algo ajustado en la rama que se va a acodar, como esta continua desarrollando en diámetro, el aro de alambre provoca una estrangulación de la rama, causando ligeras lesiones; la planta reacciona tratando de reparar las heridas y se forma un callo, el que favorece la emisión de raíz (Cuculiza, 1956).

2.5.2.3. Heridas

Las heridas que pueden provocarse en acodos y estacas son muy diversas, siendo las principales:

- ❖ **El descortezado:** consiste en suprimir un pedazo de corteza, no debe ser total, porque se ocasionaría la muerte a la porción de rama acodada sobre la zona totalmente descortezada (Cuculiza, 1956).
- ❖ **Las hendiduras:** se efectúan estas como si se tratara de hacer un injerto de hendidura lateral; se introduce una pequeña cuña de madera para que la herida permanezca abierta (Cuculiza, 1956).

- ❖ **Las incisiones longitudinales:** consisten en efectuar cortes longitudinales en las ramas o estacas, estos deben ser superficiales, no producir descortezamiento ni hendiduras profundas (Cuculiza, 1956).

2.6. ANÁLISIS DE VARIANZA

Según Balzarini *et al.*, (2008), el Análisis de la Varianza (ANOVA) permite probar hipótesis referidas a los parámetros de posición (esperanza) de dos o más distribuciones. La hipótesis que se somete a prueba generalmente se establece con respecto a las medias de las poblaciones en estudio o de cada uno de los tratamientos evaluados en un experimento:

$$H_0 = u_1 = u_2 = \dots u_\alpha \quad \text{con } i = 1, \dots, \alpha$$

Donde α = número de poblaciones o tratamientos

El ANOVA es un procedimiento que descompone la variabilidad total en la muestra (suma de cuadrados total de las observaciones) en componentes (sumas de cuadrados) asociados cada uno a una fuente de variación reconocida (Nelder, 1994; Searle, 1971, 1987) citado por (Balzarini *et al.*, 2008).

En experimentos con fines comparativos, usualmente se realiza la aplicación de varios tratamientos a un conjunto de unidades experimentales para valorar y comparar las respuestas obtenidas bajo cada tratamiento. En este caso es deseable administrar eficientemente los recursos que permiten incrementar la precisión de las estimaciones de las respuestas promedio de tratamientos y las comparaciones entre ellas. Se entiende por tratamientos a la/s acciones que se aplican sobre las unidades experimentales y que son objeto de comparación (Balzarini *et al.*, 2008).

Los tratamientos pueden ser representados por los niveles de un factor o por la combinación de los niveles de dos o más factores (estructura factorial de tratamientos). Uno de los principales objetivos en la planificación de una experiencia, siguiendo un diseño experimental, es la reducción del error o variabilidad entre unidades experimentales que reciben el mismo tratamiento, con el propósito de incrementar precisión y sensibilidad al momento de la inferencia, por ejemplo aquello relacionado a la comparación de efectos de tratamientos. El diseño experimental es una estrategia de combinación de la estructura de tratamientos (factores de interés) con la estructura de

unidades experimentales (parcelas, individuos, macetas, etc.), de manera tal que las alteraciones en las respuestas, al menos en algún subgrupo de unidades experimentales, puedan ser atribuidas solamente a la acción de los tratamientos excepto por variaciones aleatorias. Así, es posible contrastar (comparar) medias de tratamientos o combinaciones lineales de medias de tratamientos con el menor “ruido” posible (Balzarini *et al.*, 2008).

Para realizar un ANOVA en *InfoStat* deben señalarse las variables del archivo que representan la o las variables dependientes, la o las variables de clasificación y la o las covariables en caso de que existan. La variable dependiente es la variable que se desea examinar (variable respuesta), por ejemplo rendimiento de un cultivo. Si más de una variable dependiente es especificada, *InfoStat* realizará el análisis de la varianza para cada una de las variables dependientes en forma separada (Balzarini *et al.*, 2008).

2.6.1. Procedimientos en *Infostat*

A continuación se presenta una breve descripción de los procedimientos disponibles en *InfoStat*:

2.6.1.1. Prueba LSD de Fisher

Compara las diferencias observadas entre cada par de promedios muestrales con el valor crítico correspondiente a la prueba *T* para dos muestras independientes. Cuando se trabaja con datos balanceados, esta prueba es equivalente a la prueba de la diferencia mínima significativa de Fisher, para toda comparación de medias de efectos principales. La prueba no ajusta el nivel de significación simultáneo, por lo cual la tasa de error por experimento puede ser mayor al nivel nominal, aumentando conforme aumenta el número de tratamientos a evaluar (Balzarini *et al.*, 2008).

2.6.1.2. Prueba de Bonferroni

Se basa en una prueba *T* cuyo nivel ha sido ajustado de acuerdo a la desigualdad de Bonferroni. Permite controlar el error de tipo I de la inferencia simultánea de $c=k(k-1)/2$ contrastes de “a pares” basados, cada uno, en el estadístico *T* de *Student*, con k =número de tratamientos a comparar. El nivel de significación de cada contraste individual es ajustado de acuerdo al número de comparaciones realizadas. Cada contraste se realiza con un nivel de significación α/c (Balzarini *et al.*, 2008).

2.6.1.3. Prueba de Tukey

Se basa en el estadístico de Tukey el cual calcula como valor crítico para la identificación de diferencias significativas, una cantidad (DMS) basada en el cuantil correspondiente de la distribución de rangos estudentizados. Cuando los tamaños de muestra son iguales, esta prueba controla la tasa de error por experimento, bajo hipótesis nulas completas o parciales. La prueba es más conservadora (error tipo I menor) que la prueba de Newman-Keuls o la de Duncan, en consecuencia puede perder potencia con respecto a ellas. Cuando los tamaños de muestras son desiguales, *InfoStat* implementa la modificación propuesta por Tukey-Cramer (Miller, 1981) citado por (Balzarini *et al.*, 2008).

2.6.1.4. Prueba de Duncan

Conocida también como prueba de rangos múltiples, pertenece al tipo de pruebas conocidas como de etapas múltiples. Estas pruebas primero estudian la homogeneidad de todas las k medias a un nivel de significación α_k . Si se rechaza la hipótesis de homogeneidad para las k medias, se prueba homogeneidad en cada subconjunto de $k-1$ medias, usando un nivel de significación α_{k-1} , caso contrario el procedimiento se detiene. El procedimiento se repite hasta un nivel donde se encuentra que el subconjunto de medias involucradas es homogéneo. En términos generales el nivel de significación en la etapa i -ésima es: $\alpha_i = 1 - (1 - \alpha)^{i-1}$. El método de Duncan controla que la tasa de error por comparación no supera el valor α nominal, sin embargo la tasa de error por experimento puede ser incrementada. Este incremento puede conducir a una disminución del error de tipo II, razón por la cual algunos autores afirman que esta prueba es más potente (Balzarini *et al.*, 2008).

2.6.1.5. Prueba de Student-Newman-Keuls (S.N.K)

Es también una prueba de rangos múltiples. Las únicas diferencias con la prueba de Duncan es que el método SNK usa el mismo nivel de significación α en cada etapa. La prueba de Newman-Keuls controla la tasa de error por experimento, sólo cuando la hipótesis nula es completa, o sea cuando todas las medias son iguales. Sin embargo la tasa de error por experimento se aproxima a uno cuando el número de tratamientos se incrementa y existe mayor probabilidad de que la hipótesis nula sea verdadera sólo para un subgrupo de medias (hipótesis nulas parciales) (Balzarini *et al.*, 2008).

2.7. ESTUDIOS SIMILARES

Se han desarrollado pocas investigaciones de *Cinchona officinalis* L., en el Ecuador, hasta la fecha las investigaciones realizadas con respecto al tema en estudio no han tenido resultados satisfactorios (Armijos y Pérez 2011). A continuación se muestran algunos estudios concernientes a esta especie.

Aldaz y Ochoa (2011), en su estudio encaminado a buscar alternativas eficaces de “Propagación asexual de diez especies forestales y arbustivas en el Jardín Botánico Reinaldo Espinosa“, mencionan que en la especie de *Cinchona officinalis* L., se propagó 14 acodos correspondientes al 47 % en cada tipo de sustrato 1:1:1 y 3:1:1.

Solano (2000), en su estudio orientado a indagar alternativas y métodos de “Propagación por acodaduras aéreas de ocho especies vulnerables en el Jardín Botánico Reinaldo Espinosa”, indica que la especie de *Cinchona officinalis* L., casi todos los acodos aéreos formaron callos, logrando propagar una planta y la adaptación o sobrevivencia del acodo aéreo trasplantado al sustrato (tierra, arena y humus) en una proporción 1:1:1 fue un éxito.

Armijos y Sinche (2013), en su proyecto de investigación orientado a buscar nuevas alternativas eficaces de “Distribución y propagación asexual de cuatro especies forestales nativas en vivero utilizando dos tipos de sustratos, en la Hoya de Loja”, para identificar qué tipo de sustrato preparado en base a corteza de arroz y café es más efectivo; en la especie de *Cinchona pubescens* Vahl. (Cascarilla), en el vivero forestal de la Universidad Nacional de Loja, a través de la reproducción asexual por estacas y esquejes utilizando los dos sustratos los resultados de enraizamiento no fueron satisfactorios.

3. METODOLOGÍA

3.1. UBICACIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO

La presente investigación se desarrolló en dos áreas de la Región Sur del Ecuador: a) en el Vivero del Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional de Loja (UNL), lugar donde se estableció los respectivos ensayos *in vivo*: germinación de semillas, enraizamiento de estacas y enraizamiento de brotes de *Cinchona officinalis* L.; y, b) en el Jardín Botánico “Reinaldo Espinosa”, en donde se estableció el ensayo de los acodos aéreos.

3.1.1. Ubicación Geográfica y Política del Vivero de la UNL

El Vivero Forestal del Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional de Loja, se encuentra ubicado, a 3 Km al sur de la ciudad de Loja, vía a Malacatos, entre las coordenadas geográficas (UTM WGS 84): Sur 9 554 105,70 y Este 699 757,75 (Figura 2).

Según Holdridge (1983), la zona de vida en la que se encuentra el vivero de la Universidad Nacional de Loja, es bosque seco montano bajo (bs-MB), ubicado a una altura de 2 139 msnm, con una temperatura media anual de 15,3°C y una precipitación anual de 900 mm.

3.1.2. Ubicación Geográfica y Política del Jardín Botánico “Reinaldo Espinosa” (JBRE)

La presente investigación se llevó a cabo en el JBRE de la Universidad Nacional de Loja, el mismo que se encuentra situado en la Ciudad de Loja a 5 km vía a Vilcabamba de la Parroquia San Sebastián del cantón y provincia de Loja, entre las coordenadas geográficas (UTM WGS 84): Sur 9 553 558,77 y Este 699 948,69 (Figura 2).

El JBRE es el más antiguo del Ecuador y el único ubicado en el nudo de convergencia de las corrientes bioclimáticas cálidas húmedas de la amazonia y cálidas secas de la vertiente del pacífico, creándose las condiciones climáticas adecuadas para el desarrollo de especies vegetales nativas e introducidas, situación que da origen a una diversidad florística única de la hoya y provincia de Loja (Aguirre, 1992).

Los suelos son arenosos con un elevado porcentaje de pedregosidad. La flora que se encuentra en este lugar es muy variada, pues existen aproximadamente 1 210 especies vegetales entre nativas y exóticas y una considerada fauna asociada a este sistema; 196 familias botánicas, 641 géneros (Vivar y Merino, 1998).



Figura 2. Mapa de ubicación político geográfico del sitio de estudio

3.2. METODOLOGÍA PARA ENSAYAR LA GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE *Cinchona officinalis* L., A NIVEL DE INVERNADERO

3.2.1. Propagación Sexual por Semillas

3.2.1.1. Obtención y selección de semilla

Las semillas de *Cinchona officinalis* L., se colectaron en el cantón Loja específicamente de cuatro localidades denominados Uritusinga, Naque, Selva Alegre y Zamora Huayco, por ser estos los sitios donde existe una gran población de individuos de esta especie.

Debido a que las semillas de *Cinchona officinalis* L., son diminutas y se dispersan de inmediato al abrirse; los frutos se colectaron fisiológicamente maduros, cuando aún se encontraban en el árbol, esta actividad se la realizó empleando la podadora aérea. Los frutos recolectados se colocaron sobre una bolsa de plástico, para luego ser transportados al laboratorio (Figura 3).

La metodología realizada en el presente estudio fue tomada del manual del Laboratorio de Micropropagación Vegetal (2015), con el fin de obtener excelente calidad de semillas, se procedió a realizar la selección de las semillas con el embrión maduro para desechar las semillas vanas; se probaron tres tipos de sustratos más dos testigos: sustrato tierra, arena y turba en las proporciones 1:1:1; 2:1:1 y 1:1:2 más los testigos turba (100 %) y tierra (100 %). Para probar estos tipos de sustratos sobre la germinación de semillas de *Cinchona officinalis* L., se evaluaron las siguientes variables de respuesta: número de semillas germinadas y porcentaje de germinación; esta evaluación se realizó durante un período de 60 días.



Figura 3. Proceso de selección y limpieza de las semillas en el laboratorio

3.2.1.2. Desinfección de las Semillas

Las semillas seleccionadas previamente se pusieron en una bolsa de tela y posterior fueron desinfectadas en una solución de 2 cm³/l de Vitavax, permaneciendo en remojo por un lapso de 24 horas, posteriormente con la ayuda de la luz solar se procedió al secado de la semilla (Figura 4).



Figura 4. Proceso de desinfección y secado de las semillas

3.2.1.3. Preparación de sustrato

Se utilizaron tres tipos de sustratos más dos testigos, los sustratos estuvieron conformados por diversas mezclas de: tierra, arena y turba, de la siguiente forma 1:1:1, 2:1:1, 1:1:2, y testigos turba (100 %) y tierra (100 %). La desinfección del sustrato se realizó por el método de vapor utilizando una carretilla eléctrica para prevenir el ataque de hongos e insectos (Figura 5).

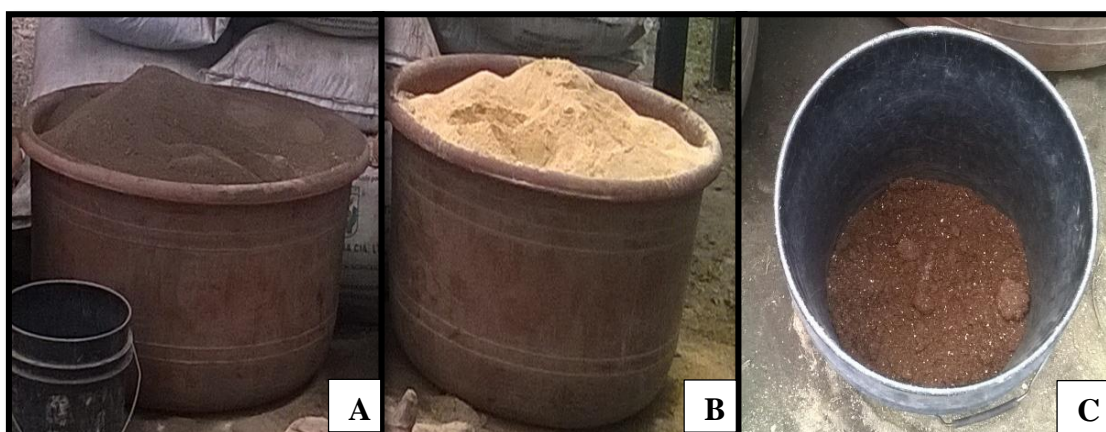


Figura 5. Componentes de los sustratos utilizados: A) tierra; B) arena; C) turba

3.2.1.4. Siembra

La siembra de las semillas se realizó el 20 de junio del 2015 en conos plásticos de 3 cm de diámetro, para ello se procedió a realizar un pequeño hoyo en el centro del cono a una profundidad de 1 cm con el sustrato previamente humedecido y en cada tratamiento con sus tres réplicas se sembró un lote de 20 semillas . Finalmente luego de realizar la siembra se colocaron etiquetas con la identificación del tratamiento, quedando de esta manera establecido el ensayo (Figura 6).



Figura 6. Proceso de siembra de las semillas e identificación del tratamiento

3.2.1.5. Cuidados culturales en invernadero

Se realizaron riegos periódicos a las semillas, en las primeras horas del día y en horas de la tarde, empleando una regadera manual. También se realizaron deshierbas de forma manual para eliminar hierbas no deseadas.

3.2.1.6. Registro de datos

Para la evaluación de la germinación de las semillas, se realizaron registros de los datos cada cinco días a partir del quinto día de la siembra y por el período de 60 días. Las variables que se evaluaron fueron las siguientes: número de semillas germinadas y porcentaje de germinación (Cuadro 1).

Cuadro 1. Hoja de registro para evaluar la germinación de las semillas

Días/Fecha	N° de Tratamiento	Réplicas			N° total de semillas sembradas	N° total de semillas germinadas	% de germinación
		1	2	3			

Fuente: Adaptado de Morillo (2015)

3.2.1.7. Diseño experimental

El diseño experimental que se utilizó fue el diseño simple al azar, cuyo modelo matemático es:

$$X_{ij} = u + t_i + e_{ij}$$

Dónde:

X_{ij} = Valor analizado de las unidades experimentales

u = Media Poblacional

t_i = Efecto del tratamiento

e_{ij} = Error de las variables aleatorias

Especificaciones del Diseño Experimental

Hipótesis del modelo

H_0 = En los cinco tratamientos utilizando distintos tipos de sustratos en diferentes proporciones no difieren estadísticamente en la germinación de semillas de *Cinchona officinalis* L.

H_i = En los cinco tratamientos utilizando distintos tipos de sustratos en diferentes proporciones difieren estadísticamente en la germinación de semillas de *Cinchona officinalis* L.

Variables

Variables Independientes

1. Tipos de Tratamientos y Sustratos

Variables Dependientes

1. Porcentaje de germinación
2. N° de semillas germinadas

✚ **Factores y Niveles:**

Factor	Niveles
A. Tipos de Tratamientos y Sustratos	1. Tierra, arena y turba (1:1:1) 2. Tierra, arena y turba (2:1:1) 3. Tierra, arena y turba (1:1:2) 4. Testigo turba (100 %) 5. Testigo tierra (100 %)

✚ **Número de Tratamientos:** 3 Tratamientos y 2 Testigos (Cuadro 2)

✚ **Número de repeticiones:** 3 repeticiones

✚ **Unidad experimental:** Lote de 20 semillas

✚ **Número de Unidades Experimentales:** 15 unidades

✚ **Total de semillas para el ensayo:** 300 semillas

✚ **Diseño de campo:** (Figura 7)

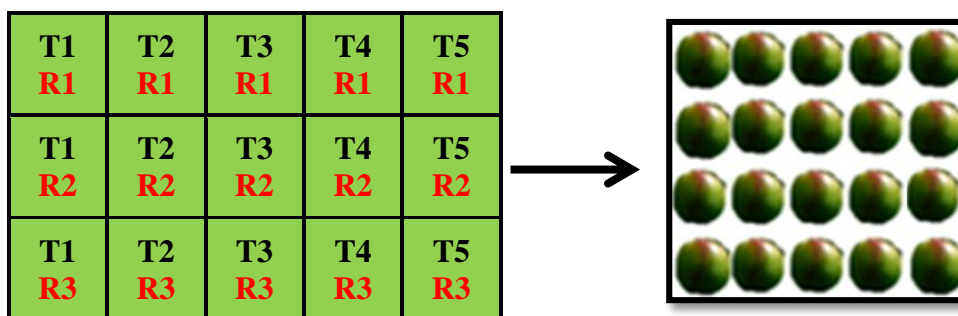


Figura 7. Diseño que se empleó para ensayar la germinación de las semillas

Cuadro 2. Tratamientos del diseño experimental

N° Tratamientos	Descripción
T1	Sustrato compuesto por: tierra, arena y turba, en una proporción 1:1:1
T2	Sustrato compuesto por: tierra, arena y turba, en una proporción 2:1:1
T3	Sustrato compuesto por: tierra, arena y turba, en una proporción 1:1:2
T4	Sustrato compuesto por : turba (testigo)
T5	Sustrato compuesto por : tierra (testigo)

3.3. METODOLOGÍA PARA PROBAR EL ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS, BROTES Y ACODOS AÉREOS DE *Cinchona officinalis* L

3.3.1. Metodología Para Probar el Enraizamiento de Estacas de *Cinchona officinalis* L., a Nivel de Invernadero

3.3.1.1. Obtención de estacas

La metodología realizada en el presente ensayo fue tomada del manual del Laboratorio de Micropropagación Vegetal (2015), en el cual se colectaron estacas en el cantón Loja específicamente en Selva Alegre de árboles con características fenotípicamente deseables, estacas simples entre 25 a 30 cm de longitud y un diámetro de 1 a 2 cm con una a dos yemas. Así mismo, las estacas fueron tomadas de la parte media del árbol (estacas semileñosas) y procurando cortar estacas de ramas terminales.

El corte de las estacas se lo realizó en forma de bisel en la parte basal, procurando dejar una yema a la altura del corte para permitir la emisión de raíces, con la finalidad de reducir la deshidratación de las estacas fueron rociadas con agua, envueltas en papel periódico humedecido y colocadas en un contenedor con hidrogeles para su traslado al subirrigador, ubicado en el vivero forestal de la Quinta Experimental “La Argelia” (Figura 8).



Figura 8. Estacas de *Cinchona officinalis* colectadas

3.3.1.2. Desinfección

Las estacas fueron desinfectadas con una solución fungicida-bactericida (2 g de Benocor wp/1 + 1 ml de Kasumin/l), se sumergieron durante 10 minutos en dicha solución, dejándolas secar por un periodo de 30 minutos en condiciones ambientales (Figura 9).



Figura 9. Proceso de desinfección de las estacas

3.3.1.3. Aplicación de hormonas enraizantes

Con la finalidad de estimular el enraizamiento de las estacas se utilizó dos hormonas enraizantes comerciales. La aplicación del Hormonagro 1 en polvo que consistió en humedecer 2,5 a 3 cm la base de la estaca en agua y luego introducirlas en el polvo; y la aplicación de 2 cm³/l del Enraizador H.V, en líquido que consistió en colocar la base de la estaca en un recipiente con enraizador H.V, a una profundidad de 2 a 3 cm durante un día, para su posterior siembra (Figura 10).

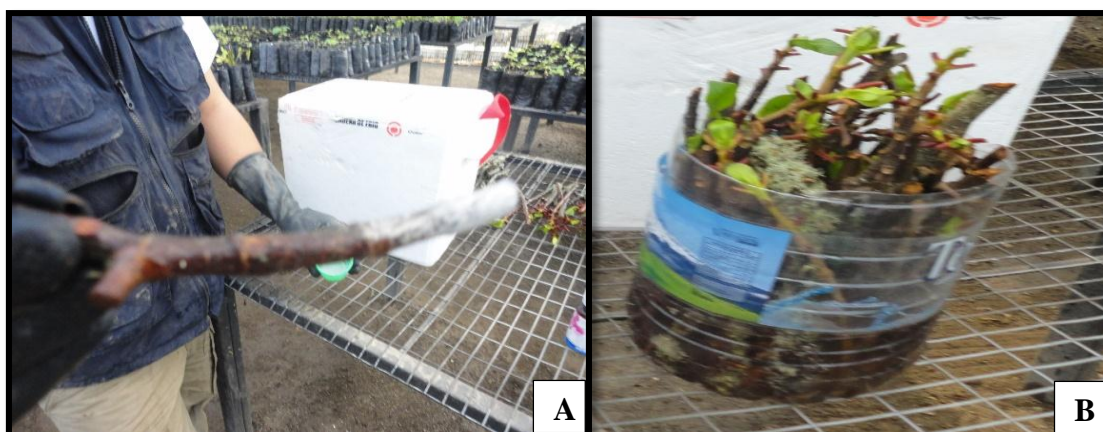


Figura 10. Aplicación de las hormonas enraizantes: A) estaca en Hormonagro 1; B) estaca en Enraizador H.V

3.3.1.4. Sustrato

Para la instalación de este ensayo se preparará previamente los subirrigadores con un tipo de sustrato: tierra, arena y turba; en una proporción 3:1:1, la preparación del sustrato consiste en mezclar los componentes a utilizar (tierra, arena y turba) los cuales garantiza una buena aireación, alto contenido de humedad, que contenga macronutrientes que sean

favorables para la planta (Cárdenas 2005). La desinfección del sustrato se realizó por el método a vapor (Figura 11).



Figura 11. Desinfección del sustrato por el método a vapor y llenado de los subirrigadores

3.3.1.5. Plantar las estacas

Una vez aplicada la hormona y desinfectada la estaca, el 30 de mayo del 2015 se procedió a plantarlas en el subirrigador, con un grado de inclinación de 45° y una profundidad de 5 cm. El subirrigador es básicamente un marco de metal cubierto con plástico transparente para hacerlo impermeable. Los primeros 25 cm del propagador se cubrieron con capas sucesivas de piedras grandes (6 a 10 cm de diámetro), piedras pequeñas (3 a 6 cm de diámetro) y grava, y los últimos 5 cm se cubrieron con el sustrato de enraizamiento. Los 20 cm basales se llenaron con agua de manera que el sustrato de enraizamiento se mantenga siempre húmedo por capilaridad. La finalidad es mantener la humedad interna y así crear un ambiente propicio para el enraizamiento de las estacas. Finalmente se colocaron etiquetas con la identificación del tratamiento, quedando de esta manera establecido el ensayo (Figura 12).



Figura 12. Estacas sembradas en el subirrigador

3.3.1.6. Cuidados culturales en invernadero

Se esparció sobre las estacas cada semana una solución estimulante para la formación de brotes (Bencil amino purina 50 mg/l y Ácido giberélico 50 mg/l). La presencia de hongos y otros organismos en las estacas se controló con un fungicida-bactericida llamado Benocor wp. En tanto las malezas fueron eliminadas de forma manual (Figura 13).



Figura 13. Aplicación del fertilizante foliar para la estimulación de brotes y control de hongos

3.3.1.7. Registro de datos

A los 90 días de haberse implementado el ensayo se procedió a extraer todas las estacas del propagador, las variables que se evaluaron fueron las siguientes: porcentaje de enraizamiento, número de raíces por estaca, longitud de raíces por estaca, y número de brotes por estaca (Cuadro 3).

Cuadro 3. Hoja de registro para evaluar el enraizamiento y la brotación de las estacas

Fecha	N° de Tratamiento	Réplicas			N° de estacas plantadas	N° de estacas enraizadas	% de enraizamiento	N° de raíces	Longitud de raíces (cm)	N° de brotes por estaca
		1	2	3						

Fuente: Adaptado de Morillo (2015)

3.3.1.8. Diseño experimental

El diseño experimental que se utilizó fue el diseño simple al azar, cuyo modelo matemático es:

$$X_{ij} = u + t_i + e_{ij}$$

Dónde:

X_{ij} = Valor analizado de las unidades experimentales

u = Media Poblacional

t_i = Efecto del tratamiento

e_{ij} = Error de las variables aleatorias

Especificaciones del Diseño Experimental

Hipótesis del modelo

H_0 = Los dos tipos de hormonas enraizantes no difieren estadísticamente en el enraizamiento y brotación de las estacas.

H_i = Los dos tipos de hormonas enraizantes difieren estadísticamente en el enraizamiento y brotación de las estacas.

Variables

Variables Independientes

1. Tipos de Hormonas Enraizantes y Sustrato

Variables Dependientes

1. Porcentaje de enraizamiento
2. N° de raíces formadas
3. Longitud de raíces por estaca
4. N° de brotes por estaca

Factores y Niveles:

Factor

- A. Tipos de Hormonas Enraizantes y Sustrato

Niveles

1. Sin aplicación de hormonas enraizantes
2. Aplicación de Hormonagro 1
3. Aplicación de Enraizador H.V

- ✚ **Número de Tratamientos:** 3 Tratamientos (Cuadro 4)
- ✚ **Número de repeticiones:** 3 repeticiones
- ✚ **Unidad experimental:** Lote de 20 estacas
- ✚ **Número de Unidades Experimentales:** 9 unidades
- ✚ **Total de estacas para el ensayo:** 180 estacas
- ✚ **Diseño de campo:** (Figura 14)

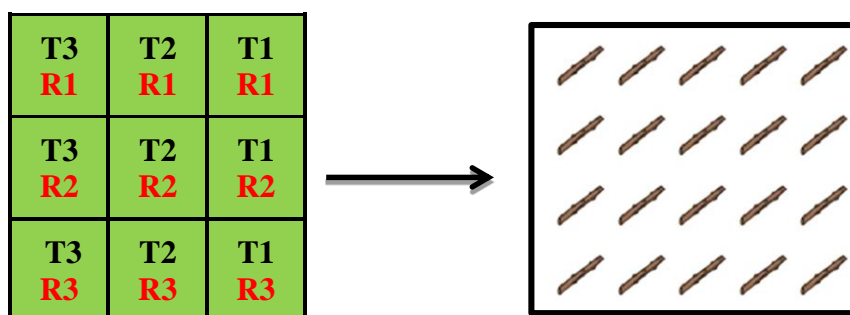


Figura 14. Diseño que se empleó para ensayar la propagación por estacas

Cuadro 4. Tratamientos del diseño experimental

Nº Tratamientos	Descripción
T1	Estaca sin aplicación de hormonas enraizantes (testigo)
T2	Estaca con la aplicación de Hormonagro 1
T3	Estaca con la aplicación de Enraizador H.V

3.3.2. Metodología Para Probar el Enraizamiento de Brotes de *Cinchona officinalis* L

3.3.2.1. Obtención de brotes

Para dar cumplimiento con este ensayo se utilizó la metodología del manual del Laboratorio de Micropropagación Vegetal (2015), los brotes fueron seleccionados de plántulas propagadas en el invernadero de la Universidad Nacional de Loja, las cuales presentaban excelentes características fenotípicas y buenas condiciones fitosanitarias; eligiéndose los mejores brotes de cada plántula, las cuales tienen un tamaño de 30 cm (Figura 15).



Figura 15. Recolección de los brotes de *Cinchona officinalis* L

3.3.2.2. Desinfección

Los brotes fueron desinfectadas con una solución fungicida-bactericida (2 g de Benocor wp/l + 1 ml de Kasumin/l), sumergiendo los brotes durante cinco minutos en dicha solución, y dejándolas secar por un periodo de 30 minutos en condiciones ambientales (Figura 16).



Figura 16. Proceso de desinfección y secado de brotes

3.3.2.3. Aplicación de hormonas enraizantes

Con la finalidad de estimular el enraizamiento de los brotes se utilizó dos hormonas enraizantes comerciales. La aplicación del Hormonagro 1 en polvo que consistió en humedecer la base del brote en agua y luego introducirlas en el polvo. La aplicación de 2 cm³/l del Enraizador H.V, que consistió en colocar la base del brote con enraizador H.V, durante cinco minutos , para luego proceder a plantarlas (Figura 17).

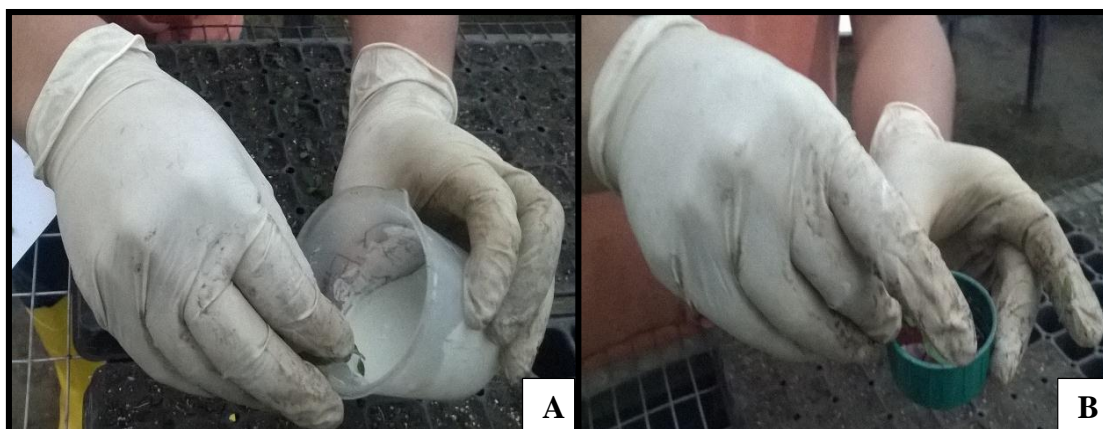


Figura 17. Aplicación de las hormonas enraizantes: A) brote en Hormonagro 1; B) brote en Enraizador H.V

3.3.2.4. Sustrato

Para la instalación de este ensayo se preparará previamente las bandejas germinadores de polietileno con un tipo de sustrato: tierra, arena y turba; en una proporción 2:1:1, según Cárdenas (2005) manifiesta que la preparación del sustrato consiste en mezclar los componentes a utilizar (tierra, arena y turba) los cuales garantiza una buena aireación, alto contenido de humedad, que contenga macronutrientes que sean favorables para la

planta. La desinfección del sustrato se realizó por el método a vapor al igual que en los casos anteriores.

3.3.2.5. Plantar los brotes

La plantación de los brotes se realizó el 19 de junio del 2015 en bandejas germinadores de polietileno de 3 cm de diámetro, para ello se precedió a realizar un pequeño hoyo en el centro de cada compartimento a una profundidad de 2 cm con el sustrato previamente humedecido. Finalmente luego de realizar la plantación se colocaron etiquetas con la identificación del tratamiento, quedando de esta manera establecido el ensayo (Figura 18).



Figura 18. Proceso de siembra de los brotes e identificación del tratamiento

3.3.2.6. Cuidados culturales en invernadero

Se realizaron riegos periódicos, dejando un día (cada 24 horas) a las primeras horas del día y en horas de la tarde. Además, se realizaron deshierbas de forma manual para eliminar hierbas no deseadas.

3.3.2.7. Registro de datos

Se realizó tres evaluaciones, a los 30, 60 y 90 días. Para cada evaluación se procedió a extraer 20 brotes del Tratamiento (1, 2 y 3) y de cada Réplica (1, 2 y 3) de las bandejas germinadores de polietileno, las variables que se evaluaron fueron las siguientes: porcentaje de enraizamiento, número de raíces y longitud de raíces (Cuadro 5).

Cuadro 5. Hoja de registro para evaluar el enraizamiento de los brotes

Fecha	N° de Tratamiento	Réplicas			N° de brotes plantadas	N° de brotes vivos	N° de brotes enraizados	% de enraizamiento	N° de raíces	Longitud de raíces (cm)
		1	2	3						

Fuente: Adaptado de Morillo (2015)

3.3.2.8. Diseño experimental

El diseño experimental que se utilizó fue el diseño simple al azar, cuyo modelo matemático es:

$$X_{ij} = u + t_i + e_{ij}$$

Dónde:

X_{ij} = Valor analizado de las unidades experimentales

u = Media Poblacional

t_i = Efecto del tratamiento

e_{ij} = Error de las variables aleatorias

Especificaciones del Diseño Experimental

Hipótesis del modelo

H_0 = Los dos tipos de hormonas enraizantes no difieren estadísticamente en el enraizamiento de los brotes.

H_i = Los dos tipos de hormonas enraizantes difieren estadísticamente en el enraizamiento de los brotes.

Variables

Variables Independientes

1. Tipos de Hormonas Enraizantes y Sustrato

Variables Dependientes

1. Porcentaje de enraizamiento
2. N° de raíces
3. Longitud de raíces

✚ Factores y Niveles:

Factor	Niveles
A. Tipos de Hormonas Enraizantes y Sustrato	1. Sin aplicación de hormonas enraizantes 2. Aplicación de Hormonagro 1 3. Aplicación de Enraizador H.V

✚ **Número de Tratamientos:** 3 Tratamientos (Cuadro 6)

✚ **Número de repeticiones:** 3 repeticiones

✚ **Unidad experimental:** lote de 20 brotes

✚ **Número de Unidades Experimentales:** 9 unidades

✚ **Total de brotes para el ensayo:** 180 brotes

✚ **Diseño de campo:** (Figura 19)

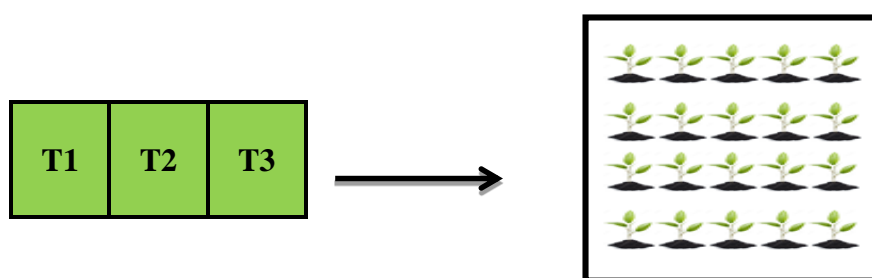


Figura 19. Diseño que se empleó para ensayar la propagación por brotes

Cuadro 6. Tratamientos del diseño experimental

N° Tratamientos	Descripción
T1	Brote sin aplicación de hormonas enraizantes
T2	Brote con la aplicación de Hormonagro 1
T3	Brote con la aplicación de Enraizador H.V

3.3.3. Metodología Para Probar el Enraizamiento de Acodos Aéreos de *Cinchona officinalis* L

3.3.3.1. Propagación por acodos aéreos

La metodología del presente ensayo fue tomada del manual del Laboratorio de Micropropagación Vegetal (2015), debido a la poca disponibilidad y escasas de material vegetativo para la ejecución de este ensayo se hizo con especímenes ubicados en el Jardín Botánico “Reinaldo Espinosa”.

3.3.3.2. Selección de las ramas

Los acodos aéreos se realizaron el 08 de mayo del 2015 tomando en cuenta los siguientes criterios: tipo de ramas: apicales o terminales; ubicación de las ramas: en ramas ubicadas en la parte media de la copa del árbol (ramas semileñosas con buen estado fitosanitario).

3.3.3.3. Sustrato

Se utilizó los siguientes tipos de sustratos: tierra orgánica, musgo *sphagnun* y aserrín (Figura 20), cada sustrato se mezcla con agua destilada, quedando el sustrato totalmente húmedo. La Desinfección del sustrato tierra orgánica se realizó por el método de vapor en carretillas eléctricas.



Figura 20. Acodos aéreos con los tipos de sustratos: A) tierra orgánica; B) musgo *sphagnun*; C) aserrín

3.3.3.4. Anillamiento y enfundado

El proceso consistió en realizar una incisión circular en la rama del árbol seleccionado, retirando la corteza por alrededor de 2,5 cm de longitud, luego se aplicó una pasta con hormona enraizante (Hormonagro 1). Posteriormente, se colocó el sustrato húmedo, se envolvió con plástico de color negro y se amarró los extremos del acodo (Figura 21). Finalmente luego de haber realizado los acodos aéreos se colocó una cinta masqui con el tratamiento respectivo en cada acodo aéreo.



Figura 21. Proceso de realización del acodo aéreo: A) incisión circular; B) colocación de la hormona enraizante, C) enfundado

3.3.3.5. Cuidados culturales

Se realizaron riegos periódicos cada 20 días, para mantener húmedo el sustrato (Figura 22).



Figura 22. Riegos realizados a los acodos aéreos

3.3.3.6. Registro de datos

A los 90 días de haberse implementado el ensayo se procedió a abrir los acodos aéreos y evaluar las siguientes variables: porcentaje de enraizamiento, número de raíces y longitud de raíces. Para ello se hizo uso de la siguiente hoja de registro (Cuadro 7).

Cuadro 7. Hoja de registro para evaluar el enraizamiento y sobrevivencia de los acodos aéreos

Fecha	N° de Tratamiento	Réplicas			N° de acodos realizados	N° de acodos enraizados	% de enraizamiento	N° de raíces	Longitud de raíces (cm)
		1	2	3					

Fuente: Adaptado de Morillo (2015)

3.3.3.7. Diseño experimental

El diseño experimental que se utilizó fue el diseño simple al azar, cuyo modelo matemático es:

$$X_{ij} = u + t_i + e_{ij}$$

Dónde:

X_{ij} = Valor analizado de las unidades experimentales

u = Media Poblacional

t_i = Efecto del tratamiento

e_{ij} = Error de las variables aleatorias

Especificaciones del Diseño Experimental

Hipótesis del modelo

H_0 = Los tres tipos de sustratos no difieren estadísticamente en el enraizamiento de los acodos aéreos.

H_i = Los tres tipos de sustratos difieren estadísticamente en el enraizamiento de los acodos aéreos.

✚ Variables

Variables Independientes

1. Tipos de Sustratos

Variables Dependientes

1. Porcentaje de enraizamiento
2. N° de raíces
3. Longitud de raíces

✚ Factores y Niveles:

Factor

- A. Tipos de Sustratos

Niveles

1. Tierra orgánica
2. Musgo *sphagnum*
3. Aserrín

✚ Número de Tratamientos: 3 Tratamientos (Cuadro 8)

✚ Número de repeticiones: 3 repeticiones

✚ Unidad experimental: 2 acodos aéreos por árbol

✚ Número de Unidades Experimentales: 9 unidades

✚ Total de acodos para el ensayo: 18 acodos aéreos

✚ Diseño de campo: (Figura 23)

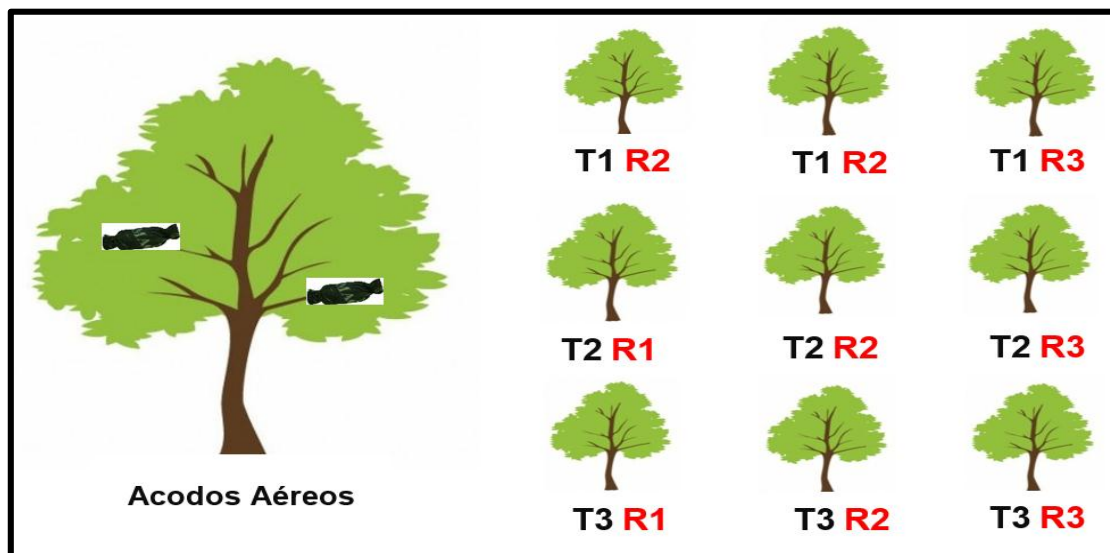


Figura 23. Diseño de campo que se empleó para ensayar la propagación por acodos aéreos

Cuadro 8. Tratamientos del diseño experimental

N° Tratamientos	Descripción
T1	Acodo aéreo con el sustrato compuesto por: tierra orgánica
T2	Acodo aéreo con el sustrato compuesto por: musgo <i>sphagnun</i>
T3	Acodo aéreo con el sustrato compuesto por: aserrín

3.4. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se realizó el análisis de estadística descriptiva (media, desviación estándar, mínima, máxima), así como también se realizó el análisis de la varianza ANOVA y pruebas de comparación de media (LSD Fisher) con un nivel de significancia de 0,05 % de error.

3.5. METODOLOGÍA PARA LA DIFUSIÓN DE RESULTADOS

Para dar cumplimiento a este objetivo se realizaron las siguientes actividades:

- ♣ Socialización de la investigación al personal técnico del Laboratorio de Micropropagación Vegetal de la Universidad Nacional de Loja.
- ♣ Exposición de los resultados de la tesis a los estudiantes de cuarto y quinto año de la Carrera de Ingeniería Forestal de la Universidad Nacional de Loja.
- ♣ Elaboración y entrega de un tríptico divulgativo a los estudiantes de cuarto y quinto año de la Carrera de Ingeniería Forestal de la Universidad Nacional de Loja.
- ♣ Elaboración de un artículo científico sobre la tesis realizada para ser publicada en revistas indexadas.

4. RESULTADOS

4.1. PROPAGACIÓN SEXUAL DE LA ESPECIE *Cinchona officinalis* L

4.1.1. Germinación de Semillas

Las semillas fueron colectadas en el mes de mayo del 2015, período en que los frutos están en un buen estado de madurez fisiológica y donde empiezan a caer naturalmente del árbol (Gonzaga y Moncayo 2012). A continuación se presenta la curva de germinación acumulativa para la especie en estudio (Figura 24).

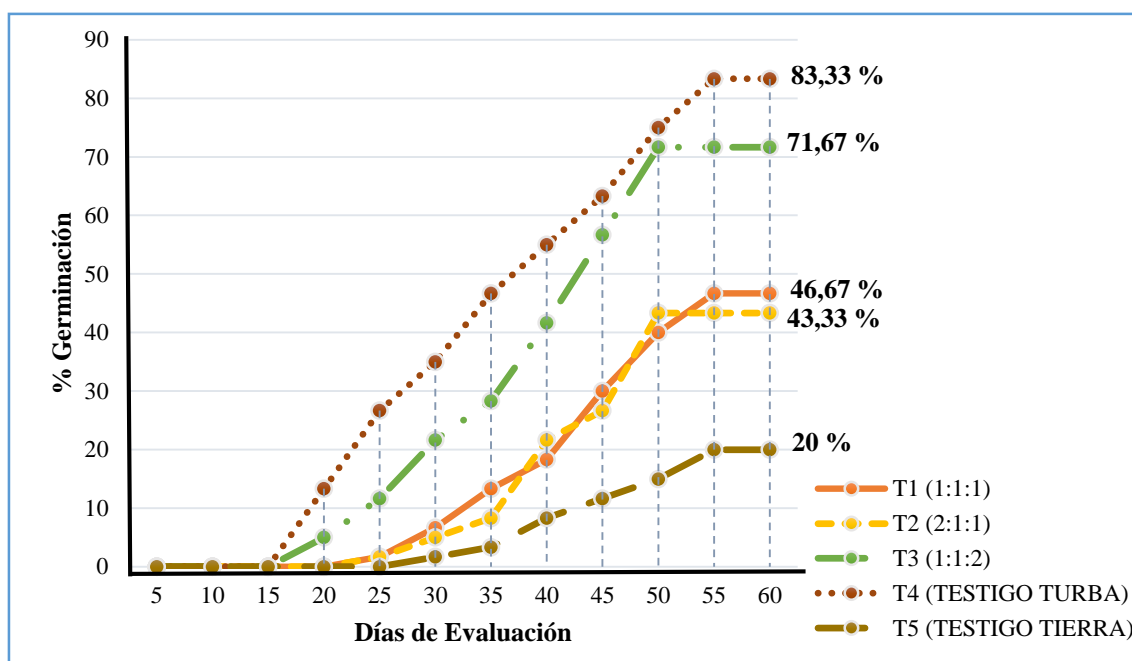


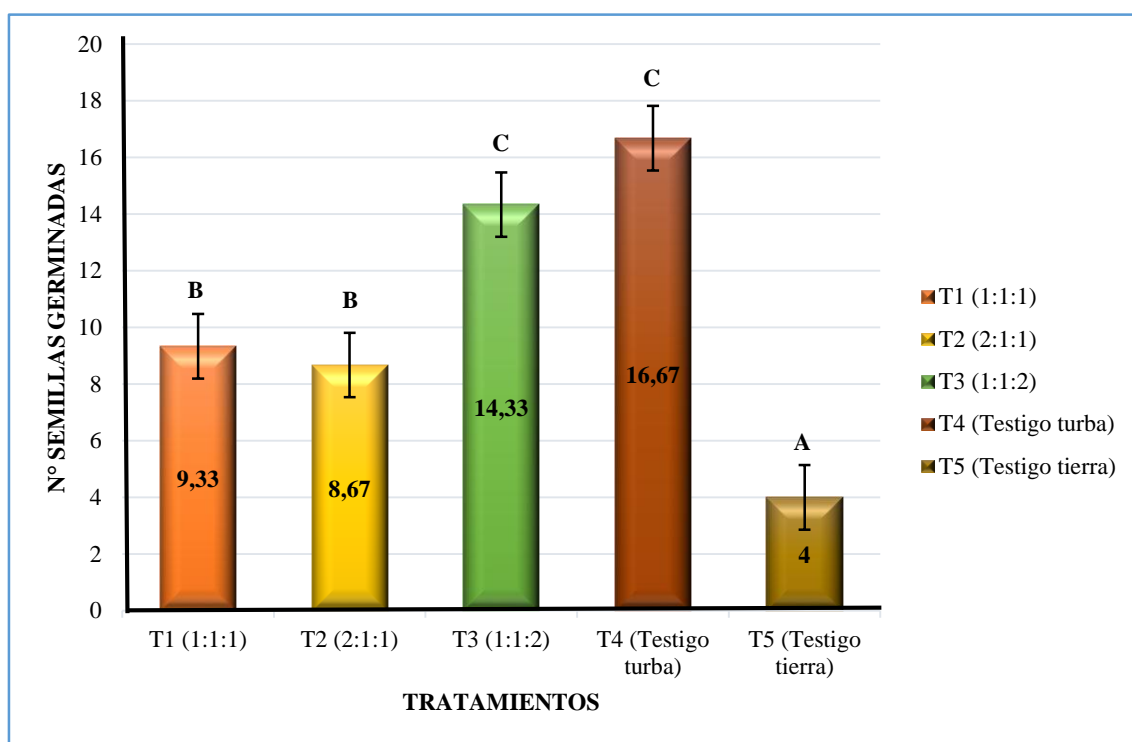
Figura 24. Curva de germinación acumulativa de la especie *Cinchona officinalis* L

Los resultados de germinación de semillas que se muestra en la figura 24, se expresan como el porcentaje final de semillas germinadas y/o viables al final del período de tiempo del ensayo. La especie presentó un porcentaje alentador de germinación durante el período de evaluación, el más alto porcentaje de germinación corresponde al 83,33 % con el T4 (testigo turba), cuya germinación inició a los 20 días y se estabilizó a los 55 días. Así mismo un porcentaje relativamente alto 71,67 % presentó el T3 compuesto por tierra, arena y turba, en una proporción 1:1:2, cuyo período de germinación se dio a los 20 días y se estabilizó a los 50 días. En cambio el T1 compuesto por tierra, arena y turba, en una proporción 1:1:1, presentó un porcentaje de germinación medio de 46,67 %, con período de germinación que se inició a los 25 días y se estabilizó a los 55 días. Del mismo modo presentó un porcentaje medio del 43,33 % el T2 compuesto por tierra, arena y turba, en

una proporción 2:1:1, cuyo período de germinación se dió entre los 25 y se estabilizó a los 50 días. Finalmente el T5 (testigo tierra), presentó un porcentaje más bajo del 20 %, cuya germinación se inició a los 25 días y se estabilizó a los 55 días. Los resultados de germinación diarios se pueden apreciar en el Anexo 1.

4.1.1.1. Número de semillas germinadas

Según el análisis de varianza (ANOVA) aplicado, se pudo determinar que los datos presentaron poca variabilidad con un coeficiente de variación (CV) que obtuvo un valor de 18,55. De la misma manera la prueba LSD Fisher nos muestra que si hubo diferencias significativas ($p = 0,0001$) entre tratamientos. Resultando como mejores tratamientos T4 (testigo turba) y T3 (1:1:2) con un valor promedio del número semillas germinadas (16,67 y 14,33 $\pm 1,14$), frente al T5 (testigo tierra) que presenta el valor promedio más bajo del número de semillas germinadas (4,00 $\pm 1,14$); sin embargo, a diferencia del T1 (1:1:1) y T2 (2:1:1) presentan valores medios del número de semillas germinadas entre (9,33 y 8,67 $\pm 1,14$) respectivamente (Figura 25).

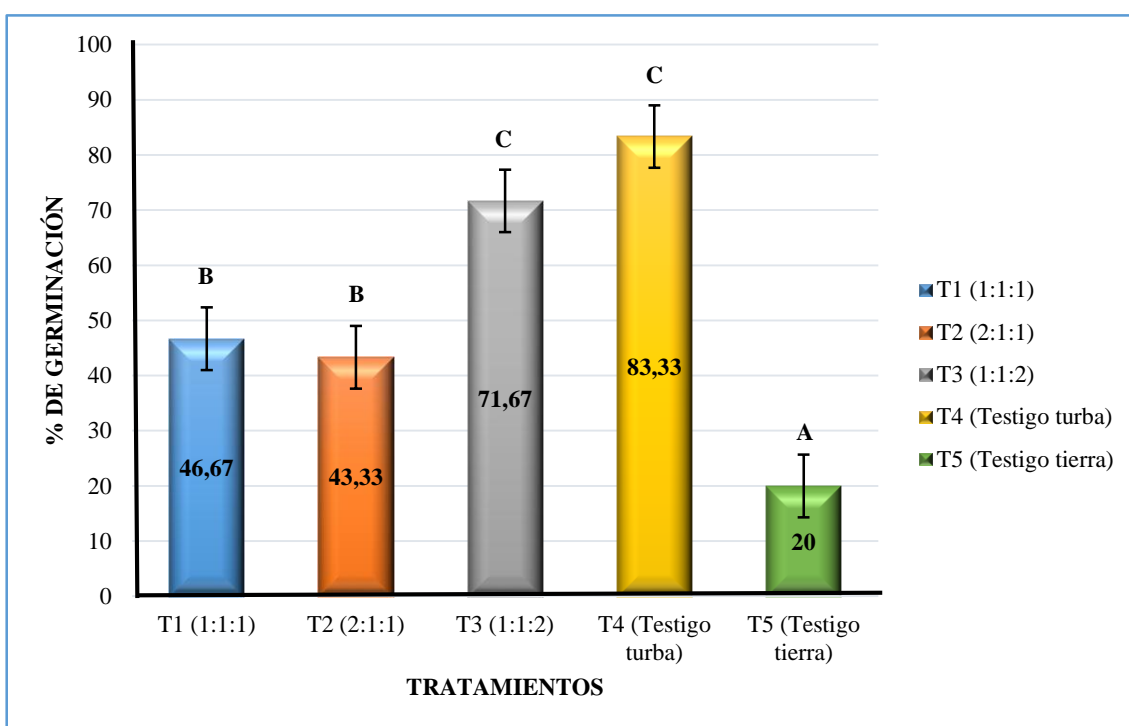


Letras distintas indican diferencias significativas ($p < 0,05$)

Figura 25. Número de semillas germinadas de *Cinchona officinalis* L., bajo tres tipos de sustratos y dos testigos

4.1.1.2. Porcentaje de germinación

Según el análisis de varianza (ANOVA) aplicado, se pudo determinar que los datos presentaron poca variabilidad con un coeficiente de variación (CV) que obtuvo un valor de 18,55. De la misma manera la prueba LSD Fisher nos muestra que si hubo diferencias significativas ($p = 0,0001$) entre tratamientos. Resultando así como mejores tratamientos T4 (testigo turba) y T3 (1:1:2) con un valor promedio del porcentaje de germinación (83,33 y $71,67 \pm 5,68$), frente al T5 (testigo tierra) que presenta el valor promedio más bajo del porcentaje de germinación ($20,00 \pm 5,68$) sin embargo, a diferencia del T1 (1:1:1) y T2 (2:1:1) presentan valores medios del porcentaje de germinación entre (46,67 y $43,33 \pm 5,68$) respectivamente (Figura 26).



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

Figura 26. Porcentaje de germinación de *Cinchona officinalis* L., bajo tres tipos de sustratos y dos testigos

4.2. PROPAGACIÓN ASEJUAL DE LA ESPECIE *Cinchona officinalis* L

4.2.1. Enraizamiento de Estacas

La finalidad de este ensayo fue evaluar el efecto de dos hormonas enraizantes comerciales (Hormonagro 1 y Enraizador H.V), sobre el enraizamiento de estacas de *Cinchona officinalis* L. Para determinar la eficacia de estas hormonas se evaluaron las siguientes variables de respuesta: porcentaje de enraizamiento, número de raíces, longitud de raíces y porcentaje de brotación, las mismas que fueron evaluadas a los 90 días de haberse instalado el ensayo. A pesar de los cuidados requeridos por las estacas no se pudo estimular o inducir el enraizamiento de las mismas; por ende los resultados obtenidos fueron negativos, ya que se pudo evidenciar que después de 15 a 20 días de haber sembrado, esta especie comenzó a marchitarse (Anexo 6). Cabe señalar, que los datos obtenidos en este ensayo no cumplieron con los supuestos de homogeneidad y normalidad, por lo que no fue posible realizar el análisis de varianza (ANOVA).

Es importante recalcar, que los datos obtenidos durante el monitoreo de enraizamiento de estacas en nuestra investigación no fueron satisfactorios; por tal motivo, se procedió a considerar un ensayo sobre el enraizamiento de brotes.

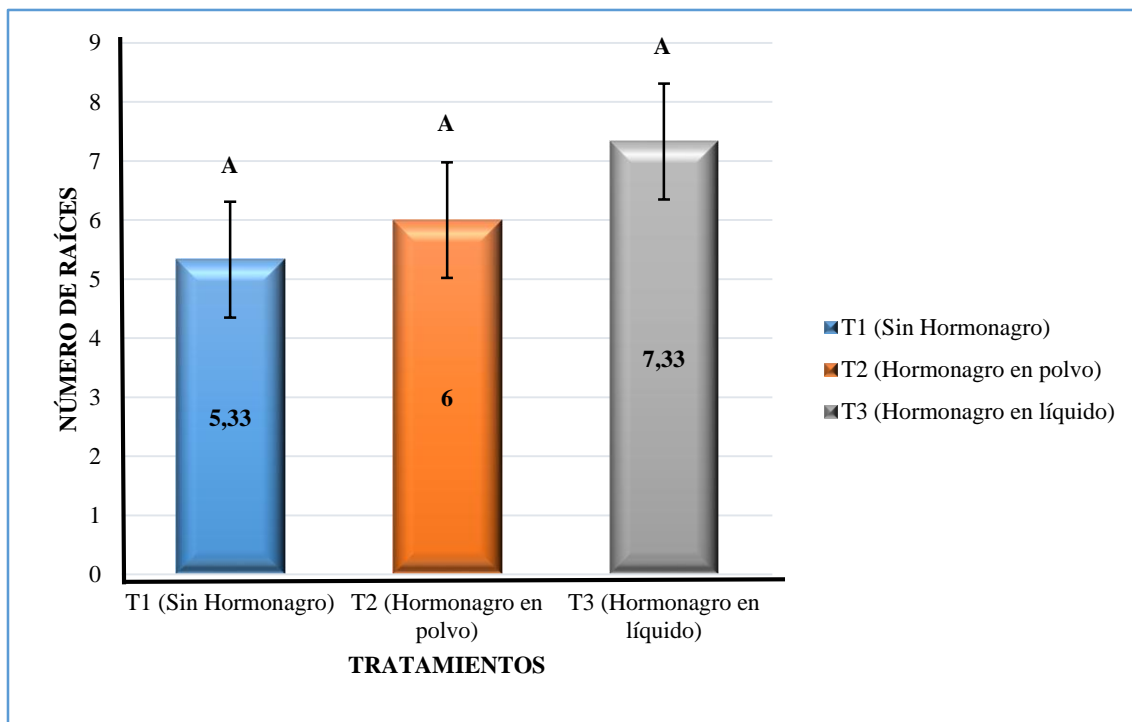
4.2.2. Enraizamiento de Brotes

Este estudio tuvo como finalidad, evaluar el efecto de dos hormonas enraizantes comerciales (Hormonagro 1 y Enraizador H.V), sobre el enraizamiento de brotes de *Cinchona officinalis* L. Para determinar la eficacia de estas hormonas se evaluaron las siguientes variables de respuesta: número de raíces, longitud de raíces y porcentaje de enraizamiento, las mismas que fueron evaluadas a los 90 días de haberse instalado el ensayo. Los resultados completos se detallan en el Anexo 3.

4.2.2.1. Número de raíces

Según el análisis de varianza (ANOVA) aplicado, se pudo determinar que los datos presentaron poca variabilidad con un coeficiente de variación (CV) que obtuvo un valor de 27,32. De la misma manera la prueba LSD Fisher nos muestra que no hubo diferencias significativas ($p = 0,3984$) entre tratamientos. Resultando así todos los tratamientos similares T1 (Sin hormonagro), T2 (Hormonagro en polvo) y T3 (Hormonagro en

líquido), con un valor promedio del número de raíces (5,33; 6,00 y 7,33 ± 0,98) respectivamente (Figura 27).

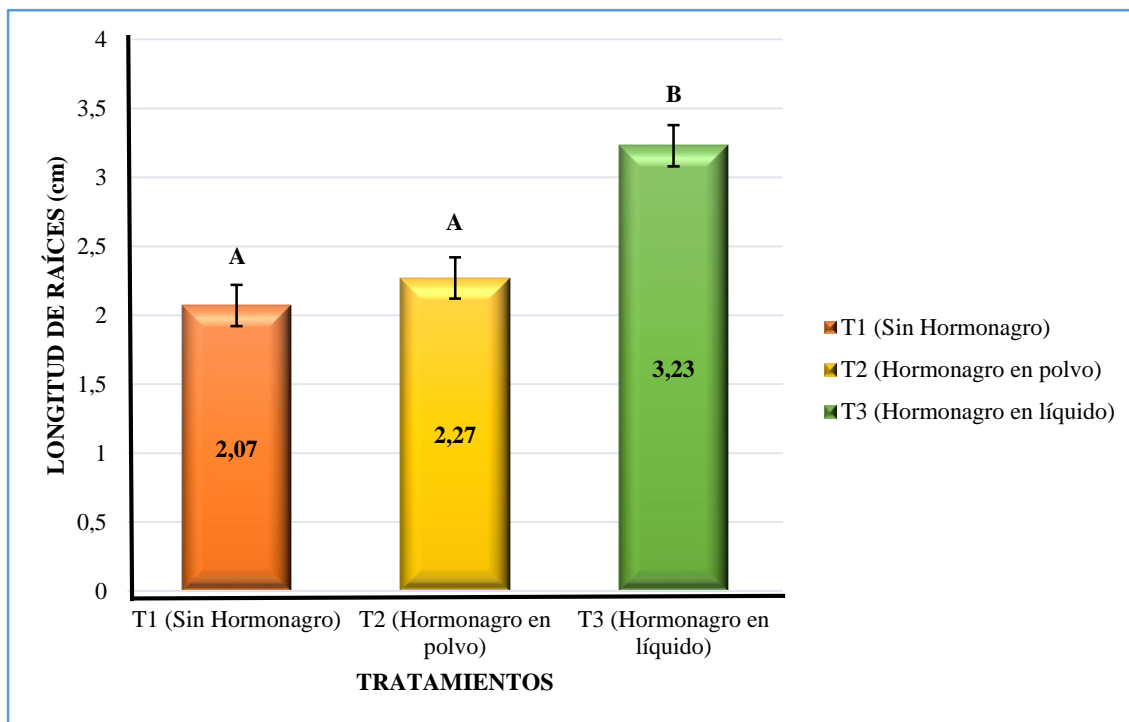


Letras distintas indican diferencias significativas ($p < 0,05$)

Figura 27. Número de raíces promedio de los brotes de *Chinchona officinalis* L., bajo dos tipos de hormonas enraizantes

4.2.2.2. Longitud de raíces

Según el análisis de varianza (ANOVA) aplicado, se pudo determinar que los datos presentaron poca variabilidad con un coeficiente de variación (CV) que obtuvo un valor de 10,24. De la misma manera la prueba LSD Fisher nos muestra diferencias significativas ($p = 0,0031$) entre tratamientos. Resultando así como el mejor tratamiento T3 (Hormonagro en líquido) con un valor promedio de longitud de raíces (3,23 cm ± 0,15), frente al T2 (Hormonagro en polvo) y T1 (Sin hormonagro) que presenta el valor promedio de longitud de raíces (2,27 cm y 2,07 cm ± 0,15) respectivamente (Figura 28).

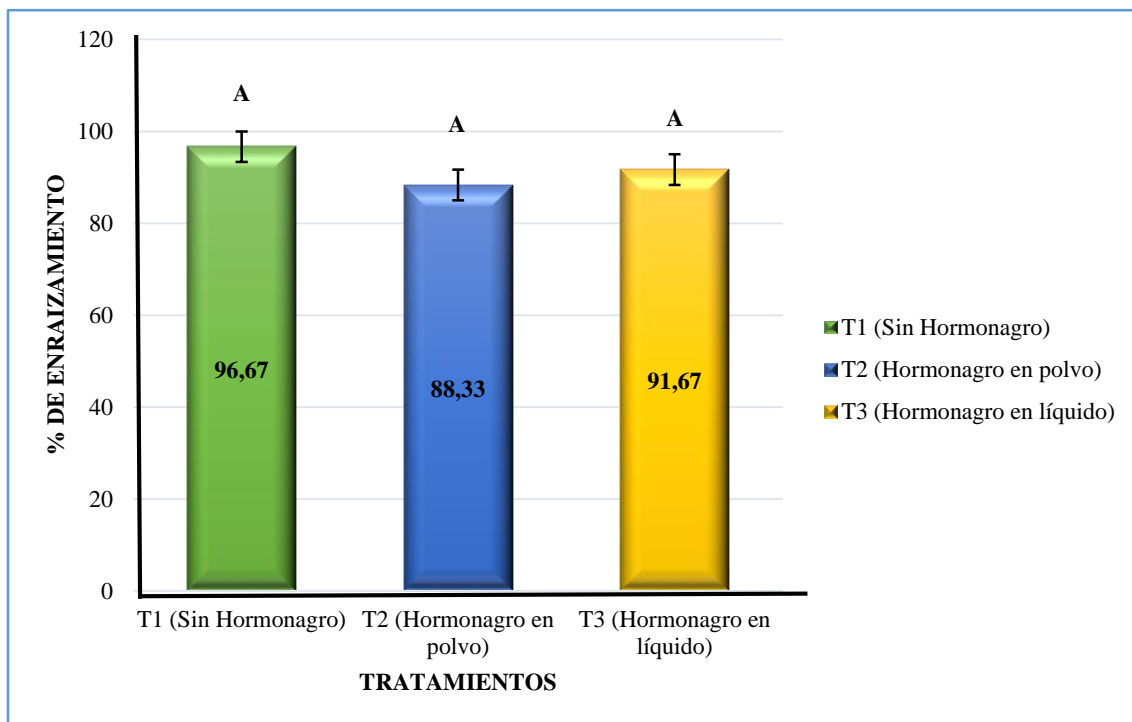


Letras distintas indican diferencias significativas ($p < 0,05$)

Figura 28. Longitud de raíces promedio de los brotes de *Chinchona officinalis* L., bajo dos tipos de hormonas enraizantes

4.2.2.3. Porcentaje de enraizamiento

Según el análisis de varianza (ANOVA) aplicado, se pudo determinar que los datos presentaron poca variabilidad con un coeficiente de variación (CV) que obtuvo un valor de 6,26. De la misma manera la prueba LSD Fisher nos muestra que no hubo diferencias significativas ($p = 0,2804$) entre tratamientos. Resultando así todos los tratamientos iguales T1 (Sin Hormonagro), T2 (Hormonagro en polvo) y T3 (Hormonagro en líquido); con un valor promedio del porcentaje de enraizamiento ($96,67$; $88,33$ y $91,67 \pm 3,33$) respectivamente (Figura 29).



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

Figura 29. Porcentaje de enraizamiento de los brotes bajo dos tipos de hormonas enraizantes

4.2.3. Enraizamiento de Acodo Aéreos

Para determinar el efecto de tres tipos de sustratos (tierra orgánica, musgo *sphagnun* y aserrín) en el enraizamiento de los acodos aéreos, se evaluaron las siguientes variables de respuesta: número de raíces, longitud de raíces y porcentaje de enraizamiento. La evaluación de las variables ya mencionadas se realizó a los 90 días de haberse realizado el ensayo. Cabe señalar, que los datos obtenidos en este ensayo no cumplieron con los supuestos de homogeneidad y normalidad, por lo que no fue posible realizar el análisis de varianza (ANOVA), sin embargo se realizó un análisis descriptivo de los mismos. A continuación se detallan los resultados obtenidos para cada variable de respuesta evaluada.

4.2.3.1. Número de raíces

En esta variable el T1 (sustrato compuesto por tierra orgánica) fue el único que presentó un número promedio de 15 raíces por acodo aéreo. Los otros dos tratamientos: T2 (sustrato compuesto por musgo *sphagnun*) y T3 (sustrato compuesto por aserrín) no presentaron indicios de brotación de raíces, por consiguiente los resultados obtenidos fueron rescindidos (Figura 30).

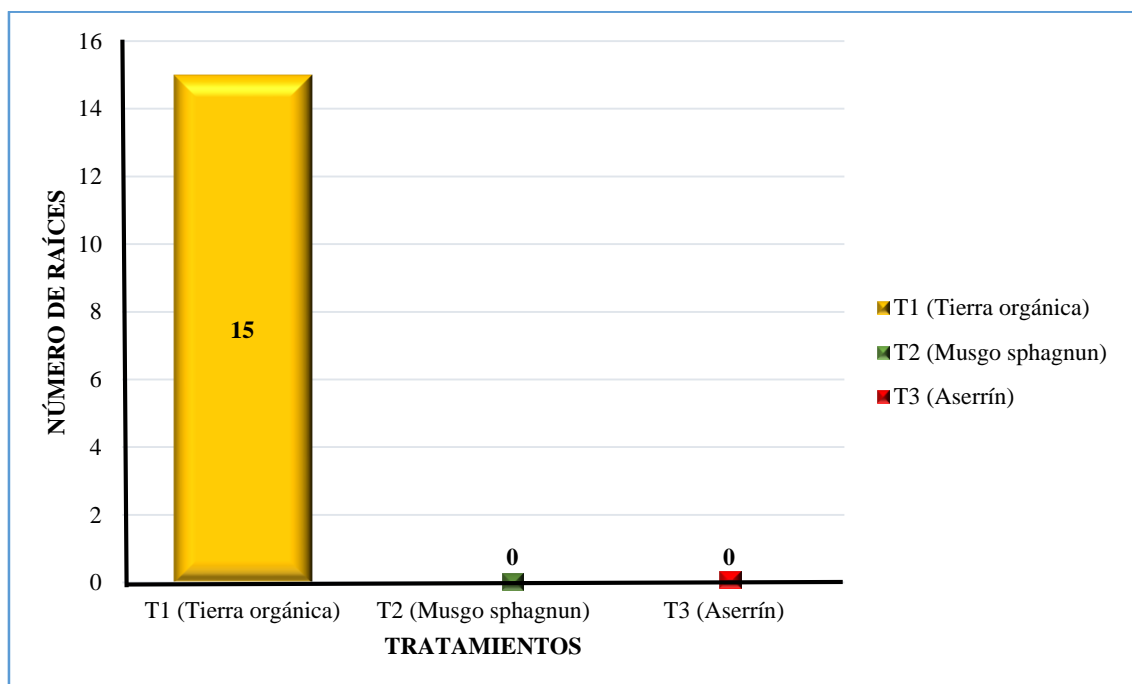


Figura 30. Número de raíces promedio de los acodos aéreos de *Cinchona officinalis* L., bajo tres tipos de sustratos

4.2.3.2. Longitud de raíces

Al igual que en la variable anterior el T1 (sustrato compuesto por tierra orgánica) fue el que presentó resultados favorables con un promedio de 3,75 cm., de longitud de sus raíces. Los otros dos tratamientos: T2 (sustrato compuesto por musgo *sphagnun*) y T3 (sustrato compuesto por aserrín) no presentaron efectos favorables en la estimulación de raíces, por consiguiente no hubo la forma de evaluar esta variable en estos dos tratamientos (Figura 31).

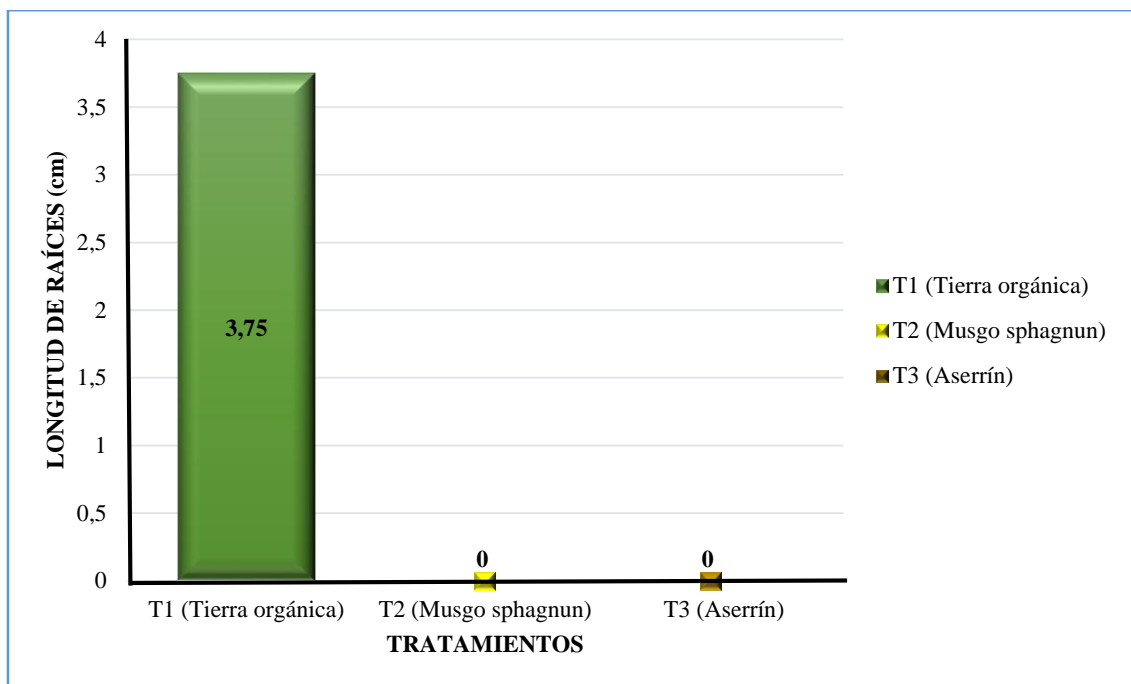


Figura 31. Longitud de raíces promedio de los acodos aéreos de *Cinchona officinalis* L., bajo tres tipos de sustratos

4.2.3.3. Porcentaje de enraizamiento

Con respecto al porcentaje de enraizamiento el T1 (sustrato compuesto por tierra orgánica) fue el que presentó el único resultado favorable con un bajo porcentaje de enraizamiento del 50 %. Los otros dos tratamientos: T2 (sustrato compuesto por musgo *sphagnun*) y T3 (sustrato compuesto por aserrín) no presentaron efectos favorables en la estimulación de raíces, sin embargo se pudo notar la presencia de protuberancias o ensanchamiento de las lenticelas muy cercanas al corte circular que se realizó en la rama (Figura 32).

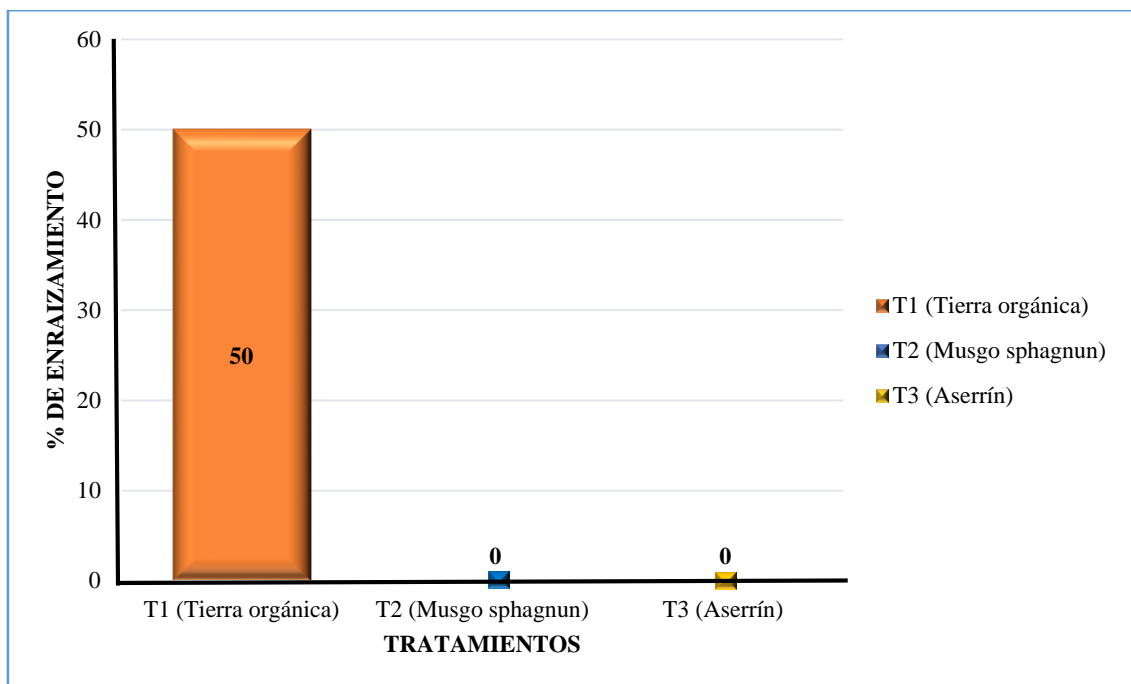


Figura 32. Porcentaje de enraizamiento promedio de los acodos aéreos de *Cinchona officinalis* L., bajo tres tipos de sustratos

4.3. DIFUSIÓN DE LA INFORMACIÓN GENERADA

Para la difusión de la investigación y dada la importancia que representa la generación de información sobre este tema, se realizaron varias actividades para la correcta difusión de los resultados.

En primera instancia se realizó una socialización del proyecto de tesis al equipo técnico del Laboratorio de Micropropagación Vegetal, donde se logró aportar con algunas pautas y recomendaciones para futuras investigaciones con esta especie. Así mismo, se realizó una exposición de la investigación a los estudiantes del cuarto y quinto año de la Carrera de Ingeniería Forestal, con la finalidad de enriquecer y fortalecer sus conocimientos técnico-científicos en la formación como futuros ingenieros forestales. Se elaboró y entregó un tríptico divulgativo a estudiantes y docentes de la Carrera de Ingeniería Forestal. Finalmente se realizó un artículo científico de la tesis, con la finalidad de difundir la información a aquellos actores involucrados con el sector forestal.

5. DISCUSIÓN

5.1. PROPAGACIÓN SEXUAL DE LA ESPECIE *Cinchona officinalis* L

5.1.1. Germinación de Semillas

Con el fin de lograr un número considerable de emergencia de plántulas de *Cinchona officinalis* L., las semillas fueron colectadas en el mes de mayo, período en que los frutos están en un buen estado de madurez fisiológica (Aponte y Sanmartin, 2011).

Así mismo, fue necesario realizar la desinfección y selección de semillas con el embrión maduro para desechar las semillas vanas, de acuerdo a lo que menciona Aponte y Sanmartín (2011), manifiesta que la capacidad germinativa presenta considerables variaciones que con frecuencia obedece a defectos en la semilla, falta de desarrollo del embrión, enfermedades, secado excesivo y edad. Todos estos inconvenientes pueden ser más o menos evitados, mediante el cuidado que se tengan en la recolección de los frutos y en la manipulación posterior de la semilla. Sin embargo, Gonzaga y Moncayo (2012), indica que para la cosecha de semillas de la especie *Chinchona Officinalis* L., es mejor recolectar cuando las capsulas están cerradas y presentan un color rojo – intenso.

En general, los porcentajes de germinación obtenidos fueron satisfactorios, por ende, los porcentajes de germinación más altos se obtuvo con el T4 (testigo turba) con un porcentaje de germinación del 83,33 %; y el T3 (tierra, arena y turba), en una proporción 1:1:2 con un porcentaje del 71,67 %; cuyo proceso de germinación inició a los 20 días y se estabilizó a los 50 días. Resultados similares a los obtenidos por Apolo (2012), que obtuvo un porcentaje más alto en menos tiempo, las semillas de *Cinchona pubescens* de Loja, alcanzaron el 95 %, mientras que las semillas procedentes de Galápagos alcanzaron el 87 % de germinación a los 50 días de la siembra. Así mismo, Jäger (2011), indica que las semillas de *Cinchona pubescens* germinan entre 10 a 40 días, con una tasa de germinación que varía entre el 50 % y el 85 %.

Los otros tres tratamientos correspondientes a la siembra de semillas de *Cinchona officinalis* L., presentaron un porcentaje de germinación relativamente moderado, el T1, el T2 (tierra, arena y turba), en una proporción 1:1:1; 2:1:1, y el T5 (testigo tierra), presentaron un porcentaje de germinación del 46,67 %; 43,33 % y 20 % respectivamente, cuyo período de germinación se dió a los 25 días y se estabilizó a los 55 días. Haciendo

un análisis comparativo con el estudio realizado por Armijos y Pérez (2011), se pudo contrastar que los resultados obtenidos en la germinación realizados sobre papel absorbente son diferentes, ya que la especie de *Cinchona officinalis*, *Cinchona pubescens* y *Cinchona* sp., sin tratamientos pre-germinativos tuvieron un porcentaje promedio de germinación del 60 %, pero el tiempo supera los 90 días.

Los resultados obtenidos en el presente estudio indican que se alcanzó un número de semillas germinadas considerable, obteniendo como mejores tratamientos T4 (testigo turba) y T3 (1:1:2) con un valor promedio (16,67 y 14,33); el T5 (testigo tierra) presenta el valor promedio más bajo (4,00); sin embargo, a diferencia del T1 (1:1:1) y T2 (2:1:1) presentan valores medios entre (9,33 y 8,67) respectivamente, según Moreno (1996) manifiesta que la germinación de semillas de *Cinchona* disminuye considerablemente según el tiempo de almacenamiento, luego de ocho meses empiezan a perder significativamente la viabilidad, razón por la cual se realizó la siembra de las semillas de inmediato.

5.2. PROPAGACIÓN ASEXUAL DE LA ESPECIE *Cinchona officinalis* L

5.2.1. Enraizamiento de Estacas

A pesar de los cuidados y manejo adecuado que se les proporcionó a las estacas, no se pudo estimular o inducir el enraizamiento de las mismas, en el cual se evidenció que después de 15 días de haber sembrado, esta especie comenzó a marchitarse; sin embargo, las lenticelas de las estacas enterradas en el sustrato (tierra, arena y turba) en una proporción 3:1:1, no tendieron a aumentar su tamaño, observándose putrefacción en la base de la estaca.

Resultados similares a los obtenidos por Aldaz y Ochoa (2011), mediante la propagación asexual por estacas de *Cinchona officinalis* L., utilizando sustratos en base de tierra agrícola, arena fina de mina y humus, con proporciones 1:1:1 y 3:1:1, obtuvo resultados no satisfactorios en el enraizamiento de estacas. Así mismo, en el estudio realizado por Armijos y Sinche (2013), expresan que los resultados obtenidos de la propagación asexual a través de estacas en *Cinchona pubescens* Vahl., utilizando sustratos en base de corteza de arroz y café, con proporciones 1:1 y 1:2; además, con incorporación del enraizante hormonagro (ANA) # 1; fueron negativos, debido a que no se evidenció la proliferación de raíces, lo que se pudo observar en el sustrato testigo indicios de brotes de raíces y de

hojas durante las primeras tres semanas, de igual manera las estacas llegaron a un estado de descomposición.

Morillo (2015), opina que el enraizamiento de las estacas se debe a que no se tomó en cuenta otros factores importantes tales como: la edad y estado fenológico de los árboles, época de recolección de las estacas, fases lunares, condiciones climáticas adecuadas, etc. En cambio López y Valladolid (2014), mencionan que se debe tomar en cuenta el tamaño y grosor de las estacas (diámetros grandes y viejos); y, el tipo de sustrato adecuado (falta de porosidad y buen drenaje). Además, es importante probar a futuro otras hormonas enraizantes ya que en este ensayo, no lograron inducir el enraizamiento de las mismas.

Pero, el factor más preponderante para el éxito en el enraizamiento de estacas es sin duda la época de recolección de las mismas, ya que Nieto (2005), indica que la recolección de las estacas se debe realizar al final del período de reposo y al inicio del período de crecimiento de la planta, es decir cuando las yemas inician su actividad y que al ser tratadas con soluciones hormonales y al instalarse en un medio adecuado las yemas ejercen un fuerte estímulo en el brotamiento y enraizamiento. En cambio, Fajardo y Velandia (2004) indican que un factor importante que influye fisiológicamente en la reproducción vegetativa es la fase lunar y la época del año en que se realiza el corte, el cual depende de la programación de las actividades de campo. Éste hecho se relaciona de manera directa con la dormición o latencia de las yemas afectadas por períodos de condiciones desfavorables para el crecimiento como: altas o bajas temperaturas, períodos de sequía o fotoperiodos no apropiados, señalando que deberían las estacas ser recolectadas al comenzar la época de lluvias (Fajardo y Velandia, 2004).

5.2.2. Enraizamiento de Brotes

Chinchona officinalis L., es una especie leñosa dificultosa de propagar con partes vegetativas. Una de las alternativas para disponer de plántulas en este tipo de especie, es la colecta de brotes establecidos en un vivero. Este procedimiento tiene ciertas ventajas en la actividad forestal tal como la disponibilidad de plántulas en corto tiempo; bajo este contexto el sustrato compuesto por tierra, arena y turba, en una proporción 3:1:1 y la utilización de hormonas enraizantes ayudaron a inducir el enraizamiento de los brotes en *Chinchona officinalis* L.

Según los datos obtenidos en el enraizamiento de brotes en *Chinchona officinalis* L., los tratamientos: T1 (Sin Hormonagro), T2 (Hormonagro en polvo) y T3 (Hormonagro en líquido) presentaron valores promedios similares en el número de raíces (5,33; 6,00 y 7,33) respectivamente; en lo que respecta a la longitud de raíces el T3 (Hormonagro en líquido) fue el mejor tratamiento con un valor promedio de 3,23 cm. Así mismo, se obtuvo un alto y similar porcentaje de enraizamiento de brotes en los tres tratamientos: T1 (Sin Hormonagro), T2 (Hormonagro en polvo) y T3 (Hormonagro en líquido) con un valor promedio del 96,67 %; 88,33 % y 91,67 % respectivamente; estos resultados demuestran que el prendimiento de brotes en *Chinchona officinalis* L., es bastante halagador al obtener plántulas en corto tiempo, y que la similitud de los porcentajes de enraizamiento entre los tratamientos no depende de los tipos de enraizadores, sino más bien depende del manejo y mantenimiento que se les dé a los brotes en el invernadero.

Finalmente, cabe resaltar que los resultados obtenidos en el enraizamiento de brotes en *Chinchona officinalis* L., no se pudo comparar y contrastar con otros estudios similares debido a la escasa o ausente información en especies forestales.

5.2.3. Enraizamiento de Acodos Aéreos

De los tres tratamientos probados en este ensayo, el T1 (sustrato compuesto por tierra orgánica) mostró resultados favorables del 50 % correspondiente a tres acodos, los cuales obtuvieron gran cantidad y largo de raíces, mismos que fueron trasplantados en recipientes de plásticos y llevados al Vivero del Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional de Loja.

Resultados similares a los obtenidos por Solano (2000), mediante acodos aéreos en la especie de *Cinchona officinalis* L., menciona que casi todos los acodos formaron callos, logrando propagar una planta correspondiente al 3,33 % y la adaptación o sobrevivencia del acodo aéreo trasplantado al sustrato (tierra, arena y humus) en una proporción 1:1:1 fue un éxito. En cambio, Aldaz y Ochoa (2011), en su ensayo menciona que los acodos aéreos en *Cinchona officinalis* L., utilizando sustratos (tierra agrícola, arena fina y humus), con proporciones 1:1:1 y 3:1:1 los resultados fueron notablemente buenos ya que el 100 % de acodos formaron callo, el 47 % correspondientes a 14 acodos, obtuvieron gran cantidad y largo de raíces, mismos que fueron trasplantados a las fundas de polietileno llenas del sustrato antes mencionados, adaptándose perfectamente. El 53% restante de acodos, posiblemente no desarrollo raíces debido a que se los abrió en horas

con altas temperaturas, provocando la quemadura de las raíces, dando el callo una apariencia de color negro, imposibilitándose para ser llevados al vivero.

Por otro lado, el papel que cumple la tierra negra como sustrato para el enraizamiento de acodos aéreos resultó ser efectivo en *Cinchona officinalis* L., así como en el estudio de Morillo (2015), que también resultó ser positivo en el enraizamiento de acodos aéreos de *Bursera graveolens*, alcanzando un porcentaje de enraizamiento del 25 %, y de igual manera en un estudio realizado por López y Valladolid (2014) resultó ser efectivo en el enraizamiento de acodos aéreos de *Weinmannia macrophylla* alcanzando un porcentaje de enraizamiento del 75 %.

6. CONCLUSIONES

- ✚ El T3 (1:1:2) y T4 (sustrato turba) presentaron los más altos porcentajes de germinación en semillas de *Cinchona officinalis* L., a nivel de invernadero (71,67 % y 88,33 %), cuya germinación inició a los 20 días y se estabilizó a los 55 días y el T5 (sustrato tierra) fue el que presentó el más bajo porcentaje de germinación (20 %) a nivel de invernadero, cuya germinación inició a los 25 días y se estabilizó a los 55 días.

- ✚ La especie de *Cinchona officinalis* L., no respondió a la propagación vegetativa por estacas con los tratamientos aplicados, debido a que se trata de una especie con características muy leñosas, que impiden la proliferación de raíces y el desarrollo de brotes nuevos. Así mismo, las dos hormonas enraizantes comerciales (Hormonagro 1 y Enraizador H.V) no incidieron en el prendimiento de estacas.

- ✚ El enraizamiento de brotes en *Cinchona officinalis* L., respondió favorablemente a la propagación vegetativa en los tres tratamientos: T1 (Sin Hormonagro), T2 (Hormonagro en polvo) y T3 (Hormonagro en líquido). En lo referente al porcentaje de enraizamiento y número de raíces en los brotes no hubo diferencias significativas entre tratamientos; el tratamiento T3 (Hormonagro en líquido) fue el mejor tratamiento en lo que respecta a la longitud de raíces en brotes (3,23 cm).

- ✚ El sustrato compuesto por tierra orgánica fue el que presentó mejores resultados en el enraizamiento de acodos aéreos de *Cinchona officinalis* L., debido a que alcanzó un porcentaje de enraizamiento del 50 % a diferencia de los otros sustratos.

7. RECOMENDACIONES

- ✚ Debido a que las semillas en *Cinchona officinalis* L., son diminutas y se dispersan de inmediato al abrirse los frutos, se recomienda realizar la siembra en forma inmediata para evitar que pierdan su capacidad germinativa y viabilidad.

- ✚ En vista de que *Cinchona officinalis* L., es una especie difícil de propagar por partes vegetativas, se sugiere coleccionar brotes de esta especie como un método alternativo de repoblación forestal, ya que se lograron obtener altos porcentajes de enraizamiento de brotes a nivel de invernadero.

- ✚ Realizar más trabajos de investigación sobre el enraizamiento de brotes en *Cinchona officinalis* L., ya que en la actualidad, no se encuentran trabajos relacionados a la propagación “*in vivo*” por medio de brotes.

- ✚ Realizar futuras investigaciones de propagación sexual y asexual en *Cinchona officinalis* L., tomando en cuenta otros factores como: edad de la planta, estado fenológico del árbol, época de recolección, fases lunares, etc., y utilizar fitohormonas y sustratos diferentes que permitan obtener excelentes resultados para hacer un análisis de varianza entre los tratamientos.

- ✚ Consolidar una alianza estratégica entre la Universidad Nacional de Loja, GAD's parroquiales y otras instituciones no gubernamentales con interés en proyectos de investigación en propagación sexual y asexual en *Cinchona officinalis* L., con el fin de recuperar ecosistemas degradados y de esa manera lograr vincularse con la población

8. BIBLIOGRAFÍA

Acosta Solís, Misael. 1980. Mi actividad de investigador y divulgador científico. Publicación miscelánea (Vol. núm. 308). Quito: Instituto Ecuatoriano de Ciencias Naturales, Ecuador.

Aguirre, N. 2004. Plan de manejo de la micro cuenca “San Simón”, Loja. Manejo de Cuencas Hidrográficas. Universidad Nacional de Loja. Loja, Ecuador.

Aguirre, Z. 1992. Folleto de divulgación sobre el JBRE. Facultad de Ciencias Agrícolas. Universidad Nacional de Loja. Loja, Ecuador. 12 pág.

Aldaz, L., Ochoa, I. 2011. Propagación Asexual de diez Especies Forestales y Arbustivas en el Jardín Botánico “Reinaldo Espinosa”. Tesis de Ingeniería Forestal. Loja, Ecuador. 113 pág.

Álvarez, C., G. 1999. Técnicas para la propagación por semillas de plantas superiores. UNL. 13 pág.

Anda, A. 2002. La Cascarilla. Ed. Universidad Técnica Particular de Loja. Loja – Ecuador. 192 pág.

Anderson, L y Taylor, C. 1994. Rubiaceae, Cinchoneae, Coptosapelteae. En: Harling G. Anderson L (Eds). Flora of Ecuador, 50 pág.

Añazco, M. 2000. Producción de plantas. CAMAREN. Quito. 119 p.

Apolo, M. 2012. Germinación en laboratorio e influencia de los hongos micorrízicos y la aplicación de nutrientes en el crecimiento de dos procedencias de *Cinchona pubescens*, a nivel de invernadero. Tesis de Grado. Carrera de Ingeniería Forestal. UNL. Loja, Ecuador. 78 pág.

Aponte, R; y Sanmartin, J. 2011. Fenología y ensayos de germinación de diez especies forestales nativas, con potencial productivo maderable y no maderable del bosque protector el bosque de la parroquia San Pedro de Vilcabamba, Loja. Tesis de Ingeniería Forestal. Loja, Ecuador. 125 pág.

Arboleda, D. 2007. Protocolos de propagación de las especies *Prumnopitys montana* y *Tabebuia Chrysantha* a partir de estacas y semillas bajo condiciones in vitro y ex vitro. Tesis de Ingeniería en Gestión Ambiental. Universidad Técnica Particular de Loja. Loja, Ecuador. 72 pág.

Armijos R. y C. Pérez. 2011. Germinación y multiplicación in vitro en *Cinchona pubescens* Vahl y *Cinchona officinalis* Linneo. Laboratorio de Fisiología Vegetal, Universidad Técnica Particular de Loja (Ecuador). Departamento de Biología Vegetal, E.T.S. Ingenieros Agrónomos, Universidad Politécnica de Madrid, España. 10 pág.

Armijos, A., Sinche M. 2013. Distribución y propagación asexual de cuatro especies forestales nativas en vivero utilizando dos tipos de sustratos, en la Hoya de Loja. Tesis de grado. Carrera de Ingeniería Forestal. UNL. Loja, Ecuador. 112 pág.

Balzarini M.G., Gonzalez L., Tablada M., Casanoves F., Di Rienzo J.A., Robledo C.W. 2008. Manual del Usuario, Editorial Brujas, Córdoba, Argentina. 336 pág.

Buddenhagen. CE, J. Renteria., M. Gardener, S.R. Wilkinson. M. soria, P. Yanez, A. Tye, and R. Valle. 2004. Control of a highly invasive tree *Cinchona pubescens* in Galapagos. Weed Technology 18: 1994 -1202.

Bussmann, R. W. (2006). Manteniendo el balance de naturaleza y hombre: La diversidad florística andina y su importancia para la diversidad cultural-ejemplos del Norte de Perú y Sur de Ecuador.

Cárdenas F. 2005. Sustratos para la horticultura - Sistema de muestro VTC: 5,1. 8 p.

Carrión, D. 2011. Un Ejemplo De Mecanismo De Distribución De Beneficios. Programa Socio Bosque. Subsecretaría de Cambio Climático-MAE. Disponible en: URL:<http://www.forestcarbonpartnership.org>. Pdf.

Castillo M; Cueva. 2006. Propagación a nivel de invernadero y estudio de regeneración natural de dos especies de Podocarpaceas en su hábitat natural. Tesis Ing. Forestal. Loja, Ec. Carrera de Ingeniería Forestal, Universidad Nacional de Loja. 81 p.

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. 200 pág.

Centro Integrado de Geomática Ambiental (CINFA). 2006. Estado de Conservación del Área de Bosque y Vegetación Protectora “Hoya de Loja”: Importancia Ecológica. Loja, Ec. 30 pág.

Chamba, J. 2002. Propagación en Vivero de seis especies forestales promisorias de la zona seca de la Provincia de Loja. Tesis de Ingeniería Forestal. Loja, Ecuador. 90 pág.

Coz A., Alban J., Epiquien M., Alcántara J. 2005. Evaluación de la viabilidad y germinación de las quinas en el Perú. Memorias de XIV Reunión Científica del ICBAR, Perú.

Cuculiza, P. 1985. Propagación de Plantas. Lima, Perú. Talleres gráficos Villanueva. 280 pág.

Cueva, O. 1997. Recolección, Clasificación y Estudio Etnobotánica de los Recursos Filogenéticos Arbóreos y Arbustivos Nativos Productores de Frutos Comestibles de la Provincia de Loja. UNL. Loja, Ecuador.

Ecuaquímica. 2013. Página oficial. Consultado el 20/04/2013. Disponible en: http://www.ecuaquimica.com/hormonagro_flores.html.

Fajardo A; Velandia D. 2004. Reproducción y adaptación en vivero de algunas especies representativas en las áreas rurales del distrito capital de la Región de Sumapaz. Sumapaz, Co. Vol. 8. Universidad Distrital Francisco José de Caldas y Jardín Botánico José Celestino Mutis. 21 pág.

Garmendia, A. 2005. El árbol de la quina (*Cinchona* spp), Distribución, caracterización de su Hábitat y arquitectura, UTPL.

Gonzaga, L; y Moncayo, M. 2012. Fenología, producción de hojarasca y ensayos de germinación de las principales especies nativas del bosque protector “El Bosque” parroquia San Pedro de Vilcabamba, Loja. Tesis de Ingeniería Forestal. Loja, Ecuador. 117 pág.

Hartmann H; Kester D. 1998. Propagación de plantas, principios y prácticas. Trad. Ing. Agrónomo. A. Ambrosi. Ambrosi, Mé.

Hartmann, H; Kester, D; David, F. 1990. Propagación de plantas. Principios y prácticas. Primera edición. Parte II. Propagación de semillas. 155 pág.

Henríquez, E. 2004. Evaluación de tres factores de enraizamiento en estacas de Morera (*Morus alba*). Tesis Ing. Agrónomo, Escuela de Agronomía, Universidad de Chile. Chile. 77 pág.

Hernández T. 2006. Propagación vegetativa de *Podocarpus reichei* Buchh. Por medio de estacas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo. Tesis Ing. Forestal. Universidad Autónoma Chapingo. México. 97 pág.

Jäger H. 2011. *Cinchona pubescens*. Enzyklopädie der Holzgewächse. Wiley VCH Verlag, Weinheim, Alemania (in press).

Laboratorio de Micropropagación Vegetal. 2015. Guía para la propagación *in vivo* e *in vitro* de especies forestales en la provincia de Loja. UNL. Loja, Ecuador. 30 pág.

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

López, H y Valladolid, D. 2014. Evaluación de tres tipos de sustratos en la propagación vegetativa por estacas y acodos aéreos de tres especies forestales nativas de la reserva natural el cristal, de la Parroquia San Sebastián, Cantón Loja, Provincia de Loja. Tesis de Ingeniero Forestal. Loja, Ecuador. 154 pág.

Madsen, J. 2012. Historia cultural de la cascarilla de Loja (pp. 385-399). En Z. Aguirre, J. Madsen, E. Cotton, H. Balslev. Botánica Austroecuatorial. Estudio sobre los recursos vegetales en las provincias de El Oro, Loja y Zamora Chinchipe. Quito, Ecuador. Ediciones Abya Yala.

Mesén, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles: Uso de propagadores de subirrigación. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza CATIE. Programa de investigación. Proyecto de semillas Forestales – PROSEFOR. Turrialba, Costa Rica. 36 pág.

Miller, V.E. 1967. Fisiología Vegetal. Traducida por Francisco de la Torre. México. 388 p.

Ministerio del Ambiente del Ecuador (MAE). 2000. Estrategías para el Desarrollo Forestal Sustentable del Ecuador. Quito, Ecuador. 7 pág.

Ministerio del Ambiente del Ecuador (MAE). 2011. Estimación De La Tasa De Deforestación Del Ecuador Continental. Quito, Ecuador. Disponible en: http://web.ambiente.gob.ec/sites/default/files/users/mponce/TasasDeforestacionEcuador.Ver_.03.05.11.pdf.

Ministerio del Ambiente del Ecuador (MAE). 2012. Sistema De Clasificación De Los Ecosistemas Del Ecuador Continental: criterios para la clasificación y definición de la leyenda de los ecosistemas. Quito, Ecuador. 17 pág.

Moreno P. 1996. Vida y obra de granos y semillas. Disponible en: <http://bibliotecadigital.ilce.edu.mx/sites/ciencia/volumen3/ciencia3/146/htm/vidayob.htm>. (Consultado diciembre 7, 2015).

Morillo L. 2015. Estudio fenológico y propagación de *Bursera graveolens* (Kunth) Triana & Planch en la comunidad de Malvas, cantón Zapotillo, provincia de Loja. Tesis de Ingeniería Forestal. Loja, Ecuador. 125 pág.

Muñoz, V. M. 1993. Notas del Centro Productor de Semillas de Árboles Forestales. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Chile.

Nieto, M. 2000. Remedios para el imperio: Historia Natural y la apropiación del nuevo mundo. ICAH. Pág. 184-232.

Nieto, W. 2005. Enraizamiento de estacas de palo santo (*Bursera graveolens* (H.B.K.) Triana & Planchón) mediante la utilización de reguladores de crecimiento en Lambayeque - Perú. Tesis previa a la obtención del Título en Master en Conservación de Recursos Forestales. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima Perú. 200 pág.

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.

Rentería J. 2002. Ecología y Manejo de la Cascarilla (*Cinchona pubescens* Vahl), en Santa Cruz, Galápagos, UNL. Loja, Ecuador.

Rodríguez R. 2006. Germinación de semillas de Árbol de la Quina (*Cinchona* sp.) procedentes de la Cascarilla-Jaén (\pm 1870 msnm), sembradas a nivel del mar. Libro de resúmenes del XIII Encuentro Científico Internacional de Verano. Perú.

SEMARNAT, 2005. Clases de Semillas. Consultado: 27 abril 2012. Disponible en <http://www.semarnat.gob.mx/educacionambiental/Paginas/inicio.aspx>.

Solano, R. 2000. Propagación por acodaduras aéreas de Ocho Especies Vulnerables en el Jardín Botánico “Reinaldo Espinosa”. Tesis de Grado de Ingeniero Agrónomo. UNL. Loja, Ecuador.

Soto P. 2004. Reproducción vegetativa por estacas en *Amomyrtus luma* (luma), *Amomyrtus meli* y *Luma apiculata* (arrayán) mediante el uso de plantas madres jóvenes y adultas. Tesis Ing. Forestal, Facultad de Ciencias Forestales, Universidad Austral de Chile. 64 pág.

Ugsiña, M. 2012. Propagación de sachá capulí (*vallea stipularis*) utilizando cuatro bioestimulantes en tres sustratos, bajo invernadero, en el vivero del consorcio río blanco, Parroquia Químiag, Cantón Riobamba. Tesis de Ingeniería Forestal. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Carrera de Ingeniería forestal. Ecuador, Riobamba. 130 pág.

Ulloa C, Moller P. 1993. Árboles y arbustos de los Andes del Ecuador. Quito – Ecuador. Pág. 183 – 184.

9. ANEXOS

Anexo 1. Resultados de la germinación de semillas *Cinchona officinalis* L

Tratamiento	Repetición	Días a la germinación	N° Semillas sembradas	N° Semillas germinadas	% Germinación acumulada
T1	1	5	20	0	0
T1	1	10	20	0	0
T1	1	15	20	0	0
T1	1	20	20	0	0
T1	1	25	20	2	10
T1	1	30	20	5	25
T1	1	35	20	8	40
T1	1	40	20	10	50
T1	1	45	20	12	60
T1	1	50	20	12	60
T1	1	55	20	12	60
T1	1	60	20	12	60
T1	2	5	20	0	0
T1	2	10	20	0	0
T1	2	15	20	0	0
T1	2	20	20	0	0
T1	2	25	20	1	5
T1	2	30	20	2	10
T1	2	35	20	4	20
T1	2	40	20	7	35
T1	2	45	20	8	40
T1	2	50	20	8	40
T1	2	55	20	8	40
T1	2	60	20	8	40
T1	3	5	20	0	0
T1	3	10	20	0	0
T1	3	15	20	0	0
T1	3	20	20	0	0
T1	3	25	20	2	10
T1	3	30	20	3	15
T1	3	35	20	5	25
T1	3	40	20	6	30
T1	3	45	20	8	40
T1	3	50	20	8	40
T1	3	55	20	8	40
T1	3	60	20	8	40
T2	1	5	20	0	0
T2	1	10	20	0	0
T2	1	15	20	0	0

Continúa.....

T2	1	20	20	0	0
T2	1	25	20	0	0
T2	1	30	20	1	5
T2	1	35	20	3	15
T2	1	40	20	5	25
T2	1	45	20	6	30
T2	1	50	20	6	30
T2	1	55	20	6	30
T2	1	60	20	6	30
T2	2	5	20	0	0
T2	2	10	20	0	0
T2	2	15	20	0	0
T2	2	20	20	0	0
T2	2	25	20	0	0
T2	2	30	20	2	10
T2	2	35	20	3	15
T2	2	40	20	4	20
T2	2	45	20	8	40
T2	2	50	20	9	45
T2	2	55	20	9	45
T2	2	60	20	9	45
T2	3	5	20	0	0
T2	3	10	20	0	0
T2	3	15	20	0	0
T2	3	20	20	0	0
T2	3	25	20	0	0
T2	3	30	20	3	15
T2	3	35	20	6	30
T2	3	40	20	8	40
T2	3	45	20	10	50
T2	3	50	20	11	55
T2	3	55	20	11	55
T2	3	60	20	11	55
T3	1	5	20	0	0
T3	1	10	20	0	0
T3	1	15	20	0	0
T3	1	20	20	0	0
T3	1	25	20	2	10
T3	1	30	20	5	25
T3	1	35	20	8	40
T3	1	40	20	13	65
T3	1	45	20	15	75
T3	1	50	20	16	80
T3	1	55	20	16	80

Continúa.....

T3	1	60	20	16	80
T3	2	5	20	0	0
T3	2	10	20	0	0
T3	2	15	20	0	0
T3	2	20	20	0	0
T3	2	25	20	1	5
T3	2	30	20	4	20
T3	2	35	20	7	35
T3	2	40	20	11	55
T3	2	45	20	13	65
T3	2	50	20	13	65
T3	2	55	20	13	65
T3	2	60	20	13	65
T3	3	5	20	0	0
T3	3	10	20	0	0
T3	3	15	20	0	0
T3	3	20	20	0	0
T3	3	25	20	3	15
T3	3	30	20	6	30
T3	3	35	20	10	50
T3	3	40	20	12	60
T3	3	45	20	13	65
T3	3	50	20	14	70
T3	3	55	20	14	70
T3	3	60	20	14	70
T4	1	5	20	0	0
T4	1	10	20	0	0
T4	1	15	20	0	0
T4	1	20	20	0	0
T4	1	25	20	4	20
T4	1	30	20	9	45
T4	1	35	20	12	60
T4	1	40	20	14	70
T4	1	45	20	15	75
T4	1	50	20	16	80
T4	1	55	20	16	80
T4	1	60	20	16	80
T4	2	5	20	0	0
T4	2	10	20	0	0
T4	2	15	20	0	0
T4	2	20	20	0	0
T4	2	25	20	3	15
T4	2	30	20	6	30
T4	2	35	20	8	40

Continúa.....

T4	2	40	20	11	55
T4	2	45	20	14	70
T4	2	50	20	16	80
T4	2	55	20	16	80
T4	2	60	20	16	80
T4	3	5	20	0	0
T4	3	10	20	0	0
T4	3	15	20	0	0
T4	3	20	20	0	0
T4	3	25	20	4	20
T4	3	30	20	7	35
T4	3	35	20	10	50
T4	3	40	20	12	60
T4	3	45	20	15	75
T4	3	50	20	17	85
T4	3	55	20	18	90
T4	3	60	20	18	90
T5	1	5	20	0	0
T5	1	10	20	0	0
T5	1	15	20	0	0
T5	1	20	20	0	0
T5	1	25	20	0	0
T5	1	30	20	1	5
T5	1	35	20	3	15
T5	1	40	20	5	25
T5	1	45	20	6	30
T5	1	50	20	6	30
T5	1	55	20	6	30
T5	1	60	20	6	30
T5	2	5	20	0	0
T5	2	10	20	0	0
T5	2	15	20	0	0
T5	2	20	20	0	0
T5	2	25	20	0	0
T5	2	30	20	1	5
T5	2	35	20	2	10
T5	2	40	20	4	20
T5	2	45	20	4	20
T5	2	50	20	4	20
T5	2	55	20	4	20
T5	2	60	20	4	20
T5	3	5	20	0	0
T5	3	10	20	0	0
T5	3	15	20	0	0

Continúa.....

T5	3	20	20	0	0
T5	3	25	20	0	0
T5	3	30	20	0	0
T5	3	35	20	1	5
T5	3	40	20	1	5
T5	3	45	20	2	10
T5	3	50	20	2	10
T5	3	55	20	2	10
T5	3	60	20	2	10

Anexo 2. Cuadro resumen de los resultados de la germinación de semillas de *Cinchona officinalis* L

TIPOS DE SUSTRATOS															
DÍAS	T1 (1:1:1)			T2 (2:1:1)			T3 (1:1:2)			T4 (TESTIGO TURBA)			T5 (TESTIGO TIERRA)		
	N° semillas sembradas	N° semillas germinadas	% Germinación acumulada	N° semillas sembradas	N° semillas germinadas	% Germinación acumulada	N° semillas sembradas	N° semillas germinadas	% Germinación acumulada	N° semillas sembradas	N° semillas germinadas	% Germinación acumulada	N° semillas sembradas	N° semillas germinadas	% Germinación acumulada
5	60	0	0	60	0	0	60	0	0	60	0	0	60	0	0
10	60	0	0	60	0	0	60	0	0	60	0	0	60	0	0
15	60	0	0	60	0	0	60	0	0	60	0	0	60	0	0
20	60	0	0	60	0	0	60	3	5	60	8	13,33	60	0	0
25	60	1	1,67	60	1	1,67	60	7	11,67	60	16	26,67	60	0	0
30	60	4	6,67	60	3	5	60	13	21,67	60	21	35,00	60	1	1,67
35	60	8	13,33	60	5	8,33	60	17	28,33	60	28	46,67	60	2	3,33
40	60	11	18,33	60	13	21,67	60	25	41,67	60	33	55,00	60	5	8,33
45	60	18	30,00	60	16	26,67	60	34	56,67	60	38	63,33	60	7	11,67
50	60	24	40,00	90	26	28,89	60	43	71,67	60	45	75,00	60	9	15
55	60	28	46,67	60	26	43,33	60	43	71,67	60	50	83,33	60	12	20
60	60	28	46,67	60	26	43,33	60	43	71,67	60	50	83,33	60	12	20
Total			46,67			43,33			71,67			83,33			20

Anexo 3. Resultado del enraizamiento de brotes de *Cinchona officinalis* L

Tratamiento	Evaluación (días)	N° Total brotes	N° Brotes (muestra)	N° Brotes enraizados	N° Raíces formadas	Longitud de raíces	% Enraizamiento
T1	30	60	20	18	4	1,8	90
T1	60	60	20	20	5	2,1	100
T1	90	60	20	20	7	2,3	100
T2	30	60	20	19	4	2	95
T2	60	60	20	16	6	2,2	80
T2	90	60	20	18	8	2,6	90
T3	30	60	20	19	6	3	95
T3	60	60	20	18	7	3,3	90
T3	90	60	20	18	9	3,4	90

Anexo 4. Resultado del enraizamiento de acodos aéreos de *Cinchona officinalis* L

Tratamiento	Repetición	Evaluación (días)	N° Acodos realizados	N° Acodos vivos	N° Acodos enraizados	N° Raíces formadas	Longitud de raíces	% Enraizamiento
T1	1	30	2	2	0	0	0	0
T1	1	60	2	2	0	0	0	0
T1	1	90	2	2	2	30	3,5	100
T1	2	30	2	2	0	0	0	0
T1	2	60	2	2	0	0	0	0
T1	2	90	2	2	1	20	4	50
T1	3	30	2	2	0	0	0	0
T1	3	60	2	1	0	0	0	0
T1	3	90	2	1	0	0	0	0
T2	1	30	2	2	0	0	0	0
T2	1	60	2	2	0	0	0	0
T2	1	90	2	1	0	0	0	0
T2	2	30	2	2	0	0	0	0
T2	2	60	2	2	0	0	0	0
T2	2	90	2	2	0	0	0	0
T2	3	30	2	2	0	0	0	0
T2	3	60	2	1	0	0	0	0
T2	3	90	2	1	0	0	0	0
T3	1	30	2	2	0	0	0	0
T3	1	60	2	1	0	0	0	0
T3	1	90	2	1	0	0	0	0
T3	2	30	2	2	0	0	0	0
T3	2	60	2	2	0	0	0	0
T3	2	90	2	2	0	0	0	0
T3	3	30	2	1	0	0	0	0
T3	3	60	2	1	0	0	0	0
T3	3	90	2	1	0	0	0	0

Anexo 5. Imágenes de la germinación de semillas de *Cinchona officinalis* L

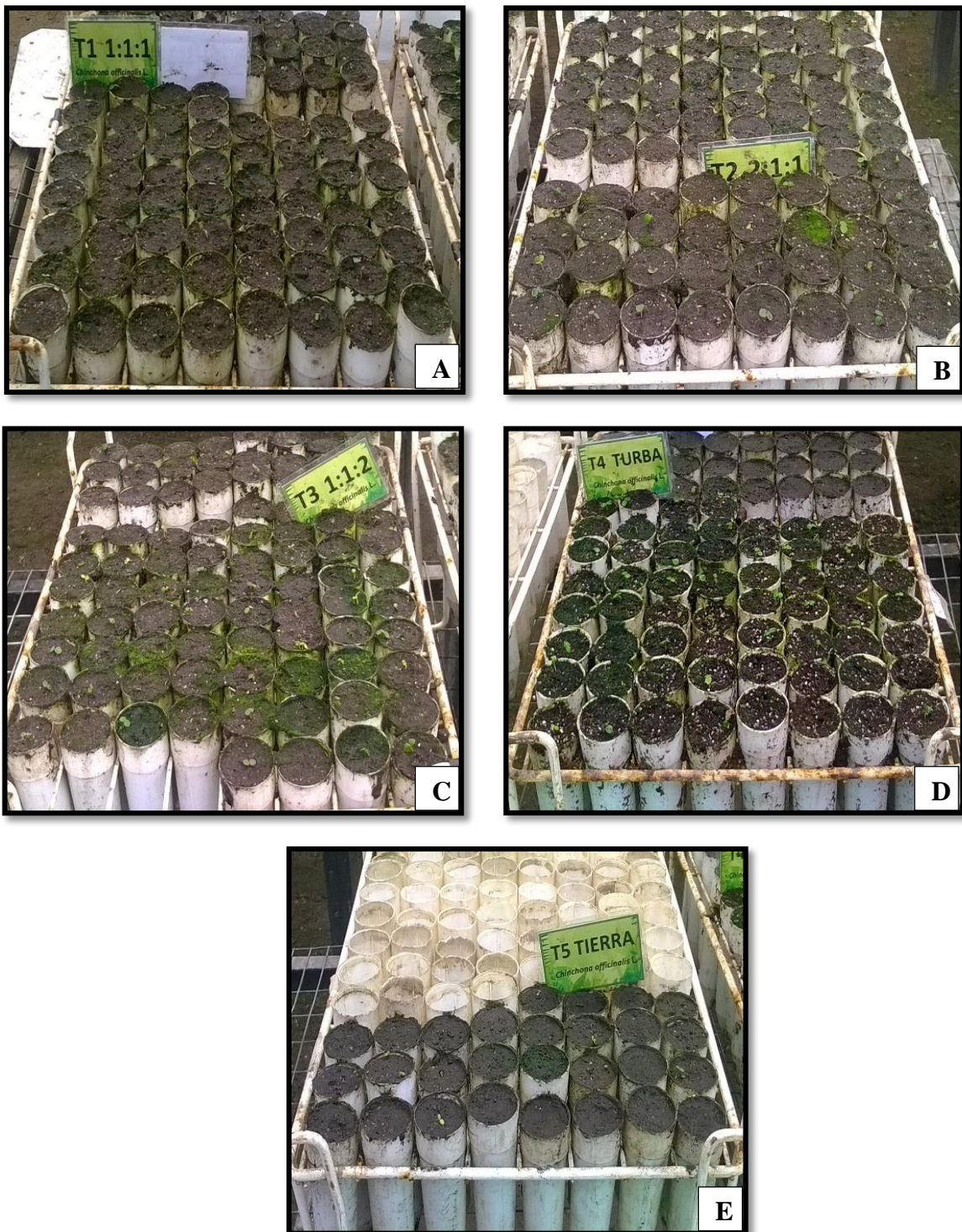


Figura 33. Germinación de semillas a los 60 días de la especie en estudio, con sus respectivos tratamientos: A) T1; B) T2; C) T3; D) T4; E) T5

Anexo 6. Imágenes de las estacas de *Cinchona officinalis* L., en el invernadero de la Universidad Nacional de Loja

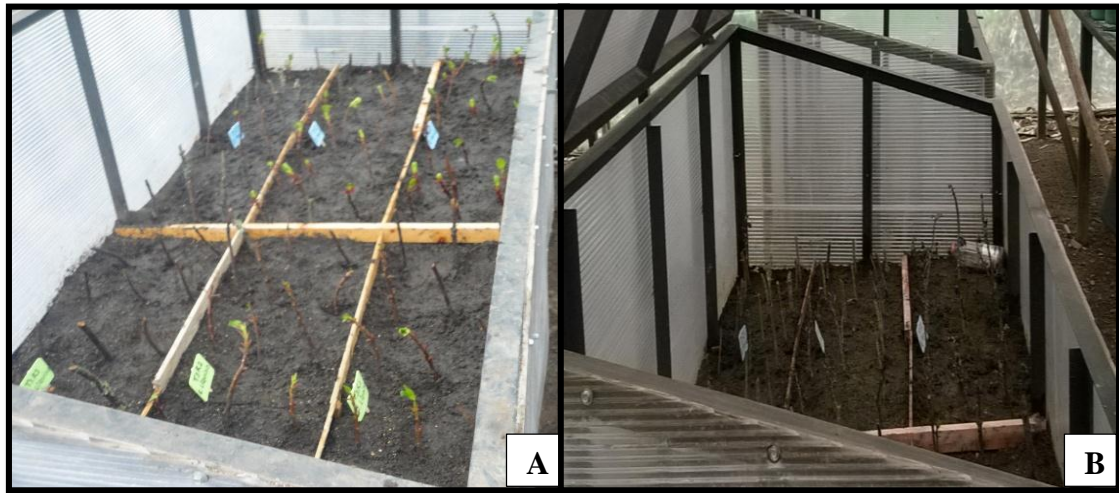


Figura 34. A) Siembra de estacas en el Subirrigador; B) marchitamiento y putrefacción de las estacas

Anexo 7. Imágenes de brotes de *Cinchona officinalis* L., en el invernadero de la Universidad Nacional de Loja

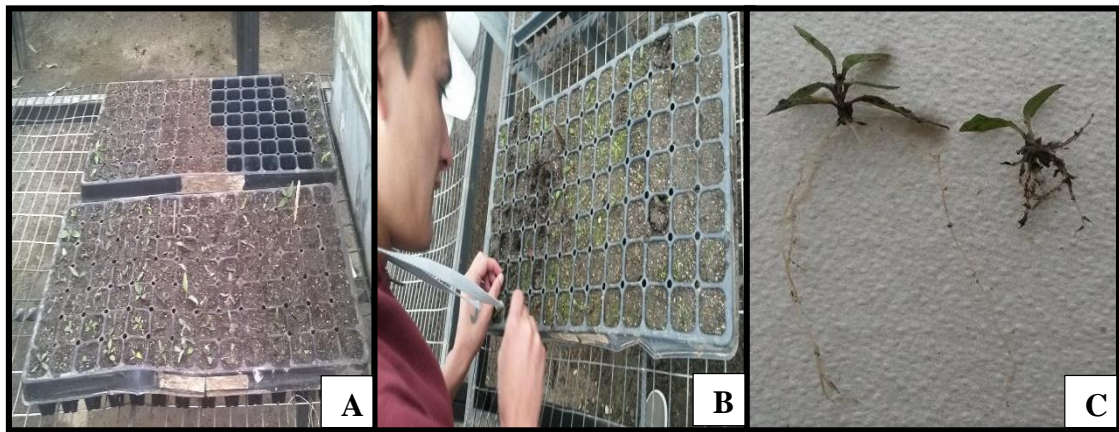


Figura 35. A) Siembra de brotes; B) evaluación de brotes; C) enraizamiento de brotes

Anexo 8. Imágenes de acodos aéreos de *Cinchona officinalis* L., en el Jardín Botánico “Reinaldo Espinosa” de la Universidad Nacional de Loja

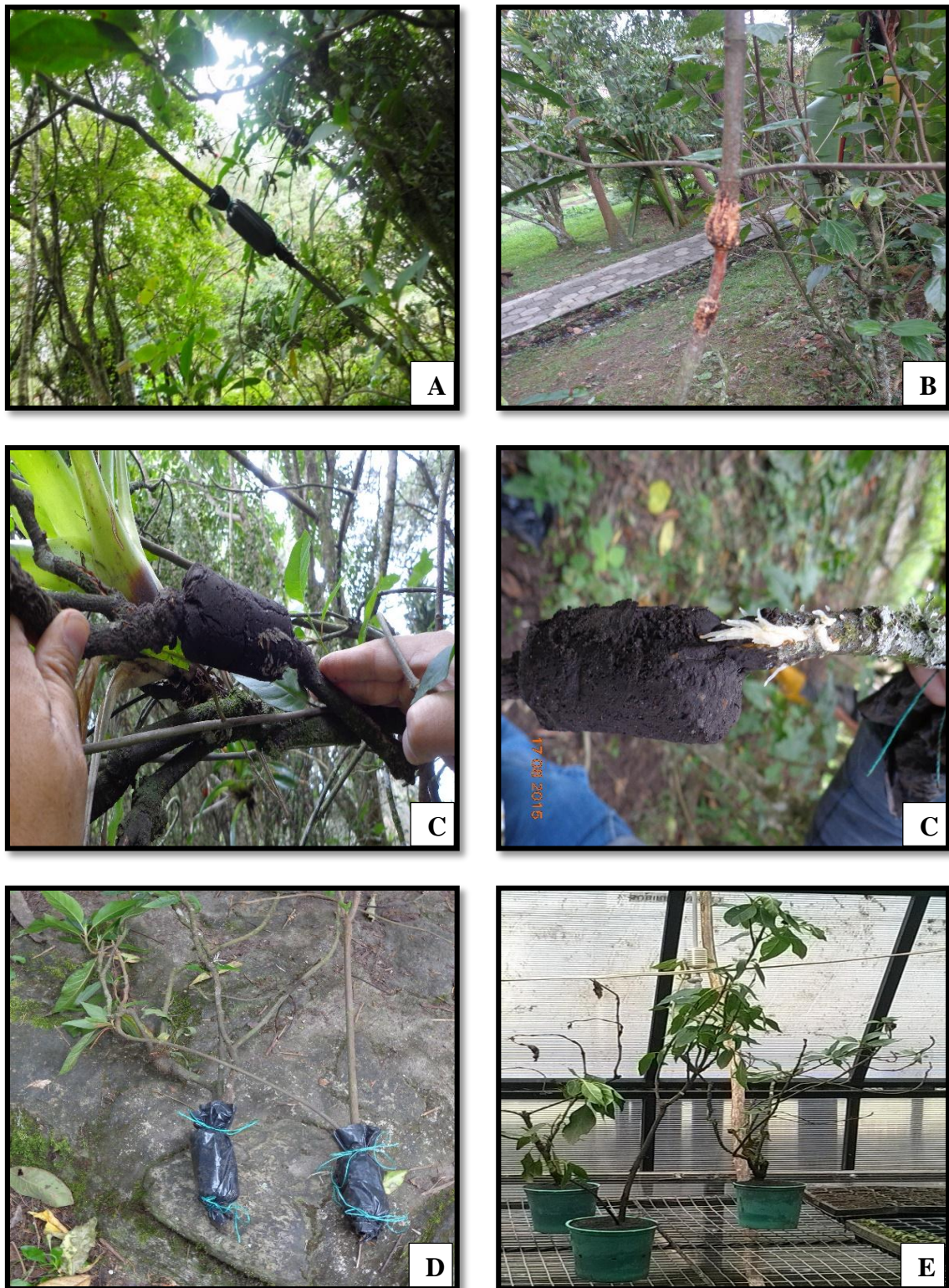


Figura 36. A) Acodo aéreo realizado; B) protuberancias; C) enraizamiento; D) corte y transporte; E) acodos aéreos recién transplantados

Anexo 9. Imágenes de la socialización de la tesis al equipo técnico del Laboratorio de Micropropagación Vegetal



Anexo 10. Imágenes de la socialización de la tesis a los estudiantes del cuarto y quinto año de la Carrera de Ingeniería Forestal



Anexo11. Tríptico divulgativo de la tesis realizada

RESULTADOS

2. Resultados de la propagación asexual

2.1. Resultados del ensayo de enraizamiento de estacas

TRATAMIENTO	VARIABLES			
	% Enraizamiento	Nº Raíces	Longitud de raíces	% Brotación
T1 (Sin Hormonario)	0	0	0	0
T2 (Hormonario 1)	0	0	0	0
T3 (Hormonario HV)	0	0	0	0

2.2. Resultado del ensayo de enraizamiento de brotes

TRATAMIENTO	VARIABLES		
	Nº raíces	Longitud de raíces	% Enraizamiento
T1 (Sin hormonario)	5,33	2,07	96,67
T2 (Hormonario 1)	6	2,27	88,33
T3 (Hormonario HV)	7,33	3,23	91,67

2.3. Resultado del ensayo de enraizamiento de acodos aéreos

TRATAMIENTO	VARIABLES		
	Nº raíces	Longitud de raíces	% Enraizamiento
T1 (tierra orgánica)	15	3,75	90
T2 (muesgo sphagnum)	0	0	0
T3 (aserrín)	0	0	0


CONCLUSIONES

El T3 (1:2) y T4 (sustrato turba) presentaron los más altos porcentajes de germinación en semillas de *Cinchona officinalis* L., a nivel de invernadero (71,67 % y 88,33 %), cuya germinación inició a los 20 días y se estabilizó a los 55 días y el T5 (sustrato tierra) fue el que presentó el más bajo porcentaje de germinación (20 %) a nivel de invernadero, cuya germinación inició a los 25 días y se estabilizó a los 55 días.

La especie de *Cinchona officinalis* L., no respondió a la propagación vegetativa por estacas con los tratamientos aplicados, debido a que se trata de una especie con características muy leñosas, que impiden la proliferación de raíces y el desarrollo de brotes nuevos. Así mismo, los dos hormonarios enraizantes comerciales (Hormonario 1 y Enraizador H.V) no iniciaron en el prendimiento de estacas.

El enraizamiento de brotes en *Cinchona officinalis* L., respondió favorablemente a la propagación vegetativa en los tres tratamientos: T1 (Sin Hormonario), T2 (Hormonario en polvo) y T3 (Hormonario en líquido). En lo referente al porcentaje de enraizamiento y número de raíces en los brotes no hubo diferencia significativa entre tratamientos; el tratamiento T3 (Hormonario en líquido) fue el mejor tratamiento en lo que respecta a la longitud de raíces en brotes (3,23 cm).

El sustrato compuesto por tierra orgánica fue el que presentó mejores resultados en el enraizamiento de acodos aéreos de *Cinchona officinalis* L., debido a que alcanzó un porcentaje de enraizamiento del 90 % a diferencia de los otros sustratos.



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
 Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables
 Laboratorio de Micropropagación Vegetal
 Carrera de Ingeniería Forestal


“PROPAGACIÓN *IN VIVO* DE *Cinchona officinalis* L., A PARTIR DE MATERIAL VEGETAL SEXUAL Y ASEXUAL, CON FINES DE CONSERVACIÓN DE LA ESPECIE”

RESPONSABLE:
Marcelo Gil Pando Montano

DIRECTOR:
Eng. Msc. José Antonio Moreno Serrano

CODIRECTOR:
Eng. Oscar Hugo Torres Guzmán, Mg. Cde

Loja - Ecuador
 2016



RECOMENDACIONES

En vista de que *Cinchona officinalis* L., es una especie difícil de propagar por partes vegetativas, se sugiere coleccionar brotes de esta especie como un método alternativo de repoblación forestal, ya que se lograron obtener altos porcentajes de enraizamiento de brotes a nivel de invernadero.

Realizar más trabajos de investigación sobre el enraizamiento de brotes de *Cinchona officinalis* L., ya que en la actualidad no se encuentran trabajos relacionados a la propagación "in vivo" por medio de brotes.

Realizar futuras investigaciones de propagación sexual y asexual de *Cinchona officinalis* L., tomando en cuenta otros factores como: edad de la planta, estado fenológico del árbol, época de recolección, fases lunares, etc., y utilizar fitohormonas y sustratos diferentes que permitan obtener excelentes resultados para hacer un análisis de varianza entre los tratamientos.

Cara anterior

INTRODUCCIÓN

La provincia de Loja es poseedora de una gran diversidad de especies, como es el caso del género *Cinchona*, mismo que ha sido objeto de una explotación sin previsiones para el futuro. La excesiva demanda de la cascarilla a partir del siglo XVII, provocó la explotación irracional de las especies que comprenden este género, principalmente en esta Provincia (Anda 2002).

Cinchona Officialis L., es una especie forestal que viene desapareciendo en nuestro territorio nacional por muchas razones: deforestación, tala ilegal, agricultura migratoria, quemas periódicas, desconocimiento, entre otras. A pesar de ser considerada mundialmente como salvadora de la humanidad ante las fiebres recurrentes de malaria o paludismo, enfermedad que reinó imperterbamente durante casi dos siglos, hoy la *Cinchona Officialis* L., se halla casi extinta (Acosta 1980).

Bajo esta perspectiva, y con el ánimo de aportar al conocimiento y conservación de la especie *Cinchona officialis* L., se realizó la presente investigación: **"Propagación in vivo de *Cinchona officialis* L., a partir de material vegetal sexual y asexual, con fines de conservación de la especie"**

OBJETIVO GENERAL

⇒ Contribuir a la generación de información sobre la propagación in vivo de *Cinchona officialis* L., con fines de conservación de la especie.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- ⇒ Determinar métodos convencionales para la propagación in vivo de *Cinchona officialis* L., a partir de semillas.
- ⇒ Establecer métodos convencionales para la multiplicación in vivo de *Cinchona officialis* L., a partir de propagación vegetativa.
- ⇒ Difundir los resultados de la investigación a los actores sociales interesados, para su conocimiento y aplicación.

METODOLOGÍA

1. Ubicación del área de estudio

La presente investigación se desarrolló en dos áreas de la Región Sur del Ecuador: a) en el Vivero del Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional de Loja (UNL) ubicado entre las coordenadas geográficas (UTM WGS 84): Sur 9 554 105,70 y Este 699 757,75, lugar donde se estableció los respectivos ensayos: germinación de semillas, enraizamiento de estacas y enraizamiento de brotes de *Cinchona officialis* L.; y, b) en el Jardín Botánico "Reinaldo Espinosa", ubicado entre las coordenadas geográficas (UTM WGS 84): Sur 9 553 558,77 y Este 699 948,69, lugar donde se estableció el ensayo de los acodos aéreos.

2. Metodología para ensayar la propagación sexual

2.1. Metodología para probar la germinación de semillas

Se probaron tres tipos de sustratos más dos testigos: Sustrato tierra, arena y turba en las proporciones 1:1; 2:1 y 1:2 más los testigos turba (100 %) y tierra (100 %) y se evaluaron dos variables de respuesta: número de semillas germinadas y porcentaje de germinación.

3. Metodología para ensayar la propagación asexual

3.1. Metodología para probar el enraizamiento de estacas

Se probó el efecto de dos hormonas enraizantes: Homonagro 1 y Enraizador H.V. Se evaluaron las siguientes variables de respuesta: porcentaje de enraizamiento, número de raíces, longitud de raíces y porcentaje de brotación.

3.2. Metodología para probar el enraizamiento de brotes

Se probó el efecto de dos hormonas enraizantes: Homonagro 1 y Enraizador H.V. Se evaluaron las siguientes variables de respuesta: número de raíces, longitud de raíces y porcentaje de enraizamiento.

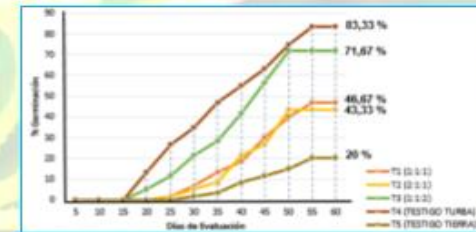
3.3. Metodología para probar el enraizamiento de acodos aéreos

Se probó el efecto de 3 tipos de sustratos: tierra orgánica, musgo *sphagnum* y aserrín. Se evaluaron 3 variables de respuesta: número de raíces, longitud de raíces y porcentaje de enraizamiento.

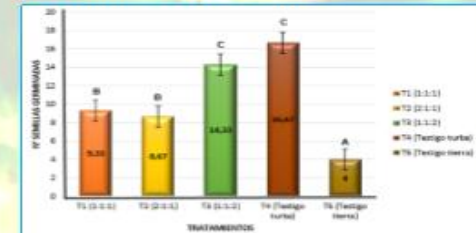
RESULTADOS

1. Resultados de la propagación sexual

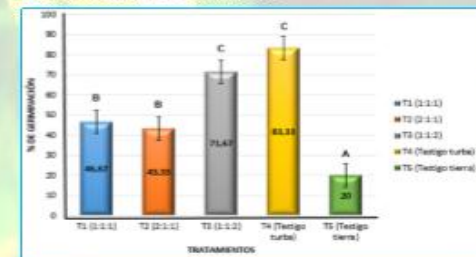
1.1. Curva de germinación acumulativa



1.2. Número de semillas germinadas



1.3. Porcentaje de germinación



Cara posterior