



UNIVERSIDAD  
CATÓLICA  
DE CUENCA

**UNIVERSIDAD CATÓLICA DE CUENCA**

*Comunidad Educativa al Servicio del Pueblo*

**UNIDAD ACADÉMICA DE CIENCIAS**

**AGROPECUARIAS**

**CARRERA DE INGENIERIA AGRONÓMICA**

**EFFECTO DE ENRAIZADORES EN ESQUEJES DE GAÑAL  
(*Oreocallis grandiflora*) Y QUISHUAR (*Buddleja incana*)  
BAJO CÁMARA HÚMEDA.**

**TRABAJO DE TITULACIÓN O PROYECTO DE INTEGRACIÓN  
CURRICULAR PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE  
INGENIERO AGRÓNOMO**

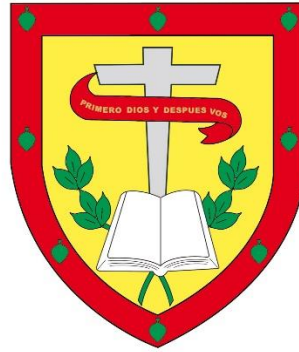
**AUTOR: FREDDY FABIAN RIVERA MAYANCELA**

**DIRECTOR: ING. XAVIER ESTEBAN ESPINOZA BUSTAMANTE**

**CUENCA - ECUADOR**

**2021**

**DIOS, PATRIA, CULTURA Y DESARROLLO**



**UNIVERSIDAD CATÓLICA DE CUENCA**

*Comunidad Educativa al Servicio del Pueblo*

**UNIDAD ACADÉMICA DE CIENCIAS**

**AGROPECUARIAS.....**

**CARRERA DE INGENIERIA AGRONÓMICA .....**

**EFFECTO DE ENRAIZADORES EN ESQUEJES DE GAÑAL  
(*Oreocallis grandiflora*) Y QUISHUAR (*Buddleja incana*) BAJO  
CÁMARA HÚMEDA.**

**TRABAJO DE TITULACIÓN O PROYECTO DE INTEGRACIÓN  
CURRICULAR PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE  
INGENIERO AGRÓNOMO**

**AUTOR: FREDDY FABIAN RIVERA MAYANCELA**

**DIRECTOR: ING. XAVIER ESTEBAN ESPINOZA BUSTAMANTE**

**CUENCA - ECUADOR**

**2021**

**DIOS, PATRIA, CULTURA Y DESARROLLO**

## DECLARACIÓN

Yo, Freddy Fabián Rivera Mayancela, de numero de cedula 0350064002, declaro bajo juramento que el trabajo aquí descrito es de mi autoría; que no ha sido previamente presentado para ningún grado o calificación profesional; y, que he consultado las referencias bibliográficas que se incluyen en este documento.



---

FREDDY FABIAN RIVERA MAYANCELA  
**ESTUDIANTE**

## CERTIFICACIÓN

Certifico que el presente trabajo fue desarrollado por **Freddy Fabian Rivera Mayancela**, bajo mi supervisión.



---

Ing. Xavier Esteban Espinoza Bustamante

**DIRECTOR**

## DEDICATORIA

El presente trabajo se lo dedico a Dios y a la Virgen de Dolores, con la bendición de ellos he podido alcanzar en cumplir mi sueño, también gracias a ellos tuve las fuerzas necesarias para continuar con mis estudios en los duros momentos que se presentaron en mi vida.

A mi papá quien me educo con valores correctos para ser una buena persona en la sociedad, además con sus consejos me inculco para formarme profesionalmente, me apoyo fuertemente toda la vida, hoy he cumplido su sueño, aunque el ya no está junto a mí, pero desde el cielo me ha guiado siempre.

A mi mamá, quien es lo más importante que tengo en mi vida, me ha apoyado durante mi carrera estudiantil, me brinda su amor incondicional y me motivaba para luchar por mis sueños.

A mi familia, aquellos que siempre estuvieron pendientes, aconsejándome y dándome el apoyo necesario para no rendirme y culminar con mi educación.

Este trabajo es el fruto de los esfuerzos que se presentó en el tiempo de la vida académica y en todo momento.

## AGRADECIMIENTOS

Agradezco A Dios por darme vida, brindarme salud y protección, sabiduría, entendimiento, por cuidarme y guiarme por un buen camino dándome su amor divino.

A mi papá Manuel Antonio Rivera, quien desde el cielo me guía, y siempre tengo en mi corazón, recordando los esfuerzos que realizo para verme triunfar en esta etapa educativa, también siempre perdurará sus sabios consejos que me inspiraron a seguir adelante. A mi mamá María Blanca Mayancela, por su sacrificio, consejos y amor, quien ha estado siempre pendiente de mí, mil gracias a estos dos seres, por enseñarme valores y demostrando que el amor de padres es el más noble y bello que existe.

A toda mi familia por ayudarme a cumplir mi sueño con sus consejos y apoyo moral.

A la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Católica de Cuenca, por poner a mi disposición docentes quienes compartieron sus conocimientos para formarme profesionalmente, en particular al ingeniero Xavier Esteban Espinoza Bustamante por su colaboración en el desarrollo de la investigación del trabajo de titulación y también a todos los profesores que conforman la carrera de ingeniería agronómica.

## ÍNDICE DE CONTENIDOS

DECLARACIÓN.....	iii
CERTIFICACIÓN.....	iv
DEDICATORIA.....	v
AGRADECIMIENTOS.....	vi
ÍNDICE DE CONTENIDOS.....	vii
LISTA DE FIGURAS.....	xii
LISTA DE CUADROS.....	xiii
LISTA DE ANEXOS.....	xiv
RESUMEN.....	xv
ABSTRACT.....	xvi
1. INTRODUCCIÓN.....	xvii
CAPITULO 2.....	19
2. Marco teórico.....	19
2.1 La Cordillera de los Andes.....	19
2.2 Los ecosistemas.....	19
2.3 Bosque Andino.....	20
2.4 Importancia para la conservación de los Bosques andinos.....	21
2.5 Deforestación.....	22
2.6 Deforestación y pérdida de bosques andinos en el Ecuador.....	22
2.6.1 Deforestación en la Provincia del Azuay.....	22
2.7 Alternativas para frenar la deforestación.....	23
2.7.1 Ley forestal para frenar la deforestación.....	23
2.7.2 Sistema Agrosilvicultura.....	24
2.7.3 Sistema Agrosilvopastoril.....	24
2.7.4 Sistema Silvopastoril.....	24
2.8 Áreas protegidas de flora y fauna del Ecuador.....	24
2.9 Área protegida.....	25
2.9.1 Parque Nacional.....	25
2.9.2 Reserva Ecológica.....	25
2.9.3 Reserva geobotánica.....	26
2.9.4 Reserva de producción de fauna.....	26

2.9.5	Área nacional de recreación.....	26
2.9.6	Reserva biológica.....	26
2.9.7	Refugio de vida silvestre .....	26
2.9.8	Reserva marina.....	26
2.9.9	Área ecológica de conservación.....	27
2.10	Área protegida comunitaria.....	27
2.10.1	Área protegida autónoma descentralizada.....	27
2.10.2	Área protegida privada .....	27
2.11	Importancia de reforestar.....	32
2.12	Restauración forestal.....	32
2.13	Restauración ecológica .....	33
2.14	Restauración o/y repoblación forestal.....	33
2.15	Especies forestales endémicas de los bosques andinos del Ecuador.....	33
2.16	Propagación de especies nativas como alternativa a la deforestación.....	36
2.17	Descripción taxonómica del Gañal especie en estudio: .....	36
2.18	Descripción dendrológica del Gañal: .....	37
2.18.1	Arbusto o Árbol.....	37
2.18.2	Hojas.....	37
2.18.3	Flores .....	37
2.18.4	Fruto.....	37
2.18.5	Semillas.....	37
2.18.6	Raíz.....	37
2.18.7	Distribución y ecología.....	37
2.18.8	Requerimientos Climáticos .....	38
2.18.9	Multiplicación y Propagación .....	38
2.18.10	Usos .....	38
2.19	Descripción Taxonómica del Quishuar especie en estudio: .....	39
2.20	Descripción dendrológica del Quishuar:.....	39
2.20.1	Árbol.....	39
2.20.2	Hojas.....	39
2.21	Flores .....	40
2.21.1	Fruto.....	40

2.21.2	Semillas.....	40
2.21.3	Raíz.....	40
2.21.4	Distribución y ecología.....	40
2.21.5	Requerimientos Climáticos .....	40
2.21.6	Multiplicación y Propagación .....	41
2.21.7	Usos .....	41
2.22	Multiplicación y propagación en especies forestales andinos: .....	41
2.22.1	Propagación sexual .....	41
2.22.2	Propagación vegetativa o asexual .....	42
2.23	Condiciones ambientales para el enraizamiento de esquejes.....	43
2.23.1	Temperatura ambiente .....	43
2.23.2	Humedad relativa .....	44
2.24	Desinfección de los esquejes .....	44
2.25	Importancia y ventajas de la propagación por esquejes o estacas.....	44
2.26	Sustrato .....	44
2.26.1	Propiedades físicas del sustrato .....	44
2.26.2	Propiedades químicas del sustrato.....	45
2.26.3	Otras propiedades del sustrato.....	45
2.27	Sustratos designados para la investigación .....	45
2.27.1	Fibra de coco.....	45
2.27.2	Humus de lombriz.....	46
2.28	Reguladores de crecimiento vegetal.....	46
2.28.1	Auxinas.....	46
2.28.2	Giberelinas .....	47
2.28.3	Citocininas.....	48
2.29	Enraizadores químicos .....	48
2.29.1	Ácido indol butírico (AIB) .....	48
2.30	Enraizadores Naturales .....	49
2.30.1	Agua de Coco ( <i>Cocos nucifera L.</i> ).....	50
2.30.2	Extracto de Sauce ( <i>Salix fragilis</i> ).....	50
2.31	Propagadores o viveros.....	51
2.32	Cámara húmeda.....	51

CAPITULO 3.....	52
3. Metodología.....	52
3.1 Localización del Área Experimental.....	52
3.2 Materiales .....	53
3.2.1 Material vegetal.....	53
3.2.2 Materiales físicos .....	53
3.2.3 Insumos .....	53
3.2.4 Sustrato .....	53
3.3 Diseño experimental .....	53
3.3.1 Características del experimento .....	54
3.3.2 Tratamientos estudiados.....	54
3.4 Variables en estudio.....	54
3.5 Manejo del experimento .....	55
3.5.1 Localización de las especies.....	55
3.5.2 Extracción de esquejes .....	55
3.6 Desinfección de los esquejes .....	56
3.7 Preparación de enraizadores .....	56
3.8 Preparación del sustrato .....	58
3.9 Llenado de bandejas .....	59
3.10 Siembra .....	60
3.11 Cuidados culturales bajo la cámara húmeda .....	61
3.12 Registro de datos e información .....	63
3.12.1 Días de brotación .....	63
3.12.2 Numero de brotes.....	63
3.12.3 Crecimiento de brotes (cm).....	63
3.12.4 Porcentaje de esquejes enraizados.....	64
3.12.5 Longitud de raíces .....	64
3.12.6 Determinar el volumen de la raíz (fase laboratorio) .....	65
3.12.7 Peso seco y peso fresco de la raíz (fase laboratorio).....	65
CAPITULO 4.....	66
4. Resultados y discusión .....	66
4.1 Días de brotación.....	66

4.2	Numero de brotes a los 30 días .....	67
4.3	Numero de brotes a los 45 días .....	67
4.4	Numero de brotes a los 60 días .....	67
4.5	Numero de brotes a los 75 días .....	68
4.6	Numero de brotes a los 90 días .....	68
4.7	Crecimiento de brotes a los 30 días .....	69
4.8	Crecimiento de brotes a los 45 días .....	70
4.9	Crecimiento de brotes a los 60 días .....	71
4.10	Crecimiento de brotes a los 75 días.....	72
4.11	Crecimiento de brotes a los 90 días.....	73
4.12	Porcentaje de esquejes enraizados .....	74
4.13	Longitud de raíces .....	74
4.14	Volumen de raíces.....	75
4.15	Peso fresco de raíces .....	76
4.16	Peso seco de raíces .....	77
4.17	Datos de temperatura en °C .....	78
4.18	Datos de la humedad relativa .....	79
4.19	Discusión de Resultados .....	79
4.19.1	Días de Brotación .....	79
4.19.2	Numero de brotes.....	79
4.19.3	Crecimiento de brotes.....	80
4.19.4	Porcentaje de esquejes enraizados.....	80
4.19.5	Longitud y volumen de la raíz .....	80
CAPITULO 5.....		82
5.	Conclusiones .....	82
CAPITULO 6.....		83
6.	Recomendaciones .....	83
Bibliografía.....		84
ANEXOS.....		95

## LISTA DE FIGURAS

Fig.1. Mapa de la cordillera de los Andes. ....	19
Fig. 2. Estructura de algunas auxinas naturales (IAA, IBA, PAA, CI-IAA) y sintéticas (NAA, dicamba, 2,4-D y 2,4,5-T) .....	47
Fig. 3. Localización del lugar donde se realizó la investigación.....	52
Fig. 4. a) planta madre Quishuar. b) planta madre Gañal. c) esquejes extraídos. ....	56
Fig. 5. Solución desinfectante. ....	56
Fig. 6. a) agua de coco. b) Ácido indolbutírico. c) esquejes en los enraizantes. ....	58
Fig. 7. a) fibra de coco. b) humus de lombriz. c) sustrato preparado. ....	59
Fig. 8. a) bandeja forestal. b) bandeja con el sustrato. ....	60
Fig. 9. a) siembra de esquejes. b) esquejes sembrados. ....	61
Fig. 10. a) riego por sistema de nebulización. b) medidor de temperatura. c) data logger. d) riego manual. ....	62
Fig. 11. a) brotación en esqueje de Quishuar. b) brotación en esqueje de Gañal. ....	63
Fig. 12. Medición de los brotes con un calibrador. ....	64
Fig. 13. Medición de la longitud de la raíz. ....	65
Fig. 14. a) peso fresco de la raíz. b) raíz dentro de la estufa para su respectivo secado. ....	66
Fig. 15. Días de Brotación.....	66
Fig. 16. Número de brotes a los 30 días. ....	67
Fig. 17. Número de brotes a los 45 días. ....	67
Fig. 18. Número de brotes a los 60 días. ....	68
Fig. 19. Número de brotes a los 75 días. ....	68
Fig. 20. Número de brotes a los 90 días. ....	69
Fig. 21. Crecimiento de brotes a los 30 días. ....	70
Fig. 22. Crecimiento de brotes a los 45 días. ....	71
Fig. 23. Crecimiento de brotes a los 60 días. ....	72
Fig. 24. Crecimiento de brotes a los 75 días. ....	73
Fig. 25. Crecimiento de brotes a los 90 días. ....	74
Fig. 26. Porcentaje de esquejes enraizados por tratamiento.....	74
Fig. 27. Longitud de raíces.....	75
Fig. 28. Volumen de raíces. ....	76
Fig. 29. Peso fresco de raíces.....	77

Fig. 30. Peso seco de la raíz.....	78
Fig. 31 datos de la temperatura al interior de la cámara húmeda.....	78
Fig. 32. Porcentaje de humedad promedio generado al interior de la cámara húmeda. ....	79

## LISTA DE CUADROS

Cuadro No 1. Demostración del rendimiento hídrico de bosques andinos frente a otros tipos de bosques.....	20
Cuadro No 2. Sistema Nacional de áreas protegidas del Ecuador.....	27
Cuadro No 3. Lista de especies nativas del Ecuador .....	34
Cuadro No 4. Descripción de los tratamientos en estudio.....	54
Cuadro No 5. Análisis de varianza de Crecimiento de brotes a los 30 días con Test Tukey al 0,05. ....	69
Cuadro No 6. Análisis de varianza de Crecimiento de brotes a los 45 días con Test Tukey al 0,05. ....	70
Cuadro No 7. Análisis de varianza de Crecimiento de brotes a los 60 días con Test Tukey al 0,05. ....	71
Cuadro No 8. Análisis de varianza de Crecimiento de brotes a los 75 días con Test Tukey al 0,05. ....	72
Cuadro No 9. Análisis de varianza de Crecimiento de brotes a los 90 días con Test Tukey al 0,05. ....	73
Cuadro No 10. Análisis de varianza de volumen de raíces con Test Tukey al 0,05.....	75
Cuadro No 11. Análisis de varianza de peso fresco de raíces con Test Tukey al 0,05.....	76

## LISTA DE ANEXOS

Anexo 1: Plantilla de datos de los días de brotación. ....	95
Anexo 2: Plantilla de datos de numero de brotes. ....	97
Anexo 3: Planilla de datos de crecimiento de brotes promediado. ....	98
Anexo 4: Planilla de datos de porcentaje de esquejes enraizados. ....	99
Anexo 5: Planilla de datos promedio de longitud (cm) de las raíces de los esquejes enraizados. .....	99
Anexo 6: planilla de datos del volumen de la raíz de los esquejes enraizados.....	99
Anexo 7: Planilla de datos del peso fresco y seco de la raíz de los esquejes enraizados. .	100
Anexo 8: Planilla de datos meteorológicos.....	100
Anexo 9: Verificación de auto plagio por el Sistema Turnitin.....	101
.....	102
Anexo 10: Autorización de publicación en el repositorio institucional .....	104
Anexo 11: Declaración de Autoría y Responsabilidad.....	106

## RESUMEN

La deforestación ha causado la disminución de bosques nativos, afectando a los ecosistemas, sin embargo, para recuperar las áreas forestales una alternativa fundamental es la propagación de especies forestales nativas y proceder con la reforestación, el objetivo de la presente investigación fue evaluar el efecto de enraizantes en esquejes de Gañal (*Oreocallis grandiflora*) y Quishuar (*Buddleja incana*) bajo cámara húmeda, como aporte a la producción de especies forestales nativas y/o ecológicamente vulnerables. Se utilizó un diseño experimental completamente al azar con ocho tratamientos y cinco repeticiones, obteniendo 40 unidades experimentales, cada una formada por 35 esquejes que fueron aplicados los diferentes tratamientos, los mismos que fueron sembrados en bandejas forestales que contenían el sustrato fibra de coco más humus de lombriz y trasladados al interior de una cámara húmeda, se analizó los datos estadísticos mediante el análisis de varianza y la prueba de significación del Tukey al 5% mediante aplicación InfoStat. Dado como resultados T6 (Quishuar + IBA) y T4 (Quishuar + agua de coco) respondieron a la propagación vegetativa asexual por esquejes, el tratamiento T6 (Quishuar + IBA) presentó brotaciones de yemas a los 21 días y T4 (Quishuar + agua de coco) a los 28 días. La especie nativa forestal *Oreocallis grandiflora*, no respondió a la propagación vegetativa asexual, debido a que se trata de una especie que generalmente se desarrolla en temperaturas que presentan un rango de 7°C a 27°C. Por lo tanto, la cámara húmeda no contribuye positivamente en la propagación vegetativa asexual de estas especies.

**Palabras clave:** deforestación, especies nativas, enraizantes, propagación vegetativa asexual, cámara húmeda.

## ABSTRACT

Deforestation has caused the decrease of native forests, affecting ecosystems, however, to recover forest areas, a fundamental alternative is the propagation of native forest species and proceed with reforestation. The objective of this research was to evaluate the effect of rooting cuttings of Gañal (*Oreocallis grandiflora*) and Quishuar (*Buddleja incana*) under humid chamber, as a contribution to the production of native forest species and / or ecologically vulnerable. A completely randomized experimental design was used with eight treatments and five replications, obtaining 40 experimental units, each one formed by 35 cuttings that were applied the different treatments, which were planted in forest trays containing coconut fiber substrate plus earthworm humus and transferred to the interior of a humid chamber, the statistical data were analyzed by analysis of variance and the Tukey significance test at 5% using the InfoStat application. Give as results T6 (Quishuar + IBA) and T4 (Quishuar + coconut water) at 28 days. The native forest species, *Oreocallis grandiflora*, did not respond to asexual vegetative propagation, because it is a species that generally develops at temperatures ranging from 7°C to 27°C. Therefore, the humid chamber does not contribute positively to the asexual vegetative propagation of these species.

**Keywords:** Deforestation, Native species, Rooting, Asexual vegetative propagation, Humid chamber.

# 1. INTRODUCCIÓN

La deforestación es la causa principal que genera cambios consecuentes en los ecosistemas, la mayor parte de las causas es producto del ser humano (Altamirano & Lara, 2010). La gran preocupación que se está viviendo es la reducción de la superficie de los bosques esto traerá alcance la pérdida de la biodiversidad (García, y otros, 2019).

La deforestación es el resultado por la tala excesiva de bosques con el fin de extraer recurso madereros, también se debe al aumento de la agricultura, ganadería que se ha adaptado en lugares que fueron cobertura forestal, además la presencia de construcción de nuevas viviendas por el aumento de la población, así mismo empresas mineras y proyectos planteados para construir autopistas y vías alternas para acortar el tiempo en viajar, todos estos aspectos dieron origen a las causas y consecuencias por la deforestación (Garrido, 2018).

En el mundo se ha perdido 420 millones de hectáreas de bosques debido a la deforestación desde 1990, en el periodo de 2010-2015 la tasa anual de deforestación fue de 12 millones de ha, el rito disminuyo en el periodo 2015-2020 la tasa anual de deforestación es de 10 millones de ha (FAO, 2020).

En la década de 1990 Ecuador registraba 14,5 millones de ha de bosque nativo, pero en 2018 se registró aproximadamente 12,5 millones de hectáreas de bosque nativo, se nota en las últimas décadas una pérdida de la cobertura forestal en nuestro país (Valdez Duffau & Cisneros Guachimboza, 2020).

La reforestación es una estrategia ambiental para conservar el ecosistema y evitar la pérdida de los bosques nativos, mantener en buen estado el ambiente natural se puede lograr con la restauración o repoblación de los lugares que son esenciales e importantes para la vida (Pereira, 2019).

Para evitar la pérdida de los bosques nativos, una alternativa mencionada es la restauración con las mismas especies nativas forestales. Las especies nativas no son del todo conocidas y se carece de protocolos de propagación y, consecuentemente, la disponibilidad de estas especies en viveros, por esta razón se puede obtener nuevas plántulas con métodos de propagación asexual, mediante partes vegetales, como raíz, tallo, hojas entre otros (Castro, Cuellar, Salazar, & Pérez, 2020).

Algunas de las especies se propagan por medio de estacas o esquejes, de hecho, no todas van a enraízan fácilmente, por lo que es necesario utilizar sustancias inductoras de enraizamiento, conocidas como enraizantes naturales, de igual manera los enraizantes pueden acelerar el tiempo de formación de raíces, y en poco tiempo tener nuevas plantas para empezar con la reforestación y restauración del lugar.

Hay buenos resultados de propagación mediante esquejes con aplicación de enraizantes naturales como el extracto de sauce y el agua de coco, Condori (2006) en una investigación de propagación dio a conocer el éxito que obtuvo al aplicar los dichos enraizantes naturales en esquejes de una especie forestal. También Enríquez (2015) demostró un mejor resultado al aplicar el siguiente enraizante AIB (Ácido indolbutírico) con él tuvo resultados satisfactorios de enraizamiento en una especie nativa forestal.

El Gañal (*Oreocallis grandiflora*) es apreciada como planta medicinal, sus hojas son utilizadas para prevenir las caries, sus flores se utilizan en infusión para reducir la fiebre, nefritis, malestares de la gripe (Tene, y otros, 2007).

La especie Quishuar (*Buddleja incana*) está considerada como especie patrimonial de nuestro país Ecuador (Polo, Paredes, Maldonado, Cuesta, & Pinto, 2017). Así mismo posee características medicinales para el tratamiento de enfermedades de la piel como la papilomatosis cutánea y otros. En estudios de análisis *in vivo* se demostró el efecto antiinflamatorio para casos de gastritis (Tasayco, Vasquez, Loarte, Palomino, & Evangelista, 2008).

Estas dos especies contribuyen a la reforestación, protegen el suelo del proceso erosivo, disminuyendo la velocidad del aire, manteniendo la estabilidad geomorfológica del suelo e incrementando los niveles de retención de humedad. También, forman parte fundamental en la alimentación de polinizadores (Cardenas, 2017).

**Objetivo General.**

- Evaluar el efecto de enraizantes en esquejes de Gañal (*Oreocallis grandiflora*) y Quishuar (*Buddleja incana*) bajo cámara húmeda

**Objetivos Específicos.**

- Identificar el enraizante que genera mejores características de desarrollo de los esquejes
- Determinar la especie que responde de mejor manera a los enraizantes aplicados.

## CAPITULO 2

### 2. MARCO TEÓRICO

#### 2.1 La Cordillera de los Andes

La cordillera de los andes tiene una historia de su formación muy antigua, se habla que su estructura cuya formación tuvo comienzo durante el periodo Jurásico, cuando se produjo el proceso de subducción el mismo que dio la formación que hoy en día es un conjunto montañoso. Esta estructura cada vez es más compleja, generando combinación de magmatismo activo esto da formación a volcanes y rocas plutónicas toda esta causa es por la subducción que significa el choque de la placa oceánica con la continental (FAO, 2014).

Se dice que la cordillera de los Andes es una cadena de montañas de América del Sur comprendida entre los 11° de latitud N y los 55° de latitud S, que cruza por los países Argentina, Bolivia, Chile, Colombia, Ecuador, Perú y parte de Venezuela. Esta es la cordillera más larga de la Tierra, con cerca de 7.500 km de longitud. La altura media ronda los 4.000 metros, con su punto más alto en el Aconcagua (6.961 m), convierte a esta montaña en una de las más alta del planeta fuera del sistema de los Himalayas (FAO, 2014). (Fig.1)



Fig.1. Mapa de la cordillera de los Andes.

Fuente: (FAO, 2014)

Principalmente la cordillera de los Andes forma una de las regiones de mayor diversidad ambiental y geomorfológica en el mundo, también se considera lugar extremo por demostrar sorprendentes tipos de paisajes, climas, y comunidades vegetales del mundo, se cree que es la cuna de una civilización unos de los pocos lugares en donde se desarrolló la civilización, surgiendo el Imperio Inka (Barreda & Holle, 2002)

#### 2.2 Los ecosistemas

Naturalmente un ecosistema es un conjunto de sistemas complejos reemplazados por numerosos componentes; seres vivos y ambiente físico; que interactúan en diferentes escalas

temporales y espaciales, consintiendo el intercambio entre la energía y la materia, y como consecuencia de estas interacciones, conservan una estructura y función específicas, por lo que significan algo más que la simple suma de cada uno de sus componentes (Badii, Landeros, & Cerna, 2007).

Así mismo, se definieron como un conjunto de comunidades de plantas, animales, microorganismos y medio ambiente inorgánico que interactúan como una unidad funcional. Los seres humanos son parte general de los ecosistemas (Escobar, Cárdenas, & Bedoya, 2017).

Los bosques son parte del ecosistema, presentan una mixtura propia de humedad, temperatura, geomorfología e historia evolutiva que establecen una altísima diversidad florística a diferentes escalas. Los métodos evolutivos a escala continental y regional, las características geomorfológicas, los tipos de suelos subyacentes, la variación en los patrones de precipitación, la fragmentación de hábitats y el gradiente de temperatura han creado un ambiente idóneo para la variación y mantenimiento de las especies registradas en los bosques montanos del Ecuador (Ministerio del Ambiente, 2012).

### 2.3 Bosque Andino

El bosque andino, se encuentra ubicado en la Cordillera de los Andes, en la parte norte de América del Sur. Ubicados en los siguientes países que son Venezuela, Colombia, Ecuador y Perú. El bosque andino se caracteriza por encontrarse a una altitud que varía desde los 700 metros sobre el nivel del mar a los 4.000 metros, con una alta humedad y niebla (FAO, 2014).

Por su altitud elevada, las temperaturas son bajas, similares a la de bosques montanos intertropicales, cuenta con varias especies de plantas que crecen solo en este tipo de ecosistemas. Asimismo, es el hábitat de una gran cantidad de especies de aves y de plantas más de 8.000 especies, que habitan sus tierras secas, frías y húmedas (Ibarra, 2018).

Si un bosque se encuentra en una altitud entre 2.000 y 4.000 msnm, la misma que llega a tener temperaturas entre los 12 y los 6 grados centígrados, en ciertos periodos del año puede llegar a alcanzar los 0 grados centígrados. También si el bosque se encuentra en una altitud entre los 700 y los 2.000 msnm, el cual obtiene una temperatura de 14 y 20 grados centígrados, si el bosque se encuentra en una altitud más baja entre 300 y 700 msnm presenta una temperatura media mayor a los 18 grados centígrados (Ibarra, 2018).

Un bosque andino presenta una humedad relativa que puede variar entre 60% y saturación, además si el bosque está rodeado de niebla y nubes bajas la radiación solar será moderada. La presencia frecuente de la niebla disminuye la evapotranspiración, la mayor parte de las fuentes hídricas naturales se encuentran en los bosques andinos, asimismo se puede mencionar que según los bosques existe un rendimiento hídrico de mayor a menor porcentaje (Tobón, 2013). (Cuadro 1).

Cuadro No 1. Demostración del rendimiento hídrico de bosques andinos frente a otros tipos de bosques.

Bosque	Rendimiento
Bosque alto Andino (niebla)	53-63 %

<b>Bosque Andino</b>	36-63%
<b>Bosque seco tropical</b>	19-27%
<b>Bosque Húmedo tropical</b>	26-42%

Fuente: (Tobón, 2013)

## 2.4 Importancia para la conservación de los Bosques andinos

Se caracterizan los bosques andinos por su alta diversidad y endemismo, muestra una variedad de paisajes naturales formadas al interior y exterior de ellos, además es parte de su importancia que radica en los servicios ecosistémicos que prestan, como el abastecimiento de agua, la fertilidad de los suelos, el almacenamiento de carbono, entre otros (Sabogal, Besacier, & McGuire, 2015).

Se reconoce al bosque como protector del suelo formando una capa o cubierta forestal, cuando existe lluvias intensas es en donde actúa protegiendo el impacto de las gotas de lluvia, así mismo genera materia orgánica al suelo mineral y mantiene altas tasas de infiltración y percolación en el suelo y subsuelo de la misma forma permite que el agua de la lluvia penetre en el suelo y se mueva tanto en forma lateral (flujo sub superficial) como vertical (percolación profunda) (Reyes, Fallas, Miranda, Segura, & Sanchez, 2002).

El flujo vertical genera la percolación la cual crea acuíferos en el suelo y estos a su vez mantienen el flujo base durante la estación seca. El acuífero funciona como un espacio tridimensional que almacena agua en forma dinámica, esto indica que gana y pierde agua en el tiempo. El material rocoso sin capacidad de formar un acuífero se denomina acuífugo. En general, los acuíferos formados por gravas y arenas son los más productivos en términos de rendimiento hídrico por esta razón el bosque es considerado el conservador hídrico (Reyes, Fallas, Miranda, Segura, & Sanchez, 2002).

Los bosques en general ayudan en mantener el ambiente, el aire en un estado puro sin que exista impurezas por el efecto de contaminaciones que son realizadas día a día por la intervención del ser humano, la revolución industrial es la causante en generar una contaminación excesiva al nuestro ambiente, en principal el aire es el más afecto ya que esto es una mezcla entre los principales gases, por esta razón un bosque amortigua las emisiones de los gases de efecto invernadero y regulan el cambio climático (Rodríguez & Ferreiro, 2011).

Pero no obstante el ser humano actúa de forma insatisfecha el mismo que inicia con la deforestación y eliminando el bosque que se encuentra en una área, ese terreno llegara a adquirir riesgos de obtener erosiones y deslizamientos por el motivo que debilito el suelo por eliminar el bosque que por la acción de las raíces de las especies vegetales que situaban dentro del mismo, mantenían fijada el terreno, de esta manera un bosque protege los suelos, ayuda a regular la erosión y a evitar derrumbes y deslizamientos (Minambiente, 2021).

También la importancia radica en su gran diversidad paisajística incluyendo nevados, lagunas, lagos, pajonales y bosques de altura. Definitivamente, unida a todo esto está la posibilidad de la investigación de los páramos o bosques andinos dentro de diversas disciplinas como la biología, antropología, energética, biotecnología y otras disciplinas más.

## 2.5 Deforestación

La deforestación no es más que la pérdida notable de biodiversidad, desde 1990 mencionan que a nivel mundial se ha perdido un total de 420 millones de hectáreas de bosque a causa del ser humano que intervino para el uso de la tierra para otros fines necesarios, pese que la tasa de deforestación ha disminuido en los últimos tres períodos (FAO & PNUMA, 2020)

Entre 2015 y 2020, se estima que la tasa de deforestación que se ha perdido en un total de 10 millones de hectáreas al año, sabiendo que en la década de 1990 era de 12 millones de hectáreas al año. La superficie de bosques primarios se está viendo que más de 100 millones de hectáreas de bosques están siendo afectadas por: incendios forestales, plagas, enfermedades, especies introducidas, sequías y fenómenos meteorológicos adversos. La propagación de la agricultura y ganadería son la causa del 40% de la deforestación de bosques tropicales entre los años 2000 y 2010 (FAO & PNUMA, 2020).

Ecuador es el país con la mayor tasa de deforestación de Latinoamérica en comparación con su tamaño, incluso más que Brasil (El Universo, 2019).

En las últimas tres décadas, la deforestación habría sido constante, en especial si se tiene en cuenta que Ecuador registraba en 2018 aproximadamente 12,5 millones de hectáreas de bosque nativo, frente a las 14,5 que tenía en la década de 1990. A ello se le suma que en las últimas tres décadas se habría triplicado la superficie de plantaciones forestales o bosques plantados. Para este fin, en 2013 se creó el Plan Nacional de Forestación y Reforestación, con el objetivo de promover la forestación con fines productivos y así aminorar la presión sobre los bosques nativos (Valdez Duffau & Cisneros Guachimboza, 2020).

A pesar de ello, la tala forestal no se habría detenido. La deforestación promedio en el período 2008-2014 sería de 47.497 hectáreas de bosque mientras que entre 2014-2016 se registraría un aumento a 61.112 hectáreas por año. El principal factor que explica la estadística antes referida es la expansión de la frontera agrícola. (Valdez Duffau & Cisneros Guachimboza, 2020).

## 2.6 Deforestación y pérdida de bosques andinos en el Ecuador

Una investigación realizada da a conocer los resultados sobre la deforestación de los bosques tropicales en el Ecuador los mismos que son reveladores y preocupantes. El estudio halló que en tan solo 26 años se ha perdido, en promedio, el 39,4 % del bosque tropical en Ecuador (Montaño, 2021).

El área más afectada es la provincia de Esmeraldas, al noroccidente del país, donde está una parte del Chocó andino un importante punto de acercamiento biológico para el planeta. Esta zona ha perdido en promedio el 24,27 % de su bosque y los expertos temen que pueda pasar lo mismo en la Amazonía central del país. Solo en las provincias de Napo, Orellana y Pastaza se ha perdido el 15,13 % de bosque tropical. (Montaño, 2021)

### 2.6.1 Deforestación en la Provincia del Azuay

Ecuador presenta grandes pérdidas de bosques día a día, en las cuales están involucradas especies nativas e introducidas, donde la mano del ser humano ha sido considerada como el factor más destructivo en vista que ha causado múltiples incendios forestales y la excesiva tala de bosques. En la provincia del Azuay el área forestal, representa el 18% del total del

territorio con alrededor de 141.680 hectáreas. La tasa de deforestación acumulada entre 2008 y 2014 fue de 1.309 hectáreas (MAE, 2015).

El Sistema Nacional de Áreas Protegidas enseña que en la provincia se encuentran dos zonas importantes, el Parque Nacional Cajas y el Parque Nacional de Recreación Quimsacocha, con una extensión acumulada de 31.700 hectáreas aproximadamente. En cuanto a la superficie cubierta por bosque nativo existían 144.328 hectáreas en 2000 y se redujeron 132.559 en 2014 (ODS Territorio Ecuador, s.f.)

El Parque Nacional Cajas es uno de los principales ecosistemas protegidos de la provincia, se estima que en este lugar existen alrededor de 500 tipos de plantas. Además, 71 especies endémicas de Ecuador están en este espacio. En cuanto a su fauna, aquí habitan 152 especies de aves, 43 de mamíferos, 15 de anfibios y 4 de reptiles (MAE, 2015).

## **2.7 Alternativas para frenar la deforestación**

Como principal para frenar la deforestación la idea sería en bajar el nivel de los gases efecto invernadero expandidas al ambiente, con esto llegar a obtener un Carbono Neutral se refiere al estado en el que las emisiones netas de gases efecto invernadero equivalen a cero. Carbono Neutral o CO<sub>2</sub> Neutral significa que es la consecuencia final de una actividad, así mismo de un proceso o un proyecto tal como la producción de un bien, también la provisión de un servicio o su consumo no haya emitido más gases efecto invernadero a la atmósfera que los que hayan podido capturar o remover (Ministerio del ambiente, s.f.).

Hay muchas alternativas para frenar la deforestación el mundo por ejemplo Costa Rica está desde hace algunas décadas enfocando su economía en la sostenibilidad y un respeto absoluto de sus áreas protegidas. Ahora plantea una economía con carbono neutralidad. Muchas instituciones y convenciones proponen ese concepto para avanzar hacia la lucha contra la crisis climática (porque el cambio climático ya lo estamos viviendo), también podemos ser competitivos en un mercado mundial tomando en cuenta el concepto de carbono neutral, para empezar (González, 2020).

Europa está empeñada en no importar deforestación y en un sistema impositivo para los productos con alta huella de carbono. Para el Ecuador y muchos de sus productos agrícolas puede ser una oportunidad para posicionarse como un país con un esquema sostenible y libre de deforestación. Si tomamos en cuenta que la productividad de muchos productos está a la mitad o más de países vecinos, se debe incrementar la producción e ingresos por esa vía y no por el aumento de la cantidad de área dedicada a los cultivos (González, 2020).

### **2.7.1 Ley forestal para frenar la deforestación**

También existe intervenciones de leyes para frenar la deforestación y el cuidado de la flora y fauna existente como la Ley Forestal y de la Conservación de Áreas Naturales y Vida Silvestre vigente fue decretada en 1982 con el propósito de asignar un pleno control al Gobierno sobre la tenencia, conservación y aprovechamiento de los recursos forestales del país; además la autoridad nacional forestal es el Ministerio del Ambiente, comprometiéndose en ejecutar la Estrategia de Desarrollo Forestal Sustentable del Ecuador (Fao, s.f.)

Para el manejo de un bosque con fines de obtener madera, existe normas para el aprovechamiento forestal sustentable, con el fin de no afectar al área forestal críticamente, Las normas aplicadas para autorizar licencias de aprovechamiento forestal son: Plan de

manejo integral y Programa de aprovechamiento forestal sustentable; Programa de aprovechamiento forestal simplificado y Plan de manejo integral y Programa de corta para zona de conversión legal. un propietario u ocupante del predio (poseedor del recurso) comprometerá contratar la asistencia técnica y el control de un Regente Forestal (Fao, s.f.).

Mediante estas normas forestales Ecuador frena la deforestación con fines de extraer recursos y además en destruir el área forestal, con esto da un punto de conservar y proteger los bosques andinos nativos y de igual manera disminuir el cambio climático. Naturalmente se relaciona el código orgánico ambiental, planes de manejo forestal, sistemas agroforestales, control o patrullaje ambiental y Educación, con la ayuda de estos medios Ecuador frena y protege toda su área de vegetación existente en el país (Ministerio del Ambiente, s.f.).

### **2.7.2 Sistema Agrosilvicultura**

Este sistema esta forma por la combinación de árboles y cultivos agrícolas en un mismo lugar o sitio, se puede asociar cultivos agrícolas, en forma de callejones, entre las hileras de los árboles o estableciéndolos en la colindancia de los bloques de producción de árboles maderables (Paredes, Chagna, Carvajal, & Yépez, 2018).

De igual forma, es un conjunto de tecnologías de manejo de suelo, agua, nutrientes y vegetación. Están basados en tres tipos de cobertura al suelo: manejo de rastrojos, cultivos y arbustos y arboles disperses en regeneración natural (FAO, 2015).

### **2.7.3 Sistema Agrosilvopastoril**

Agrosilvopastoril es un sistema donde se combina arboles con cultivos agrícolas y pastos para producción animal en forma simultánea o en forma secuencial.

El sistema agrosilvopastoril (SASP) es un conjunto de técnicas de uso de la tierra que involucra la combinación o asociación voluntaria de un componente leñoso (forestal o frutales) con ganadería y/o cultivos en el mismo terreno con interacciones significativas ecológicas y/o económicas o solo necesariamente biológicas entre los componentes (Russo, 2016).

Asimismo, se puede utilizar la combinación de los árboles como hilera o cercas para el uso de cortinas rompevientos.

### **2.7.4 Sistema Silvopastoril**

Este sistema demuestra una función en donde se puede integrar pastos para ganado en una misma zona territorial, en asociación con árboles para leña, madera, frutos y forraje.

El uso combinado de terreno forestal o boscoso para la producción de madera y ganadería al permitir a los animales pastar el forraje nativo coexistente o la vegetación manejada como forraje nativo, además el uso de árboles en la ganadería favorece a los animales ya que generan sombra en días soleados (Paredes, Chagna, Carvajal, & Yépez, 2018)

Igualmente, el sistema es una producción combinada que busca facilitar un mayor beneficio al productor. Se aprovechan prácticas de conservación de suelos, al rotar el ganado.

## **2.8 Áreas protegidas de flora y fauna del Ecuador**

El Ecuador es uno de los diecisiete países mega diversos del mundo, es el lugar con mayor concentración de especies, albergando entre un 5 y 10% de la biodiversidad del planeta. En la actualidad, más de la mitad de la superficie nacional tiene cobertura natural. El país cuenta

con el Archipiélago de Galápagos, el cual es un laboratorio viviente de la evolución de las especies, y con la Amazonía, la cual es una reserva natural mundial, con un patrimonio natural y ecológico sin comparación a nivel mundial en términos de biodiversidad (Sánchez & Reyes, 2015).

Ecuador crea el sistema nacional de áreas protegidas, con el fin de proteger las áreas naturales importantes del país.

La obligación del estado es conservar todas las áreas naturales (terrestres y marinas) que aún existen en el territorio nacional, y no únicamente las que se encuentran delimitadas por el Patrimonio de Áreas Naturales del Estado (PANE), ya que de los procesos ecológicos de las áreas naturales depende el equilibrio de la naturaleza, tanto de la vida humana como del resto de seres vivos. Ello complica también un riguroso control para limitar el crecimiento de la frontera agrícola en base a una identificación de usos del suelo en función de vocaciones y capacidades productivas (Sánchez & Reyes, 2015).

## **2.9 Área protegida**

Es una parte de propiedad estatal, también puede ser privada o comunitaria, las cuales están designadas como tal por una ley u otra norma jurídica, dictada por los organismos competentes, cualquiera que sea su categoría de manejo, con la intención de cumplir los objetivos de conservación definidos en la ley (Aguirre Z. , 2014).

El propósito de crear un área protegida es con la finalidad de mantener, conservar y aprovechar la biodiversidad misionando las siguientes: ecosistemas, genes tradiciones o culturas y los procesos ecológicos propios que de no estar protegidos se deterioraría esto debido a los estables procesos de degradación, destrucción genética y cultural, etc (Aguirre Z. , 2014)..

Según el sistema nacional de áreas protegidas en el Ecuador expone mediante categorizaciones de manejo las áreas protegidas siendo estas las siguientes:

### **2.9.1 Parque Nacional**

Se denomina parque nacional a una área que cumpla con uno o varios ecosistemas, comprendidos dentro de un mínimo de 10.000 hectáreas, también con una demostración de una diversidad de especies de flora y fauna, rasgos geológicos y hábitat de importancia para la ciencia, la educación y la recreación, de igual manera debe cumplir dentro de ella el mantenimiento de áreas en su condición natural, para la preservación de los rasgos ecológicos, estéticos y culturales, siendo prohibida cualquier explotación u ocupación (Ministerio del Ambiente y Agua, s.f.).

Así mismo un Parque Nacional en el Ecuador cumple los siguientes objetivos de Conservación: Protección de ecosistemas, protección de especies, manejo de recursos naturales, manejo de recursos culturales, facilitación de investigación y brindar alternativas de turismo (Ministerio del Ambiente y Agua, s.f.).

### **2.9.2 Reserva Ecológica**

Se caracteriza por tener ecosistemas únicos, alberga especies de flora y fauna exclusivas de ese ecosistema, siendo varias de ellas amenazadas y en peligro de extinción local y global (Zhigue, Sanmartín, & Zhigue, 2016).

### **2.9.3 Reserva geobotánica**

La Reserva geobotánica es un área extensa reservada a la conservación de la flora silvestre y los recursos geológicos destacados. Se encarga de proteger en estado natural las áreas con numerosos ecosistemas, paisajes y formaciones geológicas excepcionales, con la finalidad de asegurar la continuidad de los procesos evolutivos, naturales, y al mismo tiempo inclinarse a la recuperación de las áreas arruinadas por la intervención humana; son objetivos significativos de esta categorización. Por su valor histórico, cultural, paisajístico y científico, brinda oportunidades recreativas turísticas y de educación cultural a visitantes y turistas nacionales y extranjeros (Ministerio del Ambiente y Agua, 2019).

### **2.9.4 Reserva de producción de fauna**

Una Reserva de Producción de Flora y Fauna de Ecuador la misma que puede contener una extensión entre 5.000 y 10.000 ha de territorio. La misma que puede presentar las siguientes características y propósitos. Dentro de ella existen en sus hábitats especies de fauna silvestre susceptible y/o de valor económico. Comprende territorios que de costumbre han servido para la cacería de subsistencia de comunidades o grupos nativos del país (Columba, 2013).

### **2.9.5 Área nacional de recreación**

Esta área tiene una superficie de 1000 hectáreas o más en la que existen fundamentalmente bellezas escénicas o teatrales de paisajes, recursos turísticos o de recreación en ambiente natural, fácilmente accesible desde centros de población (Columba, 2013).

### **2.9.6 Reserva biológica**

Es una zona en donde existe una extensión variable, en la cual se alcanza ver o hallar en cualquiera de los ámbitos, terrestre o acuático destinada con el propósito a la preservación de la vida silvestre, de igual manera regular la pérdida de algunas especies y además evitar la extinción definitiva, además conocer mediante investigaciones que se puede realizar dentro la reserva, conociendo la relación o asociación planta y animal (Salazar Rodríguez, 2000)

### **2.9.7 Refugio de vida silvestre**

Se denomina refugio de vida silvestre al área indispensable para garantizar la existencia de la vida silvestre, residente o migratoria, con fines científicos, educativos y recreativos. Además, evitar la caza de las especies exóticas y de igual manera generar la ayuda con implementos alimenticios a las especies migratorias (Zambrano, Centeno, Solórzano, Gascón, & Casado, 2019)

### **2.9.8 Reserva marina**

Es una zona marina que está envuelta de agua, se habla del fondo marino y subsuelo, es el manejo para certificar la protección de la flora y fauna marina. Las Reservas Marinas en general son sitios protegidos por la legislación pesquera con el propósito de restablecer los recursos pesqueros y de esta forma cuidar la sustentabilidad de las pesquerías artesanales. La mayoría de reservas poseen una zona en la que no se consiente ningún uso, conocida como reserva integral, en el resto de las zonas las actividades pueden ser varias como: buceo, el fondeo, la pesca recreativa, etc (Arenas Camps, 2016)

### 2.9.9 Área ecológica de conservación

Se considera un área de tamaño variable, conteniendo varios objetivos prioritarios de áreas naturales de bosques montanos, páramos, humedales, ríos, lagunas, quebradas y demás ecosistemas frágiles regional o local. También se dice que el estado de conservación del entorno podrá ser medianamente alterado, con niveles medios de presencia humana, la investigación y monitoreo ambiental, la educación ambiental y el turismo. El uso de los recursos será poco restringido (Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica, 2021)

### 2.10 Área protegida comunitaria

De igual manera es zona de tamaño variable, en donde pueden albergar lagunas, especies de aves, mamíferos y plantas. Bajo esta figura de protección, las comunidades son las encargadas de cuidar y controlar la reserva y deben buscar sus propios mecanismos de financiamiento para hacerlo, con la ayuda y el apoyo de personas residentes en una comunidad y juntamente con el apoyo de instituciones o municipios de ciertos lugares, pueden conservar la biodiversidad que contiene esa área (Sorgato, 2019).

#### 2.10.1 Área protegida autónoma descentralizada

Son espacios naturales de zonas variables que están señalados y registrados como tales de conformidad a lo dispuesto en el presente Acuerdo Ministerial, para cumplir con los objetivos de conservación y realizar un manejo sustentable de dicha área (Ministerio del Ambiente y Agua, s.f.)

#### 2.10.2 Área protegida privada

Es un área protegida por medio de personas, grupos de personas o entidades privadas, como organizaciones de la sociedad civil, empresas o centros de investigación. De igual manera con el fin de conservar, proteger, regenerar y manejar investigaciones científicas de la biodiversidad existente en esa área (Ministerio del Medio ambiente, s.f.)

Podemos observar las áreas protegidas del Ecuador, la categoría de manejo, superficie y Provincias que poseen y manejan variedades de áreas protegidas. (Cuadro 2).

Cuadro No 2. Sistema Nacional de áreas protegidas del Ecuador.

#	Áreas protegidas	Categoría de manejo	Superficie hectáreas (2019)	Provincias
1	Galápagos	Parque Nacional	789.088,15	Galápagos, área marina
2	Cotacachi Cayapas	Reserva Ecológica	260.961,46	Esmeraldas, Imbabura
3	Cayambe Coca	Parque Nacional	408.284,57	Imbabura, Napó,

				Pichincha, Sucumbíos
<b>4</b>	Cotopaxi	Parque Nacional	<b>32.271,71</b>	Cotopaxi, Napo, Pichincha
<b>5</b>	Cajas	Parque Nacional	<b>29.389,37</b>	Azuay
<b>6</b>	Pululahua	Reserva Geobotánica	<b>3.441,79</b>	Pichincha
<b>7</b>	Cuyabeno	Reserva de Producción de fauna	<b>594.950,49</b>	Orellana, Sucumbíos
<b>8</b>	El Boliche	área Nacional de recreación	<b>395,28</b>	Cotopaxi, Pichincha
<b>9</b>	Machalilla	Parque Nacional	<b>58.499,89</b>	Manabí, Santa Elena, área marina, Isla
<b>10</b>	Manglares Churute	Reserva Ecológica	<b>50.070,11</b>	Guayas, área marina
<b>11</b>	Sangay	Parque Nacional	<b>486.612,53</b>	Azuay, Cañar, Chimborazo, Morona Santiago, Tungurahua
<b>12</b>	Yasuní	Parque Nacional	<b>1.029.566,32</b>	Orellana, Pastaza
<b>13</b>	Podocarpus	Parque Nacional	<b>138.492,58</b>	Loja, Zamora Chinchipe
<b>14</b>	Limoncocha	Reserva Biológica	<b>3.692,51</b>	Orellana, Sucumbíos

<b>15</b>	Chimborazo	Reserva de producción de fauna	<b>52.683,27</b>	Bolívar, Chimborazo, Tungurahua
<b>16</b>	El Ángel	Reserva Ecológica	<b>15.974,51</b>	Carchi
<b>17</b>	Antisana	Reserva Ecológica	<b>120.581,27</b>	Napo, Pichincha
<b>18</b>	Sumaco Napo-Galeras	Parque Nacional	<b>206.161,74</b>	Napo, Orellana, Sucumbíos
<b>19</b>	Galápagos	Reserva Marina	<b>12.697.208,98</b>	Galápagos, área marina
<b>20</b>	Llanganates	Parque Nacional	<b>219.918,58</b>	Cotopaxi, Napo, Pastaza, Tungurahua
<b>21</b>	Los ilinizas	Reserva Ecológica	<b>134.233,25</b>	Cotopaxi, Los Ríos, Pichincha, Santo Domingo de los Tsáchilas
<b>22</b>	Mache Chindul	Reserva Ecológica	<b>119.993,79</b>	Esmeraldas, Manabí
<b>23</b>	Manglares Cayapas Mataje	Reserva Ecológica	<b>56.387,91</b>	Esmeraldas, isla, área marina
<b>24</b>	Pasochoa	Refugio de vida silvestre	<b>619,36</b>	Pichincha
<b>25</b>	El Cóndor	Reserva Biológica	<b>2.433,29</b>	Morona Santiago

<b>26</b>	Isla Santa Clara	Refugio de vida silvestre	<b>37.647,54</b>	Isla, área marina
<b>27</b>	Arenillas	Reserva Ecológica	<b>13.165,26</b>	El Oro
<b>28</b>	Cofán Bermejo	Reserva Ecológica	<b>54.947,17</b>	Sucumbíos
<b>29</b>	Islas Corazón y las Islas Fragatas	Refugio de vida silvestre	<b>2.811,67</b>	Manabí
<b>30</b>	La Chiquita	Refugio de vida silvestre	<b>811,85</b>	Esmeraldas
<b>31</b>	Manglares el Salado	Reserva de producción de fauna	<b>15.535,56</b>	Guayas, área marina
<b>32</b>	Parque lago	área nacional de recreación	<b>2.148,88</b>	Guayas
<b>33</b>	Manglares Estuario del río Muisne	Reserva de producción de fauna	<b>92.246,35</b>	Esmeraldas, isla, Manabí, área marina
<b>34</b>	El Quimi	Reserva Biológica	<b>9.023,82</b>	Morona Santiago
<b>35</b>	El Zarza	Refugio de vida silvestre	<b>3.696,31</b>	Zamora Chinchipe
<b>36</b>	Manglares el Morro	Refugio de vida silvestre	<b>11.806,81</b>	Guayas, área marina
<b>37</b>	Galera San Francisco	Reserva Marina	<b>54.688,60</b>	Esmeraldas, isla, área marina
<b>38</b>	Manglares Estuario del	Refugio de vida silvestre	<b>242,58</b>	Esmeraldas

	río Esmeraldas			
<b>39</b>	Pacoche	Refugio de vida silvestre	<b>31.517,89</b>	Manabí, área marina, isla
<b>40</b>	Puntilla de Santa Elena	Reserva de producción de fauna	<b>52.435,19</b>	Santa Elena, área marina, isla
<b>41</b>	Siete Iglesias	área ecológica de conservación	<b>16.029,06</b>	Azuay, Morona Santiago
<b>42</b>	Yacuri	Parque Nacional	<b>42.888,34</b>	Loja, Zamora Chinchipe
<b>43</b>	Cerro Plateado	Reserva Biológica	<b>30.760,67</b>	Zamora Chinchipe
<b>44</b>	El Pambilar	Refugio de vida silvestre	<b>3.108,92</b>	Esmeraldas
<b>45</b>	Isla Santay	área nacional de recreación	<b>2.214,82</b>	Guayas
<b>46</b>	Los Samanes	área nacional de recreación	<b>851,65</b>	Guayas
<b>47</b>	Playas de Villamil	área nacional de recreación	<b>2.478,13</b>	Guayas, área marina
<b>48</b>	El Pelado	Reserva Marina	<b>13.155,30</b>	Santa Elena, área marina
<b>49</b>	Quimsacocha	área nacional de recreación	<b>3.217,15</b>	Azuay
<b>50</b>	Colonso Chalupas	Reserva Biológica	<b>93.163,31</b>	Napo
<b>51</b>	Cantagallo – Machalilla	Reserva Marina	<b>142.266,45</b>	Isla, área marina

<b>52</b>	Bajo Copé	Reserva Marina	<b>39.952,50</b>	área marina
<b>53</b>	Samama Mumbes	Refugio de vida silvestre	<b>2.145,57</b>	Bolívar, Los Ríos
<b>54</b>	La Bonita-Cofanes-Chingual	Área ecológica de conservación	<b>53.093,82</b>	Imbabura, Sucumbíos
<b>55</b>	Rio Negro Sopladora	Parque Nacional	<b>30.616,28</b>	Azuay, Morona Santiago
<b>56</b>	Tambillo	Área protegida comunitaria	<b>1.954,65</b>	Morona Santiago
<b>57</b>	Marcos Pérez de Castilla	Área protegida comunitaria	<b>8.604,72</b>	Azuay, Loja, Zamora Chinchipe
<b>58</b>	Cordillera Oriental del Carchi	Área protegida autónoma descentralizada	<b>20.439,79</b>	Carchi
<b>59</b>	Bellavista	Área protegida privada	<b>347,69</b>	Pichincha

Fuente: (Ministerio del Ambiente y Agua, 2019)

### **2.11 Importancia de reforestar**

La reforestación es muy necesario y se debe practicarse en todo el mundo con la finalidad de mantener los recursos ecosistémicos que son esenciales e importantes para la vida, entre los cuales se pueden mencionar: el agua, el aire y el suelo, llegando así a conservar el ambiente natural. Igualmente, dicha labor favorece en salvaguardar a otros elementos; por lo tanto, se debe emplear en las áreas cercanas a las cuencas existentes y áreas protegidas como los parques nacionales (Molina, 2019).

También se localizan sitios que requieren protección arbórea tales como: las orillas de los ríos, los ojos de agua, sitios de recarga acuífera y las microcuencas que proveen las tomas de agua de los acueductos rurales, sitios con pendientes muy fuertes que no permiten desarrollar otras actividades (Molina, 2019).

### **2.12 Restauración forestal**

Hay una diferencia con la reforestación convencional que normalmente hace referencia a una densidad de árboles por hectárea (800–1100 árboles/ha) y a un específico número y tipo

de especies, lo que puede interpretarse como una plantación comercial (Ministerio del Ambiente, 2014).

En cambio, en la Restauración Forestal se consideran otros criterios que no sólo son densidad de árboles, sino también conectividad ecológica, diversidad de especies, funcionalidad de los ecosistemas, microclimas, flujos de especies. Por eso es que no se deben aplicar los mismos criterios técnicos de evaluación de las plantaciones con fines comerciales y la Restauración Forestal con fines de conservación, ya que es un proceso de restauración de paisajes, de funcionalidad ecológica, de restauración de servicios ambientales (Ministerio del Ambiente, 2014).

### **2.13 Restauración ecológica**

Un ecosistema es un área de tamaño variable, con estrecha relación o asociación de sus componentes físicos (abióticos) y biológicos (bióticos), organizado de manera tal que al cambiar un componente, o subsistema, se comprometen los otros y en consecuencia el funcionamiento de todo el ecosistema (Vargas O. , 2011).

La regeneración ecológica es cuando a un ecosistema se le proporciona ayuda para su reparación natural, eliminando los factores que impidan a levantarse nuevamente. Cuando los ecosistemas están muy degradados o destruidos, han perdido sus mecanismos de regeneración y en consecuencia es necesario asistirlos, en lo que se denomina restauración activa o asistida (sucesión dirigida o asistida). La restauración activa implica, que, con intervención humana, se ayude la regeneración y garantizar el desarrollo de procesos de recuperación (Vargas O. , 2011).

### **2.14 Restauración o/y repoblación forestal**

La Restauración o repoblación forestal puede concretar como el conjunto de técnicas que se necesitan emplear para establecer una masa forestal, desarrollada por especies vegetales leñosas (árboles o arbustivas), que sea estable con el medio, en un terreno cuya vegetación actual es ineficaz en mayor o menor grado según el uso asignado al territorio, y que adoptando las características deseadas, cumpla con los fines que de ella se demanden (Serrada, Navarro, & Pemán, 2005).

### **2.15 Especies forestales endémicas de los bosques andinos del Ecuador**

Los ecosistemas vegetales del Ecuador se caracterizan por su gran biodiversidad, llegando a un total de 18198 especies de plantas vasculares donde se presenta especies que el 72% son nativas y el 27,3% son endémicas (Jørgensen & León Yáñez, 1999). Como parte de esta riqueza tenemos cerca de 5000 especies endémicas en todo Ecuador, la mayoría en la parte andina y otras en la Amazonía, de las demás aún falta mucho por saber (Paz Cardona, 2019)

Según el libro rojo Ecuador posee un total de 4489 especies, la misma que demuestra la lista de especies por familias. (Cuadro 3).

Cuadro No 3. Lista de especies nativas del Ecuador

<b>Angiospermas</b>			
<b>Descripción por Familias</b>			
Acanthaceae	Actinidiaceae	Alismataceae	Alstroemeriaceae
Amaranthaceae	Amaryllidaceae	Anacardiaceae	Annonaceae
Apiaceae	Apocynaceae	Araceae	Araliaceae
Arecaceae	Asclepiadaceae	Asteraceae	Begoniaceae
Berberidaceae	Bombacaceae	Boraginaceae	Brassicaceae
Bromeliaceae	Brunelliaceae	Buddlejaceae	Burmanniaceae
Buxaceae	Cactaceae	Caesalpiniaceae	Campanulaceae
Capparaceae	Caprifoliaceae	Caricaceae	Caryophyllaceae
Celastraceae	Chloranthaceae	Chrysobalanaceae	Clethraceae
Clusiaceae	Connaraceae	Convolvulaceae	Costaceae
Cucurbitaceae	Cunoniaceae	Cuscutaceae	Cyclanthaceae
Cyperaceae	Dichapetalaceae	Dioscoreaceae	Ebenaceae
Elaeocarpaceae	Ericaceae	Eriocaulaceae	Euphorbiaceae
Fabaceae	Flacourtiaceae	Gentianaceae	Geraniaceae
Gesneriaceae	Grossulariaceae	Gunneraceae	Heliconiaceae
Hernandiaceae	Hydrophyllaceae	Hypericaceae	Iridaceae
Juncaceae	Lamiaceae	Lauraceae	Lecythidaceae
Lemnaceae	Liliaceae	Linaceae	Loasaceae
Loganiaceae	Loranthaceae	Magnoliaceae	Malpighiaceae
Malvaceae	Marantaceae	Marcgraviaceae	Melastomataceae
Meliaceae	Menispermaceae	Molluginaceae	Monimiaceae

Moraceae	Myristicaceae	Myrsinaceae	Myrtaceae
Nolanaceae	Nyctaginaceae	Ochnaceae	Olacaceae
Oleaceae	Onagraceae	Orchidaceae	Oxalidaceae
Passifloraceae	Piperaceae	Plantaginaceae	Poaceae
Polemoniaceae	Polygalaceae	Polygonaceae	Portulacaceae
Proteaceae	Ranunculaceae	Rosaceae	Rubiaceae
Rutaceae	Sabiaceae	Sapindaceae	Sapotaceae
Saxifragaceae	Scrophulariaceae	Simaroubaceae	Solanaceae
Styracaceae	Symplocaceae	Theaceae	Theophrastaceae
Thymelaeaceae	Tiliaceae	Tropaeolaceae	Turneraceae
Ulmaceae	Urticaceae	Valerianaceae	Verbenaceae
Violaceae	Viscaceae	Zingiberaceae	Zygophyllaceae

### **Licofitas y Helechos**

#### **Descripción por Familias**

Aspleniaceae	Athyriaceae	Blechnaceae	Cyatheaceae
Dennstaedtiaceae	Dryopteridaceae	Gleicheniaceae	Hymenophyllaceae
Isoetaceae	Lycopodiaceae	Marattiaceae	Ophioglossaceae
Polypodiaceae	Pteridaceae	Selaginellaceae	Tectariaceae
Thelypteridaceae			

### **Gimnospermas**

#### **Descripción por Familia**

Zamiaceae

Fuente: (León Yáñez, Valencia, Pitman, Ulloa Ulloa, & Navarrete, 2019)

## **2.16 Propagación de especies nativas como alternativa a la deforestación**

La propagación de especies nativas es con el fin de conservar y no permitir que las especies entre en la situación de extinguirse ya que en general existe plantas que son muy significativas principalmente en culturas de nuestro país.

La reforestación con especies nativas genera una herramienta prometedora para la restauración y conservación de ecosistemas degradados en el Ecuador; así mismo hace falta un mejor conocimiento de la ecología, silvicultura y la biología reproductiva de las especies nativas; por ello el recurso de material apropiado para la plantación constituye un aspecto primordial en el proceso de restauración (Aguirre, Günter, & Stimm, 2007).

Las especies nativas demuestran importantes recursos para las poblaciones locales como, las oportunidades económicas y turísticas relacionadas con su explotación pueden ser utilizadas por las comunas de manera variada, ya sea para su uso tradicional (frutas, hortalizas, madera), para el turismo de la zona, para uso medicinal o la fabricación de productos tradicionales (Aguirre, Günter, & Stimm, 2007).

Para frenar la deforestación y la pérdida de los bosques nativos, necesitamos cuidar y conservar los que aún están sanos y restaurar los que ya han sido degradados, propagando las especies de árboles nativos que los componen y luego utilizándolas para reforestar, formar corredores de árboles nativos para conectar fragmentos de bosque aislados por praderas, plantarlas en parques, plazas y jardines, y también para hacer educación e investigación (Vidal & Rojas, 2014).

Así mismo se ha mencionado que los bosques nativos suministran servicios para el ser humano como la mantención y formación del suelo, la regulación del clima, limpieza y abastecimiento de agua, y la producción del oxígeno que respiramos. además, nos proporcionan recursos como alimentos, medicinas y maderas, y son importantes para la recreación, la educación y la cultura (Vidal & Rojas, 2014).

## **2.17 Descripción taxonómica del Gañal especie en estudio:**

Según (Pizarro, 2017) es la siguiente.

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnolipsida

Orden: Proteales

Familia: Proteaceae

Género: Oreocallis

Especie: Grandiflora

Nombres vulgares: Cucharillo, Gañal, galuay, galluay, galguay, galvay

## **2.18 Descripción dendrológica del Gañal:**

### **2.18.1 Arbusto o Árbol**

Llega a medir hasta 10 m de altura, contiene un tronco o tallo cilíndrico de 20 cm de diámetro, corteza externa de color café a veces con lenticelas, con una ramificación alterna y copa irregular, además pequeñas ramas terminales pubescentes ferruginosas (Minga & Verdugo, 2016).

### **2.18.2 Hojas**

Sus hojas son simples, alternas de textura coriácea; lámina de elíptica a obovada llegando a medir de 13 a 6,5 cm de largo por 6 a 2,5 cm de ancho, su margen entero revoluto, base cuneada y ápice redondeado a emarginado. Haz liso de color verde brillante, en hojas tiernas se puede ver el envés verde claro con pubescencia ferruginosa (Minga & Verdugo, 2016).

### **2.18.3 Flores**

Presenta flores de color blanco rojizas o violáceas y su floración se sostiene durante todo el año; las anteras son ovadas en el ápice y con un pequeño orificio estigmático, siendo las flores de gran tamaño, estas características de la flor coinciden con el nombre de la especie (Grandiflora) (Ulloa & Jorgensen, 1995)

### **2.18.4 Fruto**

El fruto es de forma de folículo o vaina prolongados leñosos de 6 a 10 cm de largo, su color es de verde-amarillo, al madurar toma de color marrón. Contienen entre 10 y 12 semillas provistas de alas que facilitan su dispersión. Tanto sus flores como frutos presentan abortos, enseñando una tasa baja de fructificación respecto al número de flores generadas. En todo el año el fruto se formará llegando a ser continuos (Pennington, 2007).

### **2.18.5 Semillas**

Presentan formas en aplanadas, ovaladas. Estas poseen un promedio de 38,000 semillas por kilo. Por lo general se consigue semilla (en el árbol) durante todo el año, el trabajo germinativo de las semillas en laboratorio, es enorme, exhibiendo patrones de germinación relativamente rápidos (Crespo, 2014)

### **2.18.6 Raíz**

La familia Proteaceae presenta raíces laterales cortas y densamente espaciadas (raíz proteoide) (Watt & John, 1999).

La especie también demuestra que tiene raíces leñosas y profundas las mismas que permiten resguardarse de peligros ocasionados por incendios (Pintado, 2016).

### **2.18.7 Distribución y ecología**

El Gañal es una planta nativa de las zonas altoandinas del Ecuador y Perú, de la familia Proteaceae, el rango de distribución va desde los 1000 – 4000 msnm (Cárdenas, 2015).

En el Ecuador, el rango de distribución de la especie *O. grandiflora* se extiende de norte a sur, incluyendo las provincias de Azuay, Bolívar, Cañar, Chimborazo, El Oro, Loja, Morona Santiago, Pichincha, Tungurahua y Zamora Chinchipe, en un rango altitudinal de 1000 a 4000 m.s.n.m. (Bonifaz, Cornejo, Hiepko, Jørgensen, & Ulloa, 2002). Se puede encontrar en las

provincias de Azuay y Loja en zonas como matorrales húmedos montanos, a 2000 – 3000 m.s.n.m; y en bosques de neblina montanos a 1500 – 2900 m.s.n.m. (Palacios, Cerón, Valencia, & Sierra, 1999).

La floración de esta especie empieza en primeros de julio y decae en fines de octubre con su pico más alto en septiembre; por lo tanto, la fructificación inicia en septiembre y decae en a medianos de noviembre, con su máxima producción entre octubre y noviembre, mientras tanto en el Perú se encuentra frutos con semillas durante todo el año (Ríos & Acevedo, 2007).

En un estudio demuestra que la especie *Oreocallis grandiflora* muestra características florales que atraen a diferentes visitantes como (colibrís, murciélagos y roedores). En esto indica que la mayor tasa de visita a sus flores son los colibrís, esto debido a las interacciones de dominancia y territorialidad de su comportamiento, de igual manera a la necesidad de cubrir sus requerimientos energéticos mediante el néctar de *O. grandiflora* (Cardenas, 2017).

Sin embargo, es una especie perteneciente al gremio ecológico de las heliófitas efímeras o pioneras y asociada con estrategias conservacionistas intermedias (Bermeo, 2010).

### **2.18.8 Requerimientos Climáticos**

El Gañal pertenece a la familia Proteaceae, las especies que pertenecen a esta familia ya mencionada, generalmente se desarrollan bien con zonas donde las temperaturas que presentan un rango de 7°C a 27°C con vientos moderados, además requieren de un suelo con un buen drenaje principalmente en épocas lluviosas, su mejor desarrollo en suelos con pH entre 5 y 5,5. Así mismo la planta se adapta bastante bien en suelos pobres en nutrientes. La cantidad de agua requerida por el cultivo dependerá del tipo de suelo, estado fenológico de la planta, tasa de evaporación del cultivo y cultivar utilizado (Pabla & Verona, 2001)

### **2.18.9 Multiplicación y Propagación**

La propagación asexual de esta especie es muy baja, ya que sus esquejes o estacas tienen escasa capacidad de enraizamiento, por lo tanto, el mejor método de propagarlo es mediante semillas (Pretell, Ocaña, Jon Jap, & Barahona, 1985).

Por otra parte, en la propagación sexual para tener un buen resultado de germinación, para esto se debe realizar los siguientes pasos que son un tratamiento pregerminativo: remojo en agua por 48 horas y eliminación mecánica del ala de la semilla. Las semillas se siembran en camas de almacigo, con un sustrato de tierra negra, tierra agrícola, turba y arena (1/2/1/1); con esto se obtendrá un porcentaje de germinación del 90 al 97 %. Finalizada la germinación entre 14 y 25 días (Reynel & Marcelo, 2009).

Yldefonso (2013) menciona que en condiciones in vitro se propaga sexualmente por semilla botánica (provenientes de folículos de color marrón, rojizo o amarillo) en medio Murashige y Skoog, 2,2 g/L (a mitad de la concentración), suplementado con sacarosa 2,0 % y Phytigel 0,3 % con pH 5,67, con esto se alcanza a tener el 100% de germinación.

### **2.18.10 Usos**

El Gañal expone los siguientes usos:

- Sector artesanal: Se usa en la fabricación de estacas, soleras, casas, arados, yugos, cabos y artesanías. (Balslev, Navarrete, de la Torre, & Macía, 2008)
- Sector Agroforestal: Esta especie también es utilizada dentro de la ganadería en donde protege del sol y obviamente genera sombra para el ganado y aporta abono al suelo (Balslev, Navarrete, de la Torre, & Macía, 2008).
- Medicinal: Por otra parte, en el ámbito medicinal es muy afamada esta especie por sus hojas y flores que se usan tradicionalmente en la administración oral para tratar el hígado, son utilizados también para tratar enfermedades de hemorragia vaginal e inflamación del ovario / útero; además, son un remedio digestivo, diurético e hipoglucémico, además son muy apreciadas sus flores ya que son melíferas y se usan en la elaboración de bebidas refrescantes como la horchata. (Vinuesa, y otros, 2018)
- Ornamental: La *Oreocallis grandiflora* presenta flores vistosas, su forma y sus colores son muy llamativas para generar estética ornamental.

## 2.19 Descripción Taxonómica del Quishuar especie en estudio:

Según Reynel & Marcelo (2009) la clasificación taxonómica del Quishuar es:

Reino: Plantae

Subreino: Tracheobionta

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Subclase: Asteridae

Orden: Lamiales

Familia: Scrophulariaceae

Tribu: Buddlejaceae

Género: Buddleja

Especie: *Buddleja incana*

Nombres comunes: Quishuar, Quiswar orcko, quiswar china.

## 2.20 Descripción dendrológica del Quishuar:

### 2.20.1 Árbol

Es un árbol que llega a crecer hasta 8 m de altura se caracteriza por tener el fuste recto y la corteza externa agrietada, con el tronco a menudo robusto de color café, ramas jóvenes del mismo color (Hidrovo, 1992)

### 2.20.2 Hojas

La especie *Buddleja incana* expone hojas opuestas, simples; pecíolo de 5-20 mm de largo; lámina elíptica, lanceolada a ovada, de 8 a 22 x 3 a 6 cm, membranosa a subcoriácea, margen subentero a aserrulado, haz glabrescente, envés tomentoso con pelos estrellados, amarillento blanquecino (Romoleroux, Cárate Tandalla, Erler, & Navarrete, 2019)

## 2.21 Flores

Las flores de *B. incana* son pequeñas, hermafroditas de cerca de 5-7 mm de longitud, agrupadas en racimos, sus pétalos varían de amarillo a naranja, y forman un tubo corto con 4 estambres y 1 pistilo, su floración se da en los meses de mayo a septiembre, sus frutos tienen forma de drupa o baya blanda, su fructificación se da en los meses de junio y agosto (Villarando, Villarando, & Villalobos, 2011)

### 2.21.1 Fruto

Los frutos son pequeños, ovoides, de unos 5 mm a 6 mm de longitud, según esta especie, tiene un promedio de 90 semillas. Se abren en dos partes y contienen gran cantidad de semillas diminutas (Brandbyge, 2004)

### 2.21.2 Semillas

Pretell, Ocaña, Jon Jap, & Barahona (1985) señalan que el Quishuar tiene semillas de color rojizo o pardo y muy pequeñas; existe aproximadamente unos diez millones de semillas por cada kilogramo de semilla limpia. Debido a su reducido tamaño resulta bastante difícil separar totalmente la semilla de las impurezas.

### 2.21.3 Raíz

Brandbyge (2004) menciona que esta especie posee raíces pivotantes y ligeramente extendidas.

### 2.21.4 Distribución y ecología

El Quishuar es una especie andina ya que se encuentra distribuida en la parte alta de los Andes, dentro de los territorios de Ecuador, Perú y Bolivia. Esta especie se desarrolla entre los 2.300 y 3.400 msnm, aunque algunas veces se la encuentra hasta los 3.500 msnm (Lojan, 1992)

En el Ecuador el Quishuar está distribuida totalmente en la región sierra, en las provincias de Chimborazo, Tungurahua, Cañar, Azuay, Loja e Imbabura, en alturas comprendidas entre los 2800 y 4000 metros de altitud es típica de la ceja andina (Jiménez J. , 2015).

Así mismo, se tienen registros de floración entre mayo y septiembre; de fructificación, entre junio y agosto.

Básicamente se describe que esta especie vegetal protege al suelo del proceso de erosión eólica, disminuyendo la velocidad del aire en zonas deforestadas, manteniendo la estabilidad geomorfológica del suelo e incrementando los niveles de retención de humedad (Arica, 2003).

### 2.21.5 Requerimientos Climáticos

Es importante mencionar que esta especie necesita algunos requerimientos climáticos para su buen desarrollo, se conoce que el Quishuar se adapta a las regiones altas, prospera excelente en lugares altos andinos de 2800 msnm hasta los 5000 msnm o más, Requiere de una temperatura máxima de 18°C hasta 27°C en casos de propagaciones bajo viveros, y una temperatura mínima de 2°C. Se adapta bien a suelos escasos en materia orgánica, de textura pesada, media y ligera, pH de 5.2 a 7.0, una foto período menor a 10 horas/luz. Soporta la pedregosidad elevada (Guairacaja, 2013).

### 2.21.6 Multiplicación y Propagación

En esta especie se puede realizar la propagación asexual en donde se puede obtener una nueva planta mediante el enraizamiento de esquejes o estacas semi leñosas. Por otro lado, la reproducción sexual a través de semillas es más fácil, La recolección de semilla varía según los lugares y la germinación se presenta de los 6 a 18 días. Las plántulas crecen lento a los 5 meses alcanzan 5 cm. Se repican a la edad de 1 a 3 meses. (Guairacaja, 2013).

También se ha practicado la multiplicación *in vitro* de la *B. incana* utilizando semillas y rebrotes en un medio artificial la misma que es MS (Murashige y Skoog medium) y WPM (Woody Plant Medium), con estos medios obtuvieron resultados satisfactorios. Basándose en esos resultados, indican que los protocolos son efectivos para la propagación *in vitro* (Jiménez, Barrear, Huachi, Vera, & Caicedo, 2020).

### 2.21.7 Usos

El Quishuar expone los siguientes usos:

- Sector artesanal: Se emplea en carpintería y construcción, en puertas, ventanas, vigas, dinteles, y en la elaboración de herramientas agrícolas. En las provincias de Cotopaxi, Chimborazo y Cañar consideran a Quishuar un árbol sagrado y venerado usado en el tallado de ídolos incas durante las fiestas del Raimi (Balslev, Navarrete, de la Torre, & Macía, 2008).
- Sector Agroforestal: *B. incana* en el sector agroforestal es utilizada como señalización en linderos o en bordes de terrazas, tiene gran importancia como cortinas rompevientos, ayuda con el mejoramiento del suelo por la considerable cantidad de hojarasca que aporta (Balslev, Navarrete, de la Torre, & Macía, 2008).
- Medicinal: en el ámbito con la medicina esta especie se usa el follaje en infusión como antirreumático. Además, se puede aplicar sobre la piel para cicatrizar heridas, verrugas, el resfriado, mezclado con orina para aliviar el dolor (Llanga, 2014).
- Ornamental: Esta planta demuestra un aspecto frondoso y coposo (bajo condiciones normales), la misma que contribuye una decoración a un paisaje, sobre todo en el tiempo de su floración (Llanga, 2014).

## 2.22 Multiplicación y propagación en especies forestales andinos:

### 2.22.1 Propagación sexual

Jerez (2017) señala que la propagación por semillas es el método principal de reproducción de las plantas en la naturaleza, además de ser uno de los más eficientes y más usados en la producción de plantas cultivadas. A las plantas cultivadas por semilla se les llama plántulas. La siembra de la semilla es el inicio físico de la propagación de plántulas. Por esto se debe a que la semilla es el producto final de un proceso de crecimiento y desarrollo efectuado en la planta progenitora.

La reproducción sexual de los árboles, es un método principal en donde se cultiva por semilla, dada la razón que se producen plantas más vigorosas, adaptables y sanas. El método presenta una serie de incidentes de tipo biológico cuya comprensión y entendimiento permiten establecer los procedimientos a seguirse en el campo silvicultural, sobre todo en el manejo de semillas (Jerez, 2017).

Por lo tanto, la principal ventaja que presenta la reproducción sexual, desde un punto de vista evolutivo, ya que es un modo de reproducción que permite la variación por recombinación de caracteres. Esto facilita la aparición de nuevos fenotipos, con características nuevas, algunas de las cuales pueden ser beneficiosas para la especie, y quedar fijas por selección natural, al igual que otros también presenta desventajas siendo esto que los organismos que se reproduce por esta vía lo hacen más lentamente que aquellos que optan por reproducirse asexualmente (Seguí, 2011).

Una reproducción sexual en los árboles aporta variedad genética a la población, que ayuda a los individuos forestales para su adaptación futura a condiciones ambientales cambiantes. Habitualmente la propagación de plantas mediante semillas nos permite almacenar el material reproductivo para tener recurso en época apropiada, de igual manera se puede decir que es pilar fundamental para producir grandes cantidades de materia vegetal o plantable, ahora bien, con esta práctica de propagación no se requiere de personal especializado para la producción. (Ocaña, 1996)

### **2.22.2 Propagación vegetativa o asexual**

La propagación vegetativa o asexual, asimismo nombrada como multiplicación vegetativa, agámica o clonal es el proceso de obtención de una nueva planta por medio exclusivo de la división celular mitótica. Esta se puede hacer ya que toda célula vegetal contiene la información necesaria para generar una nueva planta completa, a esta propiedad se le llama "Totipotencialidad (Cuzco, 2014)

Según Chamba (2002) menciona que la reproducción asexual es el proceso mediante el cual se multiplica o propaga un solo individuo mediante algún proceso de gemación y ello garantiza que todos los individuos resultantes son genéticamente idénticos (clon) y se minimiza el origen de tipos recombinantes. Esto se debe a que en este proceso no participan las células reproductivas, no hay unión de gametos masculinos y femeninos, no hay reducción cromosómica o meiosis, ocurriendo sólo la mitosis, es decir la constitución genética y cualidades hereditarias son idénticas en todos los descendientes.

Rojas, García, & Alarcón (2004) señala que la reproducción de una planta por partes vegetativas se define como una nueva planta a partir de una célula, un tejido, un órgano (raíces, tallos, ramas, hojas). En otras palabras, cualquier parte de una planta puede dar origen a otra planta de iguales características según sean las condiciones de crecimiento como temperatura, luz, nutrientes, sanidad, etc.

- Propagación asexual por estacas o esquejes: En la propagación por estacas, se extrae de la planta madre una porción de tallo, raíz u hoja, posteriormente esa porción se coloca en ciertas condiciones ambientales favorables y se induce a que forme raíces y tallos, obteniéndose con ello una planta nueva, independientemente, 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 & Kester, 1997).
- Características de las estacas: Las estacas deben provenir de plantas sanas debidamente seleccionados, para la recolección de las estacas o esquejes debe ser 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 20 a 30 cm de longitud y un diámetro máximo 1.5 cm, logrando que contengan de tres a cuatro yemas para su desarrollo (Castillo & Peralta, 2007).

Demuestran que para una recolección de material vegetal debe ser 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.

Los factores pueden ser y presentar como externo e internos, lo que puede ser es la edad de la planta madre, condiciones fisiológicas y condiciones ambientales. Las plantas jóvenes garantizan un mejor enraizamiento, a diferencia de estacas provenientes de tallos de plantas adultas; su capacidad de enraizamiento es menor. (Hernández, 2006).

Soto (2004) citado por Jerez (2017) "Indica que la fisiología de la planta está asociada con la relación de carbono/nitrógeno en las estacas para la iniciación de sus primordios radicales. Una adecuada reserva de hidratos de carbono, en combinación con una relación carbono nitrógeno alta, favorece el enraizamiento en las estacas" (p.16).

## **2.23 Condiciones ambientales para el enraizamiento de esquejes**

Pizarro (2017) enseña que el desarrollo normal de una planta depende de la interacción de factores externos; como así mismo, de factores internos. La temperatura para el enraizamiento de estacas de la mayoría de las especies es satisfactoria con temperaturas diurnas de 21 a 27 °C, y nocturnas de 15°C. El principal riesgo que tienen los esquejes en los primeros días es la deshidratación, no tienen raíces por lo que no pueden absorber agua ni nutrientes. Para evitar que se deshidraten hay que situar los esquejes en un lugar con alta humedad (90 %), la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis.

### **2.23.1 Temperatura ambiente**

Las temperaturas excesivas en el aire no favorecen al prendimiento o enraizamiento, las temperaturas entre 21°C 27°C son satisfactorias para lograr el enraizamiento en la mayoría de las especies forestales, algunas se enraízan en temperaturas bajas y se debe evitar la temperatura del aire demasiado alta (Botti, 1999).

### **2.23.2 Humedad relativa**

La humedad es de gran importancia en el sector de propagación la que debe mantenerse dentro de los rangos adecuados, la humedad debe mantenerse alta; entre 70 y 80%. Aproximadamente para evitar la deshidratación del material vegetal (Botti, 1999).

### **2.24 Desinfección de los esquejes**

El material vegetal siempre antes de ser plantado debe ser desinfectado, ésta es una práctica estrictamente necesaria al tratar esta clase de materiales. Se puede utilizar para la desinfección una solución de Vitavax producto que se encuentra en el mercado, se lo debe hacer en consideración al corte, sumergiendo a los esquejes en un periodo de 5 a 10 segundos al material (Farinango, 2020).

### **2.25 Importancia y ventajas de la propagación por esquejes o estacas**

Guairacaja (2013) menciona las siguientes importancias y ventajas que puede generar un proceso de multiplicación de plantas mediante la propagación asexual estas son las siguientes:

- Reducir ciclos reproductivos para aligerar procesos de cruzamiento y prueba.
- Conservar genotipos superiores que establecen características genéticas favorables (resistencia a plagas y/o enfermedades, crecimiento, producción, calidad de frutos, tolerancia a condiciones extremas de humedad o sequía, etc.). Estas características se pueden “perder” por el cruzamiento genético en la propagación sexual.
- Además, puede ser más eficaz cuando la reproducción sexual no es el método más viable o seguro.
- Así mismo la reproducción asexual puede intervenir cuando exista especies que sus semillas presentan problemas de germinación o de almacenamiento o que son de ciclo reproductivo largo.
- Se puede aprovechar las características genéticas favorables de dos plantas en una sola planta.
- De igual manera se consigue obtener plantaciones uniformes o la producción de un determinado número de individuos con identidad genética.

### **2.26 Sustrato**

Se dice que un sustrato es todo material sólido distinto del suelo, natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico, que es colocado en un recipiente o bandejas semilleras o forestales o en muchos contenedores relacionados con la agricultura, en forma pura o en mezcla, permite el anclaje del sistema radicular de la planta, desempeñando, por tanto, un papel de soporte para la planta. El sustrato puede intervenir o no en el complejo proceso de la nutrición mineral de la planta (InfoAgro, s.f.).

Además, López (2007) menciona que el sustrato, servirá como vehículo para aportar agua, nutriente y oxígeno a la planta, le servirá de soporte y medio oscuro para el desarrollo radicular, función vital del crecimiento vegetal.

#### **2.26.1 Propiedades físicas del sustrato**

Pastor (1999) indica las siguientes propiedades físicas del sustrato.

- Elevada capacidad de retención de agua fácilmente disponible.
- Suficiente distribución de aire.
- Distribución del tamaño de las partículas que mantenga las condiciones anteriores.
- Baja densidad aparente.
- Elevada porosidad.
- Estructura estable, que impida la contracción.

### **2.26.2 Propiedades químicas del sustrato**

Vargas, y otros (2008) enseñan las siguientes propiedades químicas del sustrato.

- Baja o elevada capacidad de intercambio catiónico, dependiendo de que la fertirrigación se aplique permanentemente o de modo interrumpido, respectivamente.
- Suficiente nivel de nutrientes asimilables.
- Baja salinidad.
- Elevada capacidad tampón y capacidad para mantener constante el pH.
- Mínima velocidad de descomposición.

### **2.26.3 Otras propiedades del sustrato**

También Pastor (1999) expone las siguientes propiedades del sustrato.

- Libre de semillas de malas hierbas, nematodos y otros patógenos y sustancias fitotóxicas.
- Reproductividad y disponibilidad.
- Cómodo de mezclar.
- Manejable de desinfectar y estabilidad frente a la desinfección.
- Resistencia a cambios externos físicos, químicos y ambientales.

## **2.27 Sustratos designados para la investigación**

### **2.27.1 Fibra de coco**

La fibra de coco es originaria de Brasil y se produce a través del procesamiento industrial de 250.000 cocos al día, los mismos obtenidos desde huertos especialmente dedicados a la producción de frutos, para fines gastronómicos. La elaboración de sustrato se generó a partir de investigaciones e inversiones para el desarrollo de una política de producción agrícola e industrial, cuyo objetivo era impulsar el máximo aprovechamiento del fruto (Taveira, 2005).

La fibra de coco es un excelente material orgánico para formulaciones de sustratos debido a sus propiedades de retención de humedad y aireación, pH entre 5 y 6 y estructura física altamente estable, además de ser un estimulador de enraizamiento (Silveira, Rodrigues, Gomes, Mariano, & Mesquita, 2002).

Sin embargo, se debe indicar que el sustrato de fibra de coco, tiene como ventaja que no se encuentra sujeto a los riesgos derivados del proceso de compostaje. Además, se encuentra exento de semillas de malezas, plagas y enfermedades, ya que es sometido a altas temperaturas durante su procesamiento industrial (Muñoz Z. , 2007).

El sustrato de fibra de coco conserva características hidrófilas o de alta “remoabilidad”, lo que permite una significativa reducción de la cantidad de agua requerida en el riego, obteniéndose una importante disminución en los costos de producción del vivero (Taveira, 2005).

### **2.27.2 Humus de lombriz**

El humus de lombriz es un fertilizante de primer orden, es capaz de proteger el suelo de la erosión, siendo un mejorador de las características físico-químicas del suelo, de su estructura (haciéndolo más permeable al agua y al aire), aumentan la retención hídrica, regulando el incremento y la actividad de los nitritos del suelo, y la capacidad de almacenar y liberar los nutrientes requeridos por las plantas de forma equilibrada (nitrógeno, fósforo, potasio, azufre y boro) (Tenecela, 2012)

Sus características fundamentales es una buena estructura, drenaje, aireación, capacidad de retención de humedad, abundante cantidad de nutrientes en formas fácilmente asimilables para las plantas; así mismos demuestra la presencia de partículas cuya área superficial favorece la retención de los nutrientes, y provee micrositios (Aalok, Tripathi, & Soni, 2008).

El humus de lombriz es un material estabilizado, libre de olores y con características deseables como componente de sustratos de cultivo distintos del suelo, que se obtiene por la descomposición de residuos orgánicos a partir de la acción conjunta de las lombrices de tierra y de otros microorganismos (Paul & Metzger, 2005)

## **2.28 Reguladores de crecimiento vegetal**

Los reguladores de crecimiento son compuestos orgánicos diferentes de los nutrimentos, que, empleando en cantidades pequeñas, fomentan, inhiben o modifican de una u otra forma cualquier proceso fisiológico de la planta. Para utilizar las hormonas vegetales se extrae de alguna parte de la planta y se traslada a otra, donde sus concentraciones causan una respuesta fisiológica en la planta aplicada, la misma hormona puede originar diferentes tipos de crecimiento (Borbor, 2017).

Estas hormonas fueron descubiertas en la década de 1930 desde ahí existe muchos conceptos, mencionando también que se trata de compuestos de estructura química relativamente simple; que no cuentan con grupos proteicos asociados. Uno de ellos, el etileno, es además de naturaleza gaseosa, así mismo no se caracterizan por generar un efecto específico; es decir, su acción puede derivar en varios efectos diferentes a corto y/o a largo plazo, por otra parte, a diferencia de la generalidad de hormonas animales, algunas pueden tener acción en los mismos sitios de su síntesis (Jordán & Casaretto, 2006).

### **2.28.1 Auxinas**

Son hormonas que intervienen todo el ciclo de vida de las plantas y son especialmente interesantes ya que se distribuyen diferencialmente dentro de los tejidos lo que da lugar a diferentes métodos morfogenéticos, En efecto en las plantas, las auxinas intervienen en el tropismo a la gravedad y a la luz, la dominancia apical, el crecimiento de las partes florales y la diferenciación de los tejidos vasculares (Garay Arroyo, Sánchez, García Ponce, Álvarez, & Gutiérrez, 2014)

Hace muchos años atrás, se practicaba en ensayo en donde analizaban el crecimiento vegetal, es por esto que surgió el término auxina, proviene del griego “auxein” significa “crecer”, que fue aplicado pocos años después por Kögl y Haagen-Smith al examinar una sustancia promotora de crecimiento vegetal presente en orina humana, pero de estructura diferente a la hormona vegetal. La hormona vegetal fue luego aislada desde maíz y hongos e identificada más tarde como ácido indol-3-acético (Thimann, 1977).

Jordán & Casaretto (2006) La síntesis de IAA ocurre principalmente en meristemas apicales, hojas jóvenes y frutos en desarrollo. Plántulas de Arabidopsis pueden sintetizar IAA en hojas, cotiledones y raíces, siendo las hojas jóvenes las de mayor capacidad sintética. Se sabe que las plantas tienen varias rutas para sintetizar IAA, ninguna de estas rutas ha sido definida al detalle de conocer cada una de las enzimas e intermediarios. Las plantas usan dos rutas biosintéticas para producir IAA, una dependiente del triptófano (Trp) y otra independiente de él, siendo la primera la más importante y de la que se tiene más información. La síntesis de Trp es una de las más complicadas entre todos los aminoácidos, involucrando cinco pasos desde corismato (Fig.2).

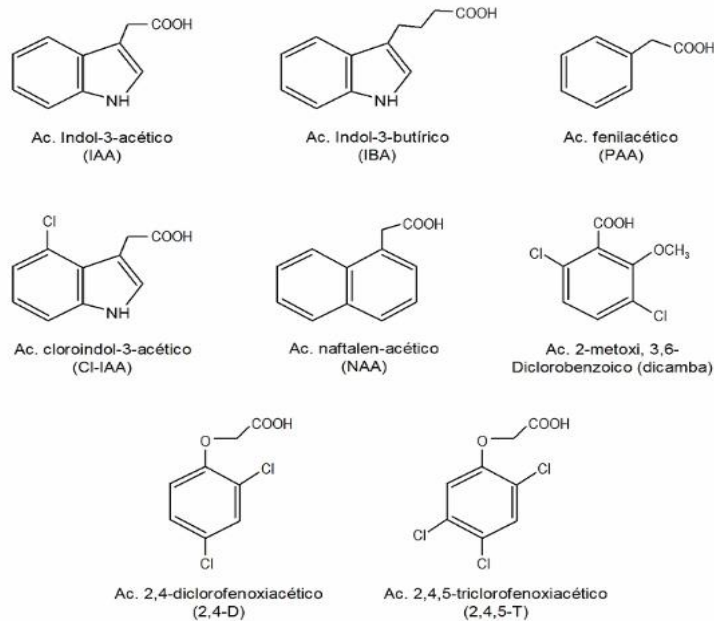


Fig. 2. Estructura de algunas auxinas naturales (IAA, IBA, PAA, Cl-IAA) y sintéticas (NAA, dicamba, 2,4-D y 2,4,5-T)

Fuente: (Jordán & Casaretto, 2006).

### 2.28.2 Giberelinas

Malonek, y otros (2005) y Tamura (1991) dan a conocer que las giberelinas también son consideradas como hormonas de crecimiento además están involucradas en varios procesos de desarrollo en vegetales. Su descubrimiento en plantas se remota a la época de los años 30, cuando científicos japoneses aislaron una sustancia promotora del crecimiento a partir de cultivos de hongos que parasitaban plantas de arroz causando la enfermedad del “bakanoe” o “subida de las plantas”. El compuesto activo se aisló del hongo *Gibberella fujikuroi* por Eichi Kurosawa en 1926 por lo que se denominó “giberelina”.

El efecto del hongo sobre las plantas afectadas consistía en un notable incremento en altura, aunque con fuerte merma en la producción de grano. El mayor crecimiento se debió al alto contenido de este factor de crecimiento producido por el ataque fúngico.

En definitiva, las hormonas giberelinas agranda el desarrollo de tejidos de manera estable, también ayuda con la elongación de raíces, hojas jóvenes, floración, además favorece en el estiramiento de segmentos nodales, participan en procesos de iniciación floral, vital en fertilidad de plantas masculinas y femeninas y estimula la germinación de semillas (Alcántara Cortes, Acero Godoy, Alcántara Cortés, & Sánchez, 2019).

### **2.28.3 Citocininas**

Las citocininas son hormonas esenciales en el accionar de varios procesos vinculados al crecimiento y desarrollo de las plantas y relacionados a la acción de varios genes. Se trata de derivados de la base adenina, el mismo que alcanzan sustentar e iniciar la proliferación de tejidos vegetales madre, igualmente permite producir una alta proliferación y división celular, produciendo con mayor cantidad en las células de los ápices radiculares (Alcántara Cortes, Acero Godoy, Alcántara Cortés, & Sánchez, 2019)

Así mismo la citocinina se descubrió naturalmente es algunas especies, encontradas en semillas de maíz (*Zea mays*) siendo la zeatina las misma que pertenece al grupo de la citocinina, además, junto a la zeatina se detectaron otros compuestos de acción semejante en el endosperma líquido de coco o “agua de coco” Según su origen se pueden distinguir dos tipos de citocininas: aquellas naturales generadas por las plantas y otras artificiales, sintetizadas por el hombre (Jordán & Casaretto, 2006).

Naturalmente las citocininas se sintetizan en la raíz y se transportan a través de la xilema a otros órganos de la planta, donde fomentan de manera general un estado más juvenil de desarrollo. Por ejemplo, en el tallo, promueven el crecimiento de las yemas axilares. Resulta cierto que las citocininas retrasan el envejecimiento de las hojas y aumentan su longevidad de diversas maneras, entre ellas la atracción de aminoácidos desde otras partes de la planta (Nabors, 2005).

## **2.29 Enraizadores químicos**

### **2.29.1 Ácido indol butírico (AIB)**

El ácido indol-3-butírico (AIB) es un promotor para el crecimiento de las raíces laterales de las plantas, la dosis y época de aplicación son críticas para estimular el enraizamiento. (Báez, González, Solís, Bautista, & Bernal, 2015)

Originalmente se conoció al ácido indol-butírico como un producto de síntesis solamente. Más tarde, se informó su aislamiento a partir de hojas y de semillas de maíz y de otras especies. En maíz el ácido indol-butírico se sintetiza in vivo, siendo el ácido indol-acético uno de sus precursores. Este producto químico también puede ser extraído de diferentes especies del género "Salix" (Ecured, s.f.).

Este tipo de hormonas de crecimiento ha mostrado un efecto positivo en el desarrollo de las plantas al estimular la formación de raíces laterales. El AIB fue utilizado primeramente como un promotor del crecimiento de raíces para la propagación asexual de plantas ornamentales y frutales. Sin embargo, en la actualidad ciertos estudios, han mostrado que el AIB proporciona beneficios directos en el crecimiento de las plantas que se siembran por

semilla: promueve la absorción de nutrientes, acelera el crecimiento, favorece la formación de la raíz y optimiza las funciones metabólicas (Báez, González, Solís, Bautista, & Bernal, 2015).

Para la aplicación del producto llamado IBA al 98% es necesario la dilución previa en alcohol. La mayoría de alcoholes que podemos encontrar en las farmacias tienen una concentración del 50%, (Cuzco, 2014). La mayoría de las especies forestales enraízan bien con dosis de 0,2% a 0.3% de AIB, aunque algunas pueden requerir dosis mayores o menores (Soudre, Mesen, Del Castillo, & Guerra, 2008).

Además, existe un protocolo en donde preparan el AIB para aplicar en esquejes, con las siguientes concentraciones de AIB se prepararon a partir del producto comercial Radix-10000® en polvo, mediante las diluciones necesarias con talco industrial (silicato de magnesio hidratado) (Ruiz, Vargas, Cetina, & Villegas, 2005)

Enríquez (2015) planteó determinar la respuesta de *Buddleja incana* a tres enraizadores, además, de determinar el porcentaje de prendimiento y sobrevivencia, evaluar el número y longitud de rebrote, probó con los siguientes enraizadores AIB (Ácido indolbutírico), AIA (ácido indolacético) y ANA (ácido naftalenoacético) Empleó, 30 % tierra de vivero; 30 % tierra negra; 30 % humus y 10 % de cascarilla de arroz. El mejor resultado lo presentó el T3 (Quishuar + AIB), a los 90 días alcanzó un 80 % de prendimiento y sobrevivencia, con una cantidad de 1,97 brotes y 6,69 cm de longitud de brotes, por lo que se concluye, que el AIB como estimulador del enraizamiento incidió positivamente en el desarrollo de las variables en estudio, sobrevivencia, número de rebrotes y longitud de rebrote, en la especie.

Muñoz & Molina (2016) propuso en establecer la respuesta mediante una investigación en donde aplico el ácido indol butírico (AIB) en estacas de la especie *Myrceugenia exsucca*, con el fin obtener enraizamientos de las estacas, entonces demostró que la aplicación de AIB afectó significativamente la sobrevivencia y enraizamiento de esquejes. Obtuvo los mejores resultados, sobre 85 % de estacas enraizadas.

### **2.30 Enraizadores Naturales**

En la actualidad el ser humano domina y se habilita en utilizar muchos productos naturales de su alcance, su curiosidad ha llevado a obtener productos que faciliten a obtener buenos resultados, al igual que productos químicos, también su visión por los productos naturales es por su fácil adquisición, su bajo costo comercial, no genera efectos secundarios o residuales y no es contaminante.

Naturalmente los enraizantes se utilizan mucho en la agricultura, en sus diferentes ramas como en fruticultura, herbolaria, floricultura y en pequeños huertos familiares; tradicionalmente se utilizan los enraizantes inorgánicos o químicos para alcanzar el mayor número de raíces primarias y secundarias en esquejes de plantas leñosas y herbáceas; sin embargo, existe los enraizantes naturales con igual resultado y mejores impactos sobre la naturaleza (AgroHuerto, 2019).

Actualmente, se ha descubierto que hay plantas que producen enraizantes de manera natural, por lo que podemos usarlas para hacer extractos o enraizantes naturales vegetales; en la actualidad el agricultor y viverista dedicado a la producción de plantas ya están trabajando con estos productos los mismos que no causan daños al medio ambiente y por su fácil utilización (AgroHuerto, 2019).

### **2.30.1 Agua de Coco (*Cocos nucifera* L.)**

El agua de coco, se considera un enraizante natural debido al contenido de sustancias de crecimiento como la auxina y la giberelina que ayudan en el enraizamiento de los esquejes en menor tiempo también el contenido de azúcares son favorables, siendo el agua de coco una buena sustancia con diferentes elementos (Miranda, 2016).

El agua de coco de buena calidad es trasparente e incolora, con un pH de 5 a 5,4, por lo tanto, es ligeramente ácida, y contiene un nivel Brix (medida de la concentración de azúcar) de 5 a 6,5 (FAO , 2007).

Jean, Yong, NG, & Tan (2009) Mencionan que el endospermo o liquido de coco, es uno de los productos naturales más versátiles del mundo, es muy apetecida el agua de coco en todo el mundo, ya que es nutritiva y beneficiosa para la salud, además hay evidencias científicas que demuestran la intervención del agua de coco en medicinas. El agua de coco se utiliza tradicionalmente como suplemento de crecimiento en el cultivo / micropropagación de tejidos vegetales. Las amplias aplicaciones del agua de coco pueden justificarse por su composición química única de azúcares, vitaminas, minerales, aminoácidos y fitohormonas.

Desde luego no debemos confundirnos el agua de coco con la leche de coco, aunque algunos estudios han utilizado los dos términos indistintamente (Kobayashi, y otros, 1997). El aceite de coco se obtiene del endospermo solido con o sin adición de agua. Los componentes principales de la leche de coco son agua (50% aproximado), grasas y proteínas (Seow & Gwee, 1997). Mientras que el agua de coco contiene principalmente agua (94% aproximado). A diferencia del agua de coco, la leche de coco, que es la fuente del aceite de coco, generalmente no se usa en formulaciones de medios de cultivo de tejidos vegetales (Jean, Yong, NG, & Tan, 2009).

En una investigación realizada observaron el efecto que generó el agua de coco en esquejes de cacao frente a los enraizantes comerciales en donde vieron el mejor resultado en el tratamiento con agua de coco, el mismo presentó un porcentaje de enraizamiento del 52%. Con esto explicaron que el agua de coco está compuesta por hormonas reguladoras de crecimientos y aminoácidos que permiten a los esquejes desarrollar rápidamente el sistema radicular y nuevos tejidos aéreos (Cajamarca Marín & Quevedo Guerrero, 2016).

### **2.30.2 Extracto de Sauce (*Salix fragilis*)**

Sin duda alguna el sauce es un auténtico enraizador natural. El sauce es una fuente natural de auxinas, además contiene gran cantidad de fosforo y potasio (InfoAgro, 2020).

Las especies del género *Salix* presentan dos sustancias que son el ácido indol butírico, que es una hormona vegetal que estimula el crecimiento de las raíces y el ácido salicílico que ayuda a defender el esqueje cuando hayamos hecho el corte ante cualquier infección y cualquier hongo, además el sauce es una especie que se caracteriza por producir raíces con mucha facilidad, por esta razón en muchos lugares se ha utiliza una solución de extracto de sauce para mejorar el enraizamiento y el pegue de estacas de muchas especies (Porras, 1993).

Así mismo, existe estudios en donde incluyen al sauce como enraizador, con el fin de notar los efectos, demostraron en la producción de plantines de Verónica lanceolada (*Hebe x andersonii*), cuyos esquejes fueron tomados de la parte apical, intermedia y basal de la rama,

se utilizaron infusiones de sauce y de álamo, cuyos resultados fueron de un 96.25% de esquejes prendidos con la aplicación de infusión de sauce y 95.25% con infusión de álamo (Tinco, 2013).

Así mismo, en otra investigación que realizaron sobre la propagación vegetativa de Arce (*Acer negundo*) con la aplicación de enraizadores naturales, los resultados fueron satisfactorios el mejor resultado fue con la aplicación del extracto de sauce. Además, con la aplicación de agua de coco obtuvo un porcentaje de prendimiento de 65% (Condori, 2006).

### **2.31 Propagadores o viveros**

Rápidamente para frenar el daño a la biodiversidad existente, se involucra estrategias efectivas siendo estas la propagación de especies nativas, esta propagación empieza forzosamente con el establecimiento de viveros, los cuales además de considerarse como una actividad primordial para la restauración (Rodríguez, Vergara, Ramos, & Sainz, 2009)

Propagadores o viveros se definen como sitios destinados a la producción de plantas forestales, frutales, ornamentales etc. En donde se les proporciona todos los cuidados requeridos para ser trasladadas al terreno definitivo de plantación, al mismo tiempo el viverista puede tener un mejor control durante el tiempo de la producción de plantas. Asimismo, es visto como una actividad económica productiva (Jimenez, 1993).

El vivero es conocido por contener un conjunto de instalaciones cuyo funcionamiento es la producción de plantas para abastecer las demandas de los programas de reforestación, restauración o arreglo estético del paisaje (Arriaga, Cervantes, & Vargas, 1994).

Naturalmente los viveros pueden funcionar como fuente productora de plantas y como un laboratorio de investigación de especies nativas. Otra ventaja de los viveros locales es que funcionan como bancos temporales de germoplasma y de las plántulas de las especies del lugar permite tener acceso constante a las diferentes especies para caracterizarlas, seleccionarlas y manejarlas, al mismo tiempo que se diseñan, conocen y adecuan técnicas sencillas para su propagación masiva. Así mismo un vivero forestal debe cumplir tres objetivos: 1) cubrir la demanda de planta requerida en la zona; 2) ofrecer una planta de calidad adecuada y 3) proporcionar planta a un costo razonable (Rodríguez, Vergara, Ramos, & Sainz, 2009)

### **2.32 Cámara húmeda**

Esta es utilizada en la propagación de plantas forestales, en floricultura y horticultura, con el fin de mantener la humedad relativa ambiente en niveles altos y constantes, durante el proceso de enraizamiento (Leakey, 1990).

Una cámara húmeda o de subirrigación es una estructura por plástico transparente haciendo de esta manera impermeable, también en la parte interna baja siendo la base de la cámara húmeda está conformado por un material de plástico de textura muy resistente, tomando forma de un recipiente, esto con el fin de agregar agua y su función es de mantener la humedad relativa en el interior de la cámara (Leakey, 1990).

Según Loach (1988) citado en (Román, 2014), "el ambiente interno de la cámara húmeda realiza una influencia crítica en el enraizamiento de estacas juveniles, este debe mantener niveles óptimos de irradiación, temperaturas adecuadas en el aire, el sustrato y las hojas y

buen balance de agua en las estacas o esquejes. La humedad relativa dentro de las cámaras es controlada por un sistema de humidificación al interior de la cámara, que puede contar con válvulas para la regulación de la nebulización” (p.18).

Para la medición de las variables de temperatura y porcentaje de humedad relativa se cuenta con un Data Logger. La temperatura dentro de las cámaras puede manejarse desde temperaturas bajas, 5°C, hasta un máximo de 33°C; la humedad relativa dentro de las cámaras puede ser regulada desde 40% hasta el 99%, alcanzando niveles de saturación para mantener una película de agua sobre superficies foliares, si así se requiere (Soto & Filgueira, 2009).

Cachique, Rodriguez, Ruiz, Vallejos, & Solis (2011) señalan que para un buen resultado la cámara húmeda debe estar protegida con una malla que genere el 80% de sombra colocada a dos metros del suelo para regular la temperatura y el paso de la radiación solar.

## CAPITULO 3

### 3. METODOLOGÍA

#### 3.1 Localización del Área Experimental

La presente investigación se realizó en la Granja “Miracielos” de propiedad de la Universidad Católica de Cuenca ubicada en la parroquia Ricaurte, cantón Cuenca, provincia del Azuay, en la coordenada geográfica -2.857041, -78.965081 a una altitud de 2600 ms.n.m (Mapcarta, 2018) (Fig.3).



Fig. 3. Localización del lugar donde se realizó la investigación.

Fuente: Google earth

## **3.2 Materiales**

### **3.2.1 Material vegetal**

- Esquejes de Gañal y de Quishuar

### **3.2.2 Materiales físicos**

- Tijera de podar
- Recipientes para el sustrato
- Cinta métrica
- Calibrador (pie de rey)
- Vasos de precipitación
- Balanza electrónica de precisión
- Estufa de laboratorio
- Marcadores
- Libreta de campo
- Cuaderno, lápiz
- Cámara
- Computador
- Termómetros
- Regla
- Pala de jardín

### **3.2.3 Insumos**

- Extracto de sauce
- Agua de coco
- Ácido indol butírico

### **3.2.4 Sustrato**

- Fibra de coco
- Humus de lombriz

## **3.3 Diseño experimental**

El diseño estadístico que se evaluó es el Diseño Completamente al Azar, DCA con 2 testigos y 6 tratamientos y seguidos de 5 repeticiones. Los factores en estudio son los enraizadores los elegidos para el estudio fueron el agua de coco, extracto de sauce y AIB (Ácido indol butírico), también dentro de los factores están los esquejes de Gañal (*Oreocallis grandiflora*) y Quishuar (*Buddleja incana*), se obtuvo un total de 280 esquejes a estudiar los mismos que fueron sembrados en bandejas forestales que contenían cavidades, en el cual se colocó el sustrato fibra de coco más humus de lombriz, todo esto bajo cámara húmeda.

### 3.3.1 Características del experimento

- Número de tratamientos 08
- Número de repeticiones 05
- Número de plantas por tratamiento 35
- Número de plantas por unidad experimental 7

### 3.3.2 Tratamientos estudiados

Los tratamientos estudiados consistieron en la implementación de dos testigos (sin enraizante) y 6 tratamientos con aplicación o sumergidos según los enraizadores como se presenta en el Cuadro. (Cuadro 4).

Cuadro No 4. Descripción de los tratamientos en estudio

Tratamientos	Código	Descripción
T1	A1B1	Agua de Coco + Gañal
T2	A2B1	Extracto sauce + Gañal
T3	A1B2	Agua de Coco + Quishuar
T4	A2B2	Extracto de sauce + Quishuar
T5	A3B1	AIB (Ácido indolbutírico) + Gañal
T6	A3B2	AIB (Ácido indolbutírico) + Quishuar
T7	B1	Gañal
T8	B2	Quishuar

### 3.4 Variables en estudio

Las variables de estudio fueron: Días a la brotación, Numero de brotes, Crecimiento de brotes (cm), Porcentaje de esquejes enraizados, Longitud de raíces (cm), volumen de raíces (ml), Peso fresco y peso seco de la raíz (gr).

Se analizaron los datos estadísticos mediante el analisis de varianza y la prueba de significación del Tukey al 5%. El paquete estadístico que se utilizó para el análisis de los datos es el InfoStat.

### 3.5 Manejo del experimento

#### 3.5.1 Localización de las especies

Se ha verificado plantas madres de la especie Gañal en el sector Campo alegre del cantón Biblián, provincia del Cañar en las coordenadas geográficas 2°39'39" S - 78°54'09" W a una altitud de 3023 ms.n.m. Mientras tanto la especie Quishuar se ha localizado en la parroquia Chorocopte del cantón Cañar, provincia del Cañar en las coordenadas geográficas 2°38'40" S 78°57'46" W, a una altitud de 3437msnm.

#### 3.5.2 Extracción de esquejes

Dos días antes de empezar a trabajar con la investigación en el campo, se procedió a visitar los lugares en donde se encuentran las plantas madres con el fin de extraer los esquejes, tomando en cuenta que las plantas madres se encuentren sanas, de igual manera se recolectó esquejes de estas dos especies, se obtuvo esquejes de 20 cm de largo y 1 cm de diámetro, cortadas en bisel la parte superior la parte inferior en forma recta, para su traslado se envolvió los esquejes en papel periódico con el fin de evitar la deshidratación y además fueron ubicadas en un cajón térmico (Fig. 4).



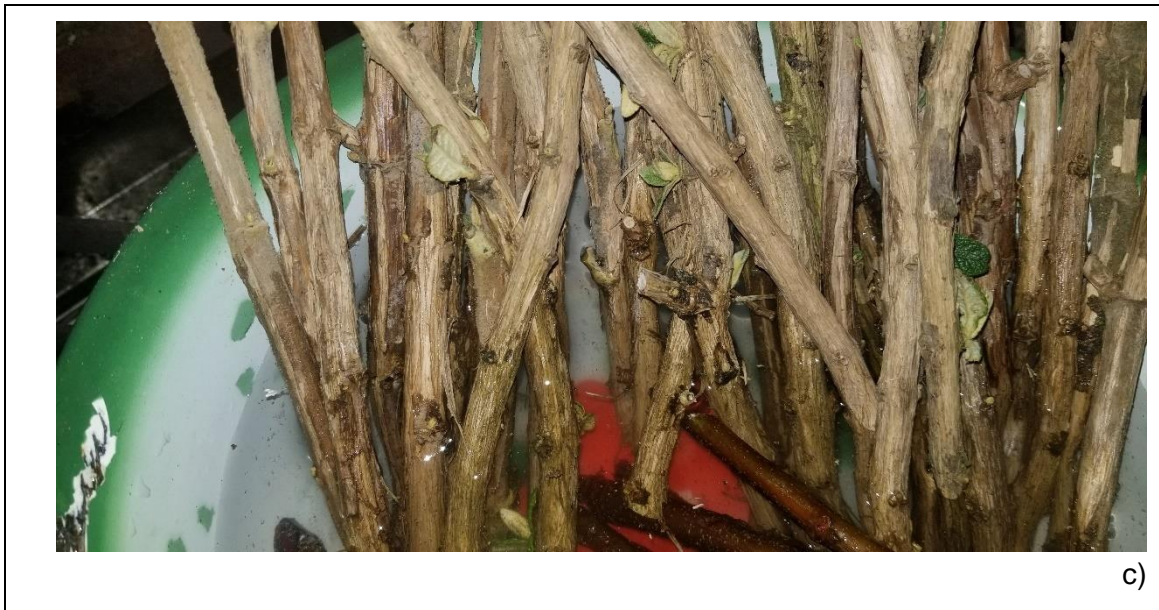


Fig. 4. a) planta madre Quishuar. b) planta madre Gañal. c) esquejes extraídos.

### 3.6 Desinfección de los esquejes

Antes de introducir los esquejes en los tratamientos ya mencionados, se desinfecto los esquejes de las dos especies. Así mismo se guio el protocolo utilizado por Farinango (2020) el autor utiliza una solución de Vitavax en donde los esquejes estan sumergidos en un periodo de 5 a 10 segundos. Para realizar esta desinfección se siguió las instrucciones recomendadas por el producto, se aplicó 15 gotas de desinfectante liquido en 1 litro de agua , lo cual se preparo en un recipiente, finalmente se introdujo los esquejes en la solución (Fig. 5).



Fig. 5. Solucion desinfectante.

### 3.7 Preparación de enraizadores

Para obtener los enraizadores elegidos para el estudio, se manejó los siguientes procedimientos. En caso del enraizador extracto de sauce se siguió el procedimiento de Condori (2006) se recolecto ramas de sauce, para posteriormente extraer el extracto a una

relación de 1 kg de sauce por un 1 l de agua. Por otra parte para el agua de coco se usó 7 a 8 cocos, de cada uno se pudo obtener alrededor de 350 ml, usando finalmente 1 l para cada especie.

Finalmente obtenido los enraizantes naturales se optó en hacer el procedimiento que indica Quispe (2013), el mismo que se utilizó para aplicar los esquejes en el enraizante, se dejó en remojos por 24 horas en el extracto de sauce, Del mismo modo se siguió el protocolo de Palacios & Vallejos (2020) , en donde se sumergió a los esquejes en el agua de coco por 12 horas (Fig. 6).

En el caso del ácido indolbutírico también se empleó el protocolo que manejó Cuzco (2014) en donde para la aplicación del producto llamado IBA al 98% no es soluble en agua, así que se realizó una dilución previa en alcohol, una vez disuelto totalmente se procedió a mezclar esta sustancia en agua, considerando las recomendaciones técnicas de la casa comercial. Finalmente se dejó reposar los esquejes por un periodo de 12 horas.

#### Dosis de la solución enraizante por tratamiento

Dosis T1	Agua de coco puro 1 l.
Dosis T2	1 kg de sauce por 1 l de agua.
DosisT3	Agua de coco puro 1 l.
DosisT4	1 kg de sauce por 1 l de agua.
DosisT5	Acido indolbutírico 1 gr, disuelta en 1 de alcohol por 1 l de agua
DosisT6	Acido indolbutírico 1 gr, disuelta en 1 l de alcohol por 1 l de agua.
DosisT7	Testigo 1
DosisT8	Testigo



Fig. 6. a) agua de coco. b) Acido indolbutirico. c) esquejes en los enraizantes.

### 3.8 Preparación del sustrato

Un día antes de la siembra, se realizó una mezcla para obtener el sustrato indicado para el estudio, en un recipiente se realizó la mezcla siguiendo las indicaciones de Gosálbez (2013) que consistió el 60% de fibra de coco y 40% de humus de lombriz el sustrato obtenido de la mezcla es propenso para la alimentación y el desarrollo del esqueje (Fig. 7).



Fig. 7. a) fibra de coco. b) humus de lombriz. c) sustrato preparado.

### 3.9 Llenado de bandejas

Se utilizó bandejas forestales, las mismas que posteriormente fueron llenadas por el sustrato obtenido de la mezcla que se realizó, además fueron marcadas las filas que contenía las cavidades en forma vertical según los tratamientos que se determinaron al azar (Fig. 8).

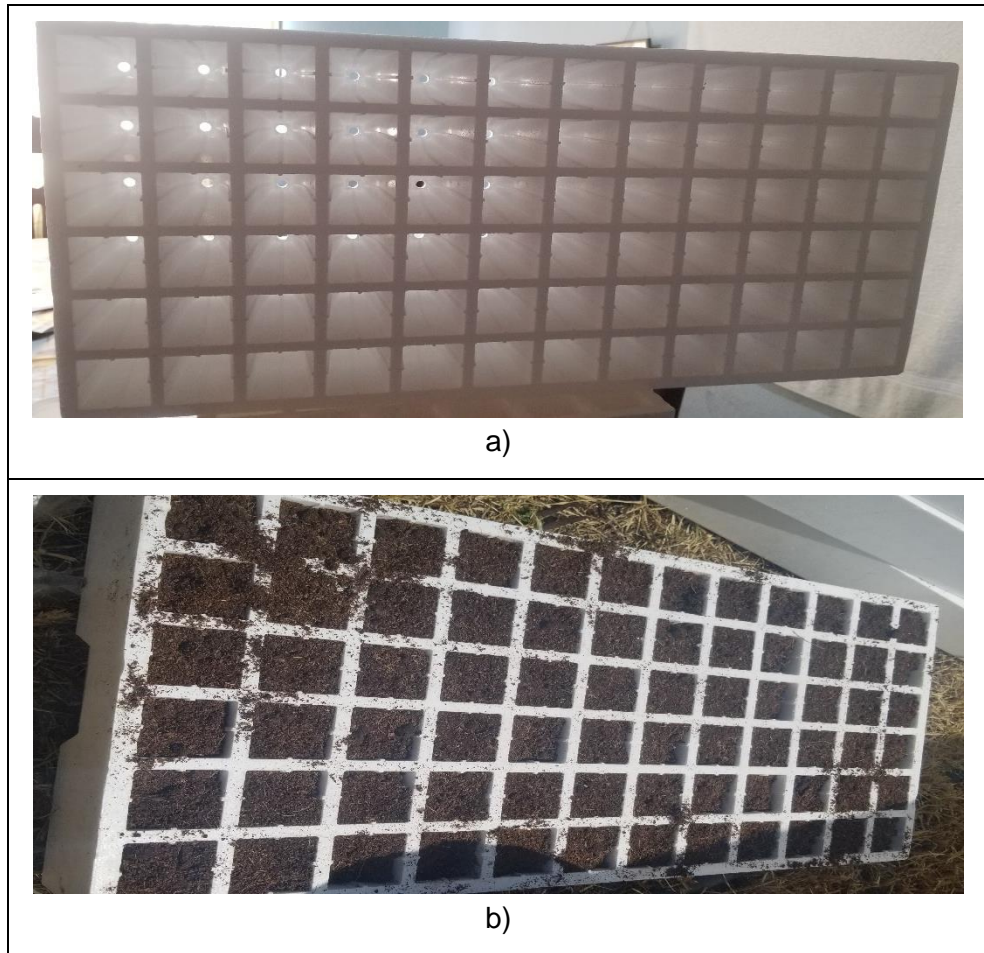
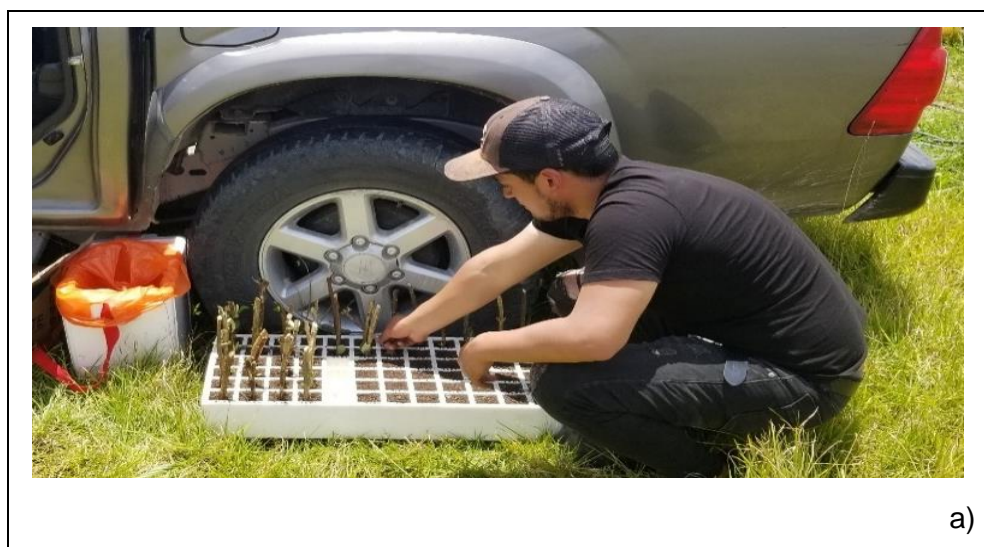


Fig. 8. a) bandeja forestal. b) bandeja con el sustrato.

### 3.10 Siembra

La siembra se realizó con una profundidad de 5 cm en los orificios de las bandejas forestales, sembrando 35 esquejes por tratamiento, siendo 8 tratamientos en total, haciendo un total de 280 esquejes. Por último, fueron introducidas en la cámara húmeda (Fig. 9).



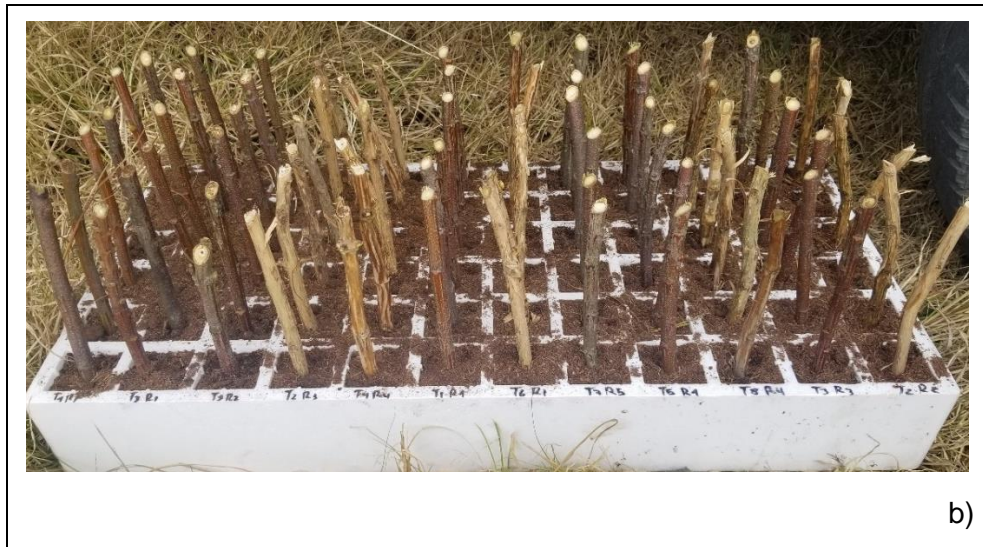


Fig. 9. a) siembra de esquejes. b) esquejes sembrados.

### 3.11 Cuidados culturales bajo la cámara húmeda

El riego se realizó mediante el sistema de nebulización, se automatizó el sistema con un timer, así mismo se programó a que se active automáticamente cada 4 horas por 2 minutos esto en las mañanas y en las tardes, el riego se activaba las siguientes horas 6 am, 10am, 2pm y 6pm. El principal riesgo para los esquejes en los primeros días es la deshidratación. No tienen raíces por lo que no pueden absorber agua ni nutrientes. Para evitar que se deshidraten y mueran, naturalmente se mantuvo en una humedad relativa de 90%. Según la temperatura que existía en el interior de la cámara húmeda había cambios en la humedad subía y bajaba y así en viceversa, la temperatura se registraba con un data logger y un medidor de temperatura. Al cumplir los dos meses después de la siembra el riego se lo realizó manualmente en forma de lluvia por 10 minutos (Fig. 10).

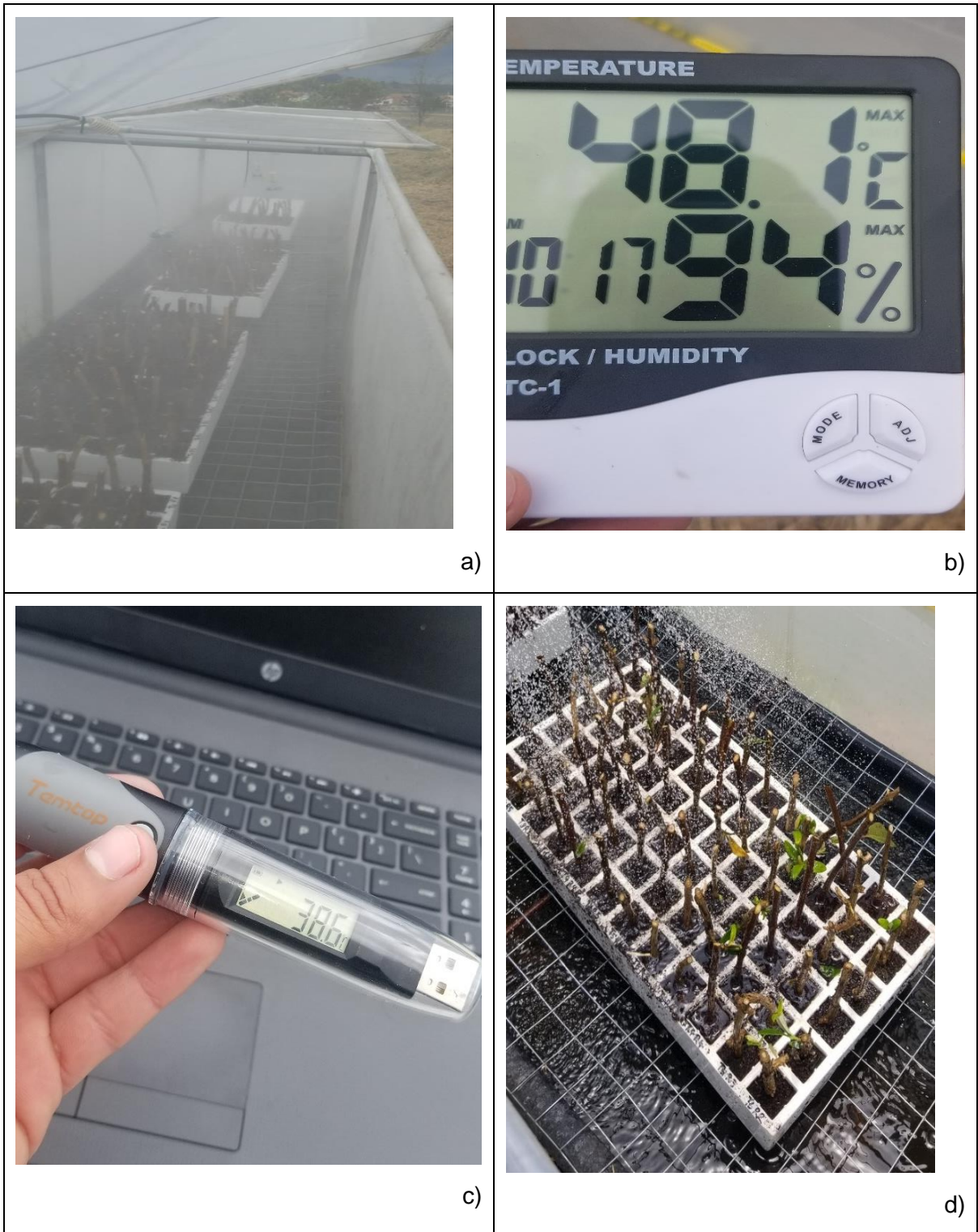


Fig. 10. a) riego por sistema de nebulización. b) medidor de temperatura. c) data logger. d) riego manual.

### 3.12 Registro de datos e información

#### 3.12.1 Días de brotación

Se realizó el registro de brotaciones desde el día que se ejecutó la siembra, se observó a los 20 y 30 días después de la siembra resultados, en donde los esquejes demostraron sus primeras brotaciones (Fig. 11).



Fig. 11. a) brotación en esqueje de Quishuar. b) brotación en esqueje de Gañal.

#### 3.12.2 Numero de brotes

Así mismo a los 30 días que fueron sembrados, se contabilizó y se registró el número de brotes por cada esqueje las lecturas se realizaron cada 15 días, hasta llegar al final de la fase de la investigación de campo.

#### 3.12.3 Crecimiento de brotes (cm)

Después de la brotación se midió y se registró el crecimiento de los brotes cada 15 días, con la ayuda de un calibrador digital (Fig. 12).



Fig. 12. Medición de los brotes con un calibrador.

#### **3.12.4 Porcentaje de esquejes enraizados**

Esta variable se determinó al final de la fase de campo, mediante una regla de tres simple, a los cuales se procedió a sacar los esquejes del sustrato y verificar a cada uno la presencia de raíces.

#### **3.12.5 Longitud de raíces**

Esta variable también se realizó al final del estudio en el campo, se evaluaron la longitud de la raíz en cm desde el cuello radicular hasta la cofia en esquejes enraizados extraídas de la bandeja. Para ello se utilizó una regla graduada en cm (Fig. 13).



Fig. 13. Medición de la longitud de la raíz.

### **3.12.6 Determinar el volumen de la raíz (fase laboratorio)**

De igual manera esta variable se procedió hacer al final de la investigación, se sacó el esqueje del sustrato y se colocó en un vaso de precipitación, calculando con el agua, la diferencia del agua desalojada será el volumen de la raíz, esto se realizó en los esquejes enraizados.

### **3.12.7 Peso seco y peso fresco de la raíz (fase laboratorio)**

Mediante una balanza electrónica de precisión, se obtuvo los datos del peso fresco y peso seco. Para el secado de muestras se utilizó la estufa de laboratorio a 85 °C por 24 horas (Fig. 14).

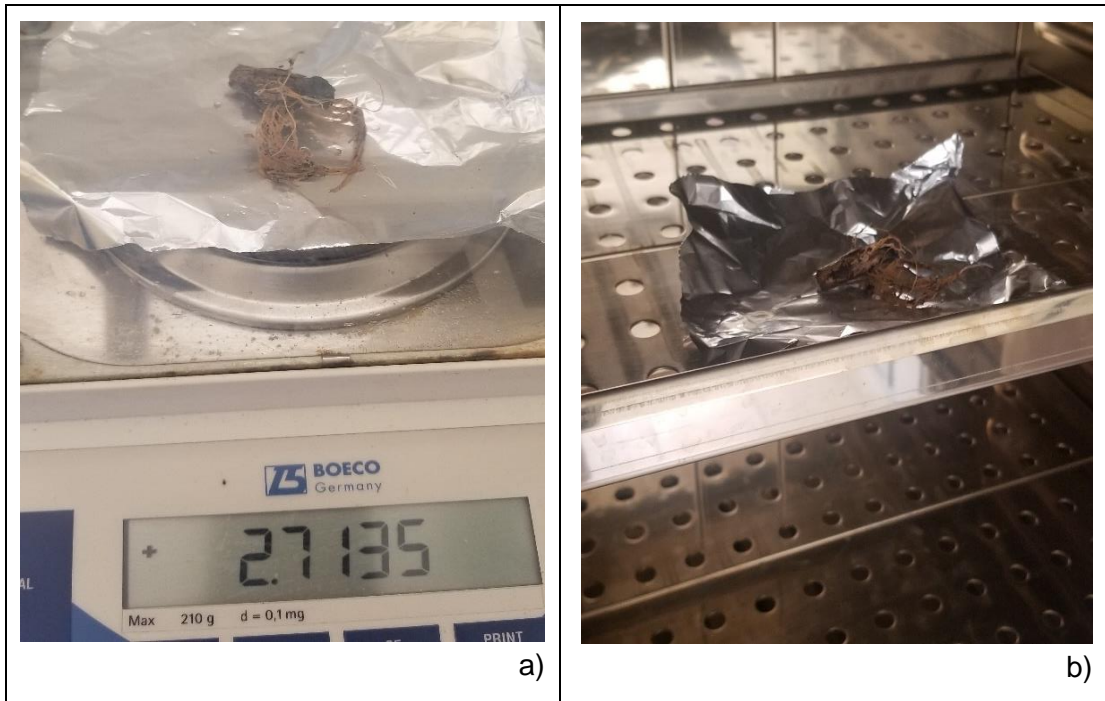


Fig. 14. a) peso fresco de la raíz. b) raíz dentro de la estufa para su respectivo secado.

## CAPITULO 4

### 4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### 4.1 Días de brotación

Se registró mediante el conteo de los días transcurridos de la siembra de los esquejes hasta tener los primeros resultados de brotación, los tratamientos T2 y T6 presentaron los primeros brotes a los 21 días, así mismo sigue el tratamiento T4 con pocos resultados a los 28 días, también el tratamiento T1 y T8 con escasos resultados se observó las brotaciones a los 30 días, finalmente el tratamiento T3, T5 y T7 no se observó resultados (Fig. 15).

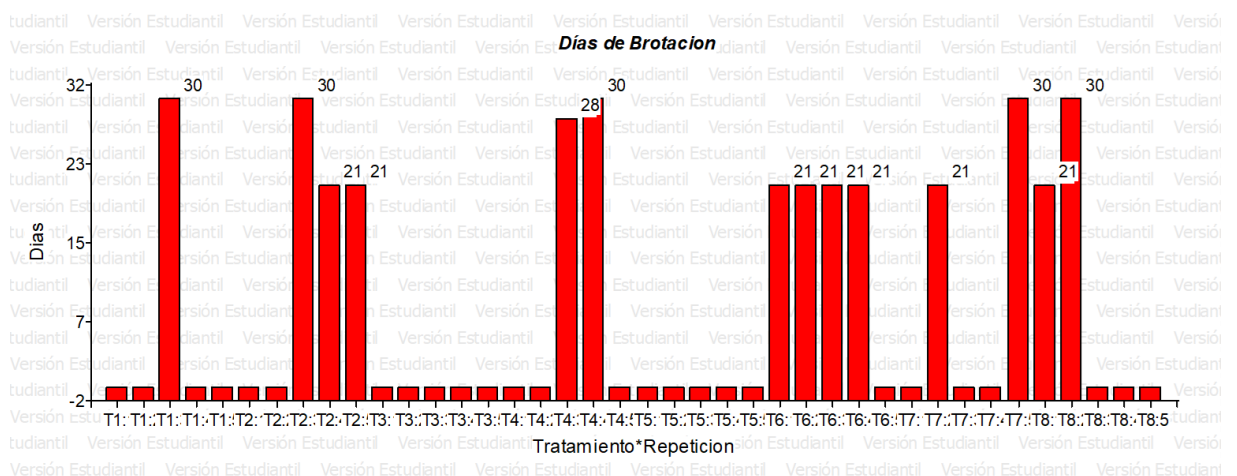


Fig. 15. Días de Brotación.

## 4.2 Numero de brotes a los 30 días

Se contabilizó y se registró el número de yemas brotadas de los esquejes de cada especie en estudio, a los 30 días existe resultados no tan satisfactorios en cada tratamiento. El tratamiento T6 demostró mayor número de brotación y seguido del tratamiento T2. (Fig.16).

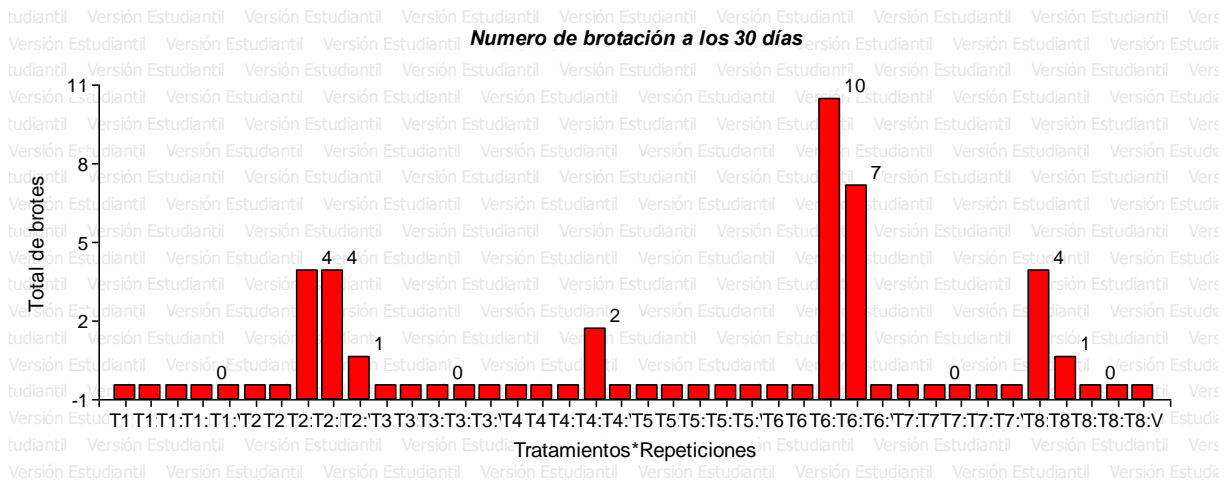


Fig. 16. Numero de brotes a los 30 días.

## 4.3 Numero de brotes a los 45 días

No se observa a los 45 días resultados diferentes, permanecen los mismos resultados como se registró a los 30 días (Fig. 17)

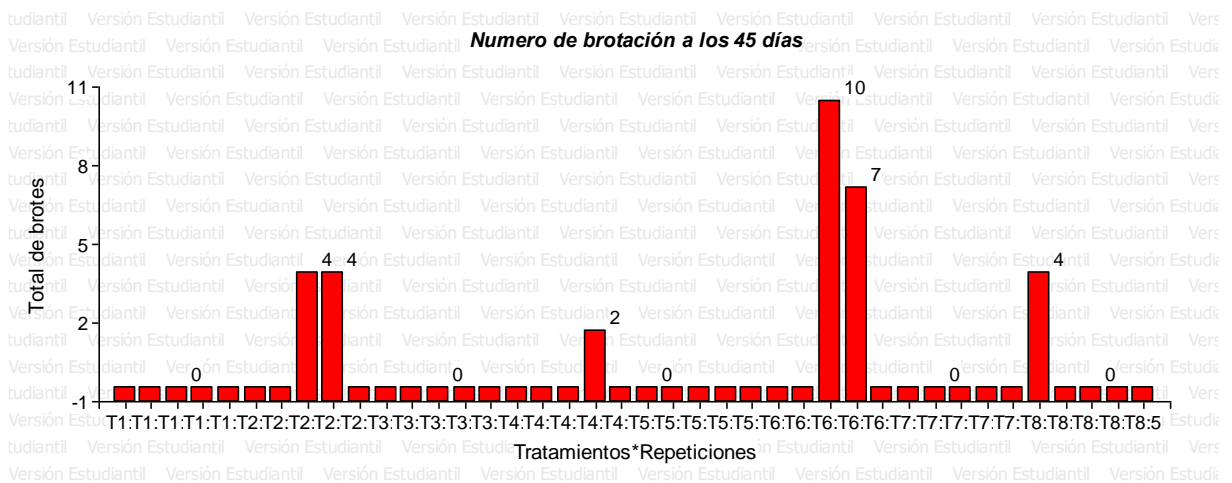


Fig. 17. Numero de brotes a los 45 días.

## 4.4 Numero de brotes a los 60 días

De igual manera a los 60 días no existe resultados favorables, el tratamiento T6 sigue con mayor número de brotes, pero los demás tratamientos pierden firmeza y no generan resultados esperados (Fig. 18).

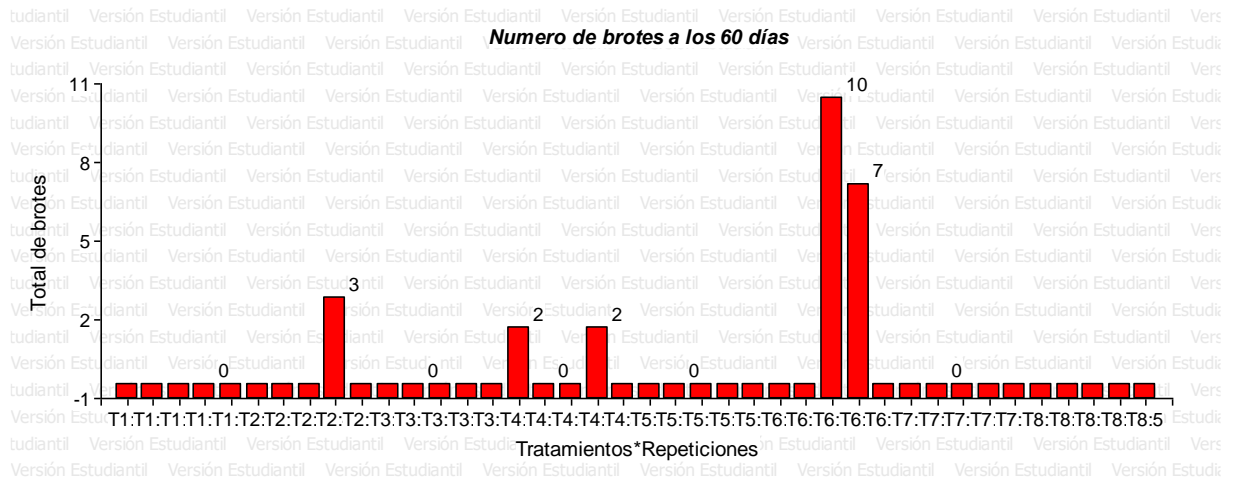


Fig. 18. Numero de brotes a los 60 días.

#### 4.5 Numero de brotes a los 75 días

Los resultados a los 75 días en el tratamiento T6 se ve una rebaja en brotes y en los demás tratamientos se observa un empobrecimiento de brotes (Fig. 19)

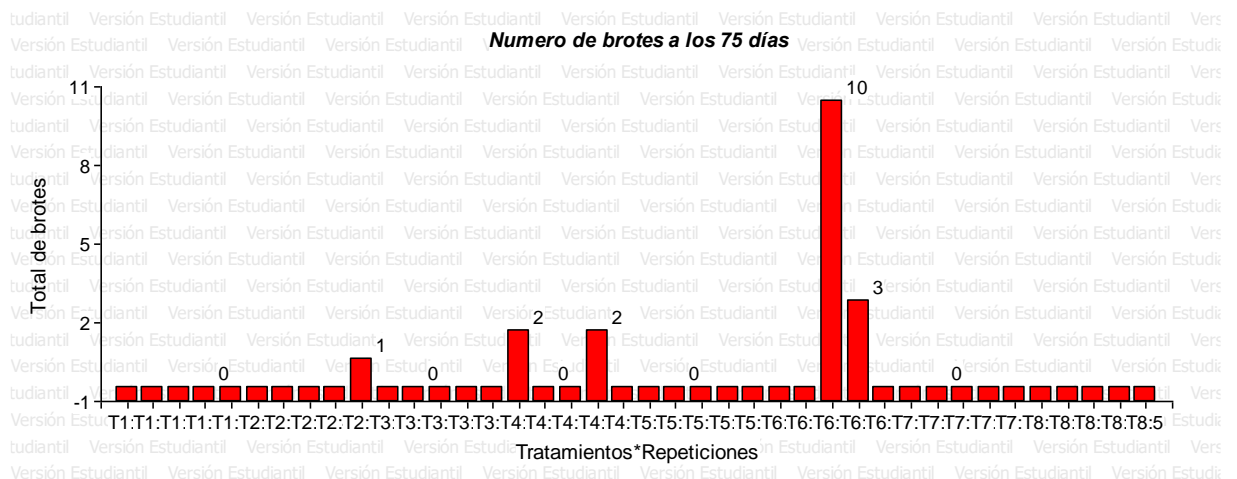


Fig. 19. Numero de brotes a los 75 días.

#### 4.6 Numero de brotes a los 90 días

Los resultados a los 90 días son muy bajos, tenemos dos tratamientos que presentan escasas brotaciones los tratamientos en pie es el T6 y T4 (Fig. 20).

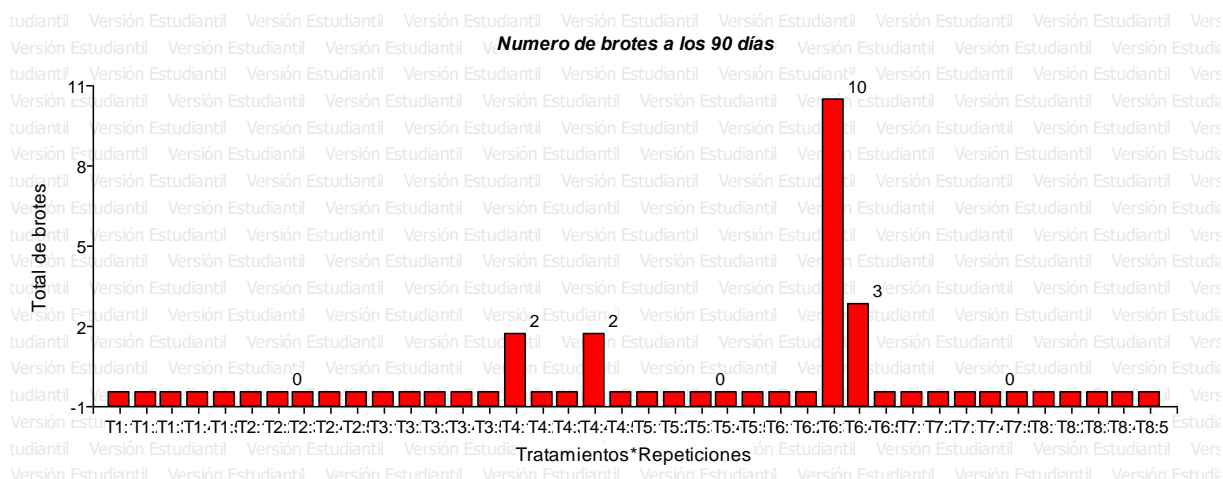


Fig. 20. Numero de brotes a los 90 días.

#### 4.7 Crecimiento de brotes a los 30 días

Después de la brotación se midió y se registró el crecimiento de las yemas brotadas cada 15 días. Para la variable crecimiento de brotes a los 30 días, no existe diferencias significativas con un p-valor de 0,0873 (Cuadro 5).

Cuadro No 5. Análisis de varianza de Crecimiento de brotes a los 30 días con Test Tukey al 0,05.

Tratamientos	Medias	E. E	
T6	0,11	0,03	A
T8	0,05	0,03	A
T2	0,05	0,03	A
T4	0,01	0,03	A
T7	0,00	0,03	A
T3	0,00	0,03	A
T5	0,00	0,03	A
T1	0,00	0,03	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ )  $CV= 228,84 \%$

Los resultados indican que, el tratamiento T6 esquejes de Quishuar aplicados el enraizador IBA ácido indol butírico demuestra crecimiento de brotes con una media de 0,11 cm, así mismo le sigue el tratamiento T2 (Quishuar + extracto de sauce) y T8 (Testigo) con una media de 0,05 cm. El menor resultado que señala es el tratamiento T4 (Quishuar + agua de coco) con una media de 0,01 cm y finalmente los tratamientos que no muestran resultados son

T1 (Gañal + extracto de sauce), T3 (Gañal + agua de coco), T5 (Gañal + IBA) y T7 (testigo) (Fig. 21).

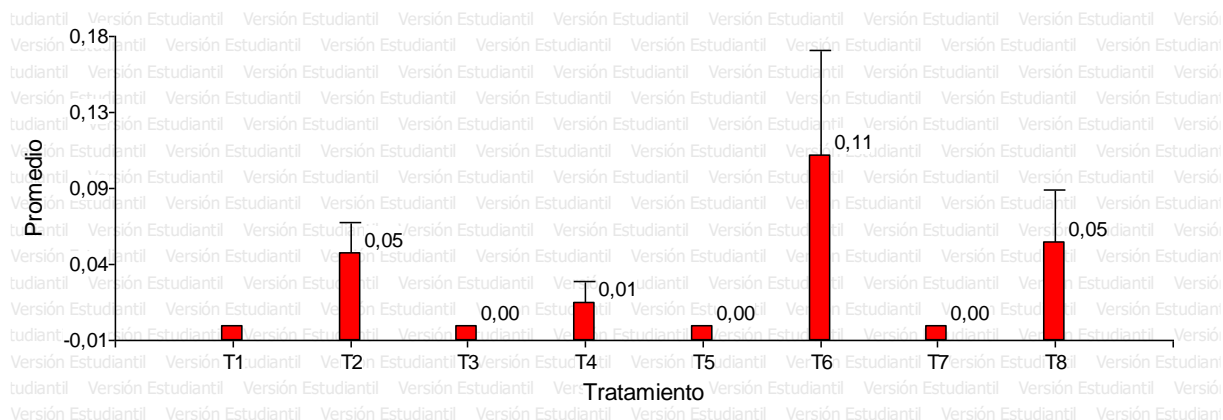


Fig. 21. Crecimiento de brotes a los 30 días.

#### 4.8 Crecimiento de brotes a los 45 días

Mediante el análisis de varianza Tukey 0,05, demuestra resultados que por los datos escasos que existe en el proyecto de investigación, genera un p-valor de 0,1464 y el coeficiente de variación es de 261,90 mayor al 25% (Cuadro 6)

Cuadro No 6. Análisis de varianza de Crecimiento de brotes a los 45 días con Test Tukey al 0,05.

Tratamientos	Medias	E. E	
<b>T6</b>	0,12	0,03	A
<b>T8</b>	0,05	0,03	A
<b>T2</b>	0,04	0,03	A
<b>T4</b>	0,02	0,03	A
<b>T1</b>	0,00	0,03	A
<b>T7</b>	0,00	0,03	A
<b>T3</b>	0,00	0,03	A
<b>T5</b>	<u>0,00</u>	<u>0,03</u>	A

*Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ ) CV= 261,90*

De los resultados obtenidos se indica que, el tratamiento T6 esquejes de Quishuar aplicados el enraizador IBA ácido indol butírico presenta un crecimiento de brotes con una media de 0,12 cm, y el menor crecimiento existe en el tratamiento T2 esquejes de Quishuar aplicados el enraizador extracto de sauce con una media de 0,02 cm, por último los tratamientos T1 (gañal + extracto de sauce), T3 (Gañal + agua de coco), T5 (Gañal + IBA) y T7 (testigo) no enseñan resultados (Fig. 22).

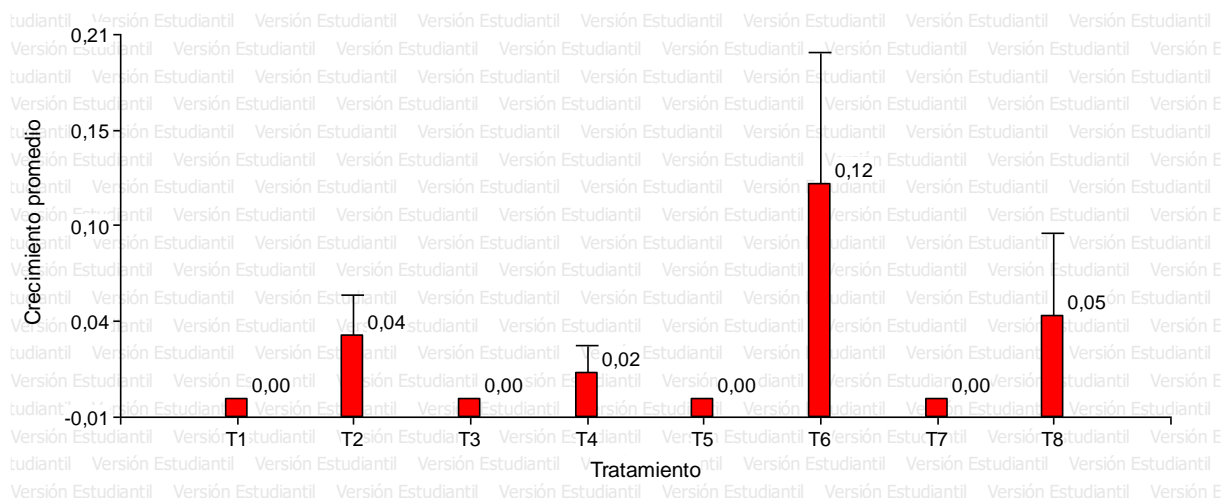


Fig. 22. Crecimiento de brotes a los 45 días.

#### 4.9 Crecimiento de brotes a los 60 días

El análisis de varianza Tukey 0,05, demuestra resultados no placenteros por la baja respuesta del proyecto de investigación, genera un p-valor de 0,0375 demostrando una diferencia estadística y de igual manera el coeficiente de variación es de 328,35 mayor al 25% (Cuadro 7).

Cuadro No 7. Análisis de varianza de Crecimiento de brotes a los 60 días con Test Tukey al 0,05.

Tratamientos	Medias	E. E	
<b>T6</b>	0,16	0,03	A
<b>T4</b>	0,03	0,03	A
<b>T8</b>	0,00	0,03	A
<b>T7</b>	0,00	0,03	A
<b>T5</b>	0,00	0,03	A
<b>T3</b>	0,00	0,03	A
<b>T2</b>	0,00	0,03	A
<b>T1</b>	<u>0,00</u>	<u>0,03</u>	A

*Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ ) CV= 328,35*

El crecimiento brotes a los 60 días los resultados no son muy agradables, los tratamientos pierden viveza, los resultados que se observa son muy bajos, el tratamiento T6 esquejes de Quishuar aplicados el enraizante IBA ácido indol butírico demuestra una media de 0,16 cm, le sigue el tratamiento T4 (Quishuar + agua de coco) con una media de 0,03 cm, y los demás tratamientos no rinden resultados (Fig. 23).

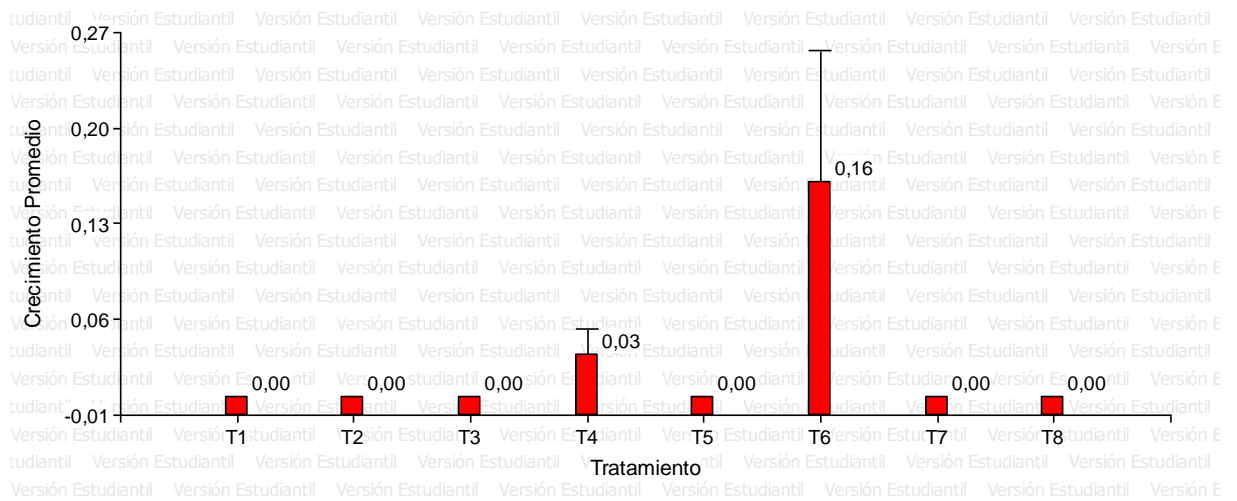


Fig. 23. Crecimiento de brotes a los 60 días.

#### 4.10 Crecimiento de brotes a los 75 días

De igual forma se hizo el análisis de varianza Tukey 0,05, en donde demuestra resultados no placenteros por la razón que existe baja respuesta del proyecto de investigación, genera un p-valor de 0,4448 y de igual manera el coeficiente de variación es de 427,63 mayor al 25% (Cuadro 8).

Cuadro No 8. Análisis de varianza de Crecimiento de brotes a los 75 días con Test Tukey al 0,05.

Tratamientos	Medias	E. E	
T6	0,06	0,02	A
T4	0,04	0,02	A
T8	0,00	0,02	A
T1	0,00	0,02	A
T5	0,00	0,02	A
T2	0,00	0,02	A
T3	0,00	0,02	A
<u>T7</u>	<u>0,00</u>	<u>0,02</u>	A

*Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ )  $CV=427,63$*

Los resultados a los 75 días son bajos, el tratamiento 6 (Quishuar + IBA) indica una media de 0,06 cm y el tratamiento T4 (Quishuar + agua de coco) enseña una media 0,04 cm, finalmente los demás tratamientos no forman brotaciones (Fig. 24).

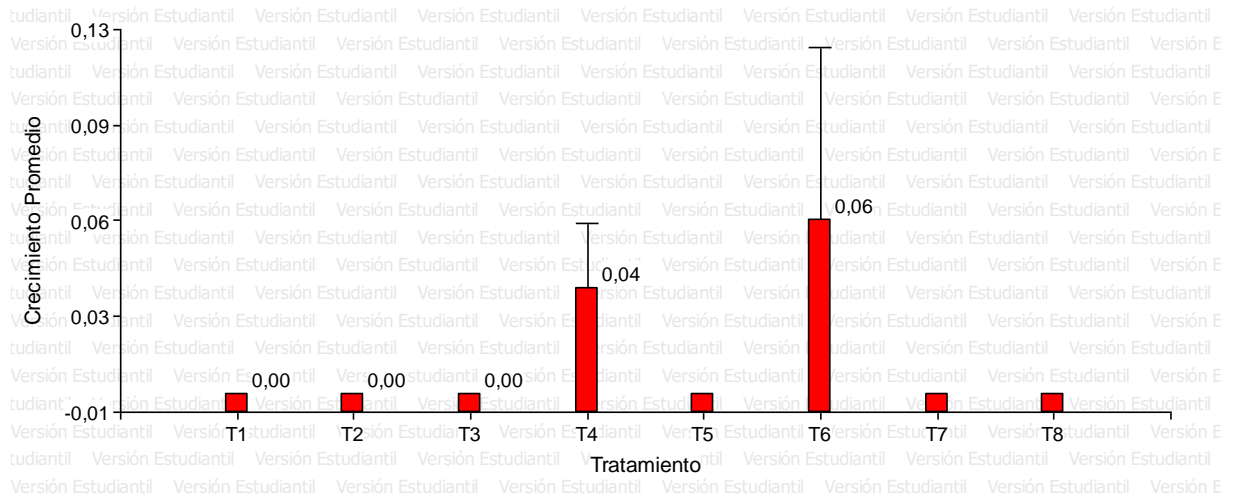


Fig. 24. Crecimiento de brotes a los 75 días.

#### 4.11 Crecimiento de brotes a los 90 días

En esta variable el análisis de varianza Tukey 0,05, demuestra resultados inferiores no diferentes, genera un p-valor de 0,1824 y de igual forma el coeficiente de variación es de 349,30 mayor al 25% (Cuadro 9).

Cuadro No 9. Análisis de varianza de Crecimiento de brotes a los 90 días con Test Tukey al 0,05.

Tratamientos	Medias	E. E	
<b>T6</b>	0,17	0,05	A
<b>T4</b>	0,09	0,05	A
<b>T8</b>	0,00	0,05	A
<b>T7</b>	0,00	0,05	A
<b>T5</b>	0,00	0,05	A
<b>T3</b>	0,00	0,05	A
<b>T2</b>	0,00	0,05	A
<b>T1</b>	<u>0,00</u>	<u>0,05</u>	A

*Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ ) CV=349,30*

El tratamiento T6 (Quishuar + Iba) da un resultado de crecimiento promedio de brotaciones una media de 0,17 cm y el tratamiento T4 (Quishuar + agua de coco) el resultado de crecimiento promedio es una media de 0,09 cm, los demás tratamientos no desarrollan brotaciones (Fig. 25).

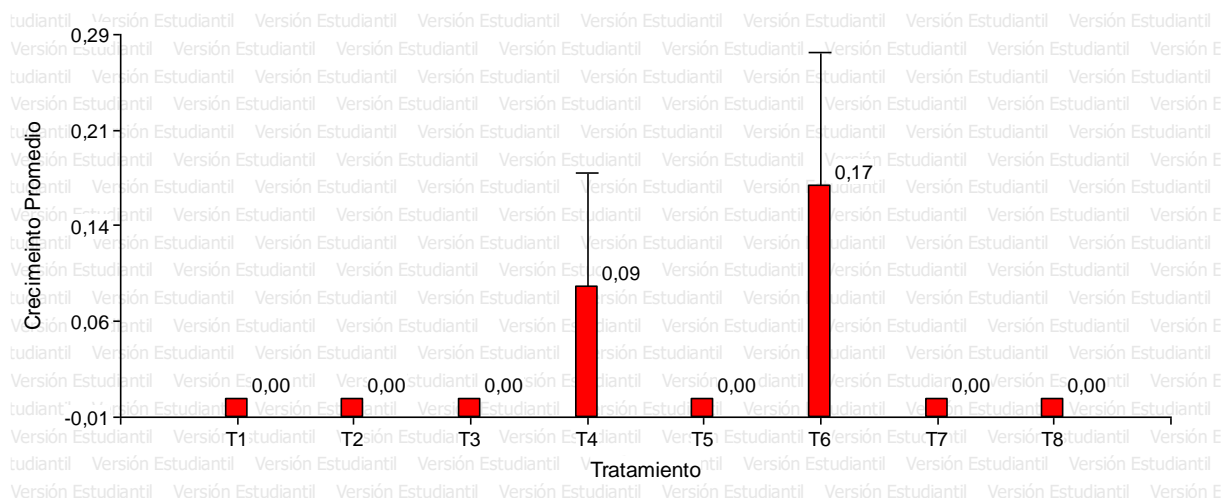


Fig. 25. Crecimiento de brotes a los 90 días.

#### 4.12 Porcentaje de esquejes enraizados

En esta variable se observa que el tratamiento T6 (Quishuar + IBA) posee un porcentaje de 11,42% de esquejes enraizados, también el tratamiento T4 (Quishuar + agua de coco) contiene el 5,71% de esquejes enraizados (Fig. 26).

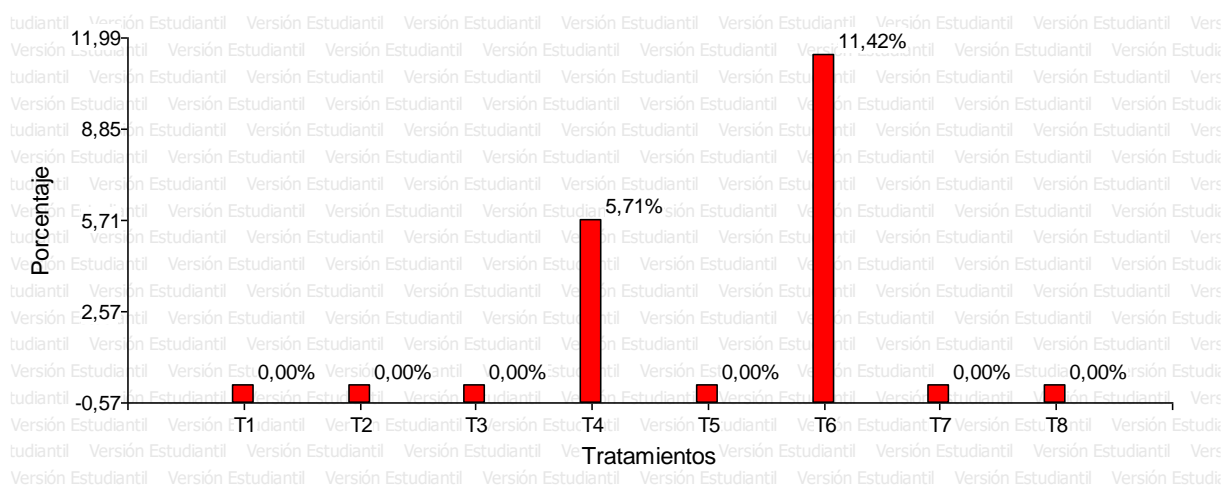


Fig. 26. Porcentaje de esquejes enraizados por tratamiento.

#### 4.13 Longitud de raíces

En esta variable se midió la longitud de la raíz de los esquejes enraizados se eligió 2 de los 6 esquejes enraizados y se procedió a medir con una regla graduada en cm, se sacó el promedio de los esquejes el tratamiento T6 (Quishuar + IBA) genero un promedio de 5 cm y el tratamiento T4 (Quishuar + agua de coco) demostró un promedio de 4,25 cm (Fig. 27).

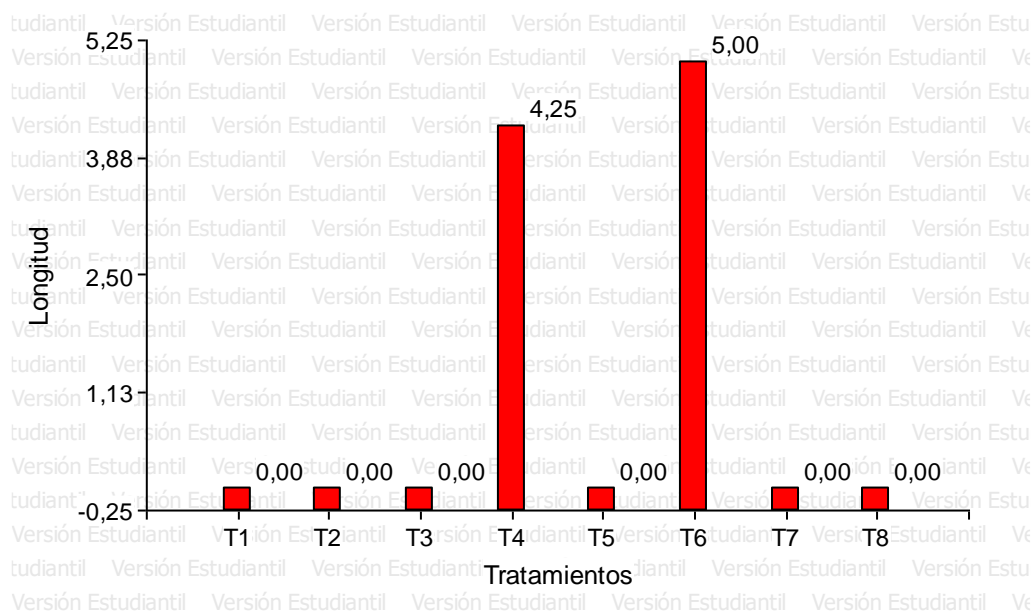


Fig. 27. Longitud de raíces.

#### 4.14 Volumen de raíces

Para la variable volumen de raíces no existe diferencia significativa con p-valor 0,0995 y el coeficiente de variación es de 434,54 mayor al 25% (Cuadro 10).

Cuadro No 10. Análisis de varianza de volumen de raíces con Test Tukey al 0,05.

Tratamientos	Medias	E. E	
<b>T4</b>	2,30	0,77	A
<b>T6</b>	2,20	0,77	A
<b>T7</b>	0,00	0,77	A
<b>T8</b>	0,00	0,77	A
<b>T5</b>	0,00	0,77	A
<b>T2</b>	0,00	0,77	A
<b>T3</b>	0,00	0,77	A
<b>T1</b>	0,00	0,77	A

*Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ ) CV=434,54*

De los resultados obtenidos se observa que el tratamiento T4 (Quishuar + agua de coco) tiene el mayor valor con una media de 2,30 ml, el valor menor tiene el tratamiento T6 (Quishuar + IBA) con una media de 2,20 ml (Fig. 28).

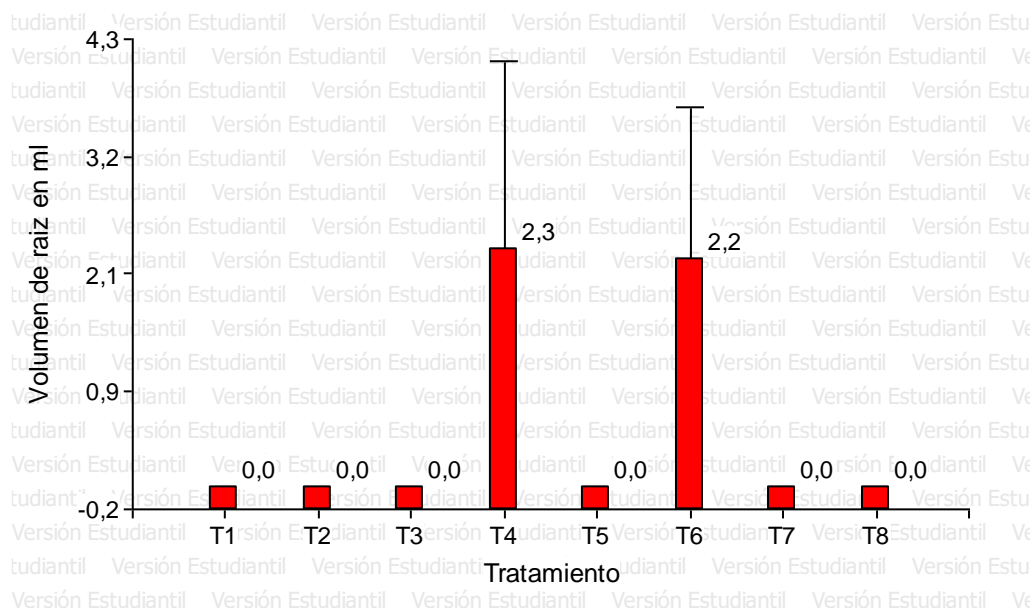


Fig. 28. Volumen de raíces.

#### 4.15 Peso fresco de raíces

Para la variable peso fresco de raíces no existe diferencia significativa con p-valor 0,0919 y el coeficiente de variación es de 437,13 mayor al 25% (Cuadro 11).

Cuadro No 11. Análisis de varianza de peso fresco de raíces con Test Tukey al 0,05.

Tratamientos	Medias	E. E	
<b>T4</b>	0,48	0,14	A
<b>T6</b>	0,35	0,14	A
<b>T7</b>	0,00	0,14	A
<b>T8</b>	0,00	0,14	A
<b>T5</b>	0,00	0,14	A
<b>T2</b>	0,00	0,14	A
<b>T3</b>	0,00	0,14	A
<b>T1</b>	<u>0,00</u>	<u>0,14</u>	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ )  $CV=43, 13$

De los resultados obtenidos se observa que el tratamiento T4 (Quishuar + agua de coco) tiene el mayor valor con una media de 0,48 g, el valor menor tiene el tratamiento T6 (Quishuar + IBA) con una media de 0,35 g (Fig. 29).

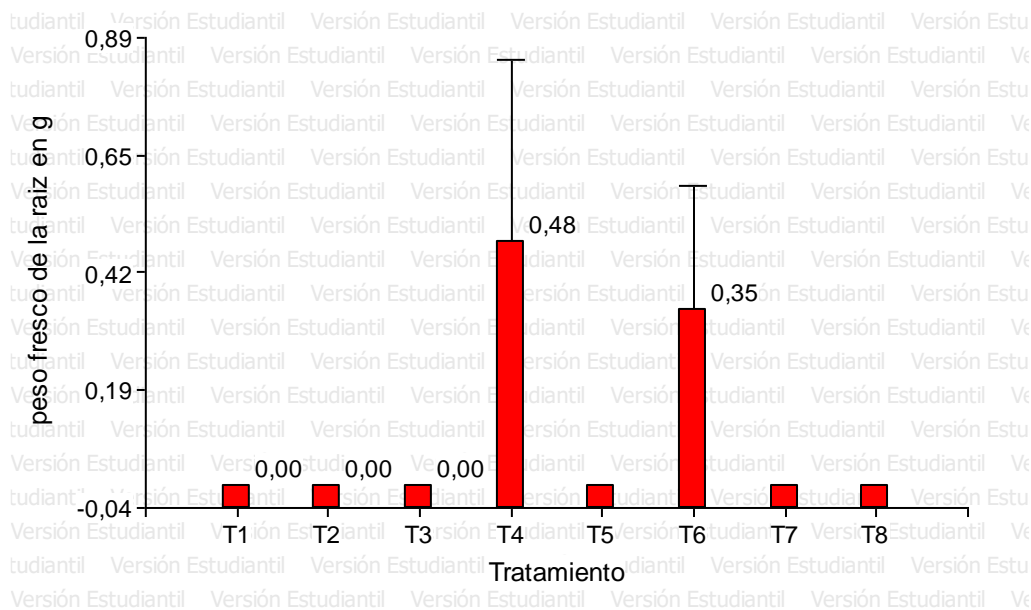


Fig. 29. Peso fresco de raíces.

#### 4.16 Peso seco de raíces

De igual manera para la variable peso seco de raíces no existe diferencia significativa con p-valor 0,1595 y el coeficiente de variación es de 469,45 mayor al 25% (Cuadro 12).

Cuadro No. Análisis de varianza de peso seco de raíces con Test Tukey al 0,05.

Tratamientos	Medias	E. E	
T4	0,12	0,04	A
T6	0,10	0,04	A
T7	0,00	0,04	A
T8	0,00	0,04	A
T5	0,00	0,04	A
T2	0,00	0,04	A
T3	0,00	0,04	A
T1	0,00	0,04	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ ) CV= 469,45

De los resultados obtenidos se observa que el tratamiento T4 (Quishuar + agua de coco) tiene el mayor valor con una media de 0,12 g, el valor menor tiene el tratamiento T6 (Quishuar + IBA) con una media de 0,10 g (Fig. 30).

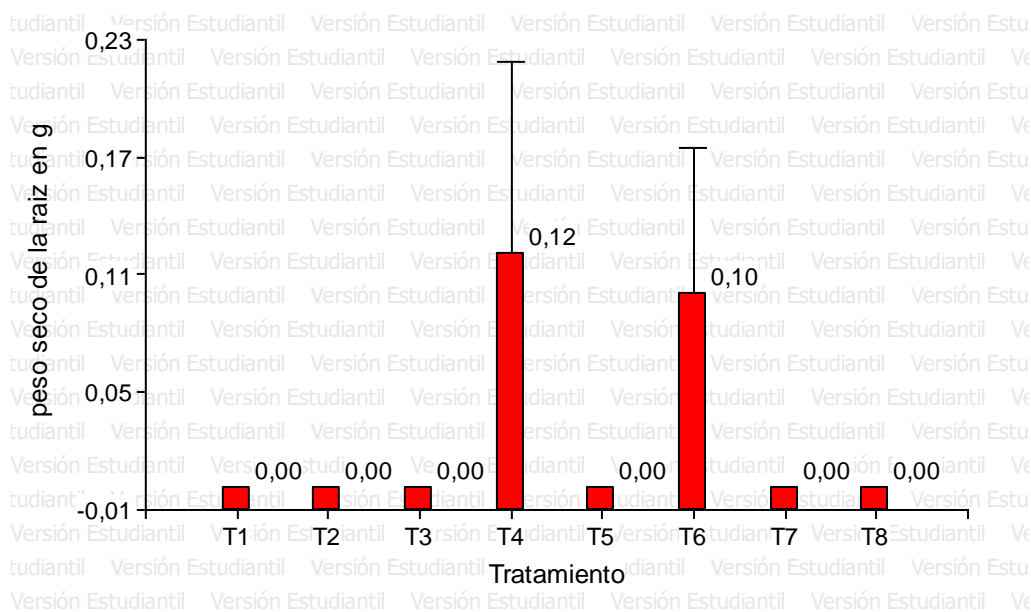


Fig. 30. Peso seco de la raíz.

#### 4.17 Datos de temperatura en °C

Se observa que desde los primeros meses la temperatura al interior de la cámara húmeda ha elevado hasta que en el mes de junio tiene una temperatura promedio de 39 °C, el mes de marzo tiene una temperatura de 35 °C es el mes que empezó con una temperatura baja (Fig. 31).

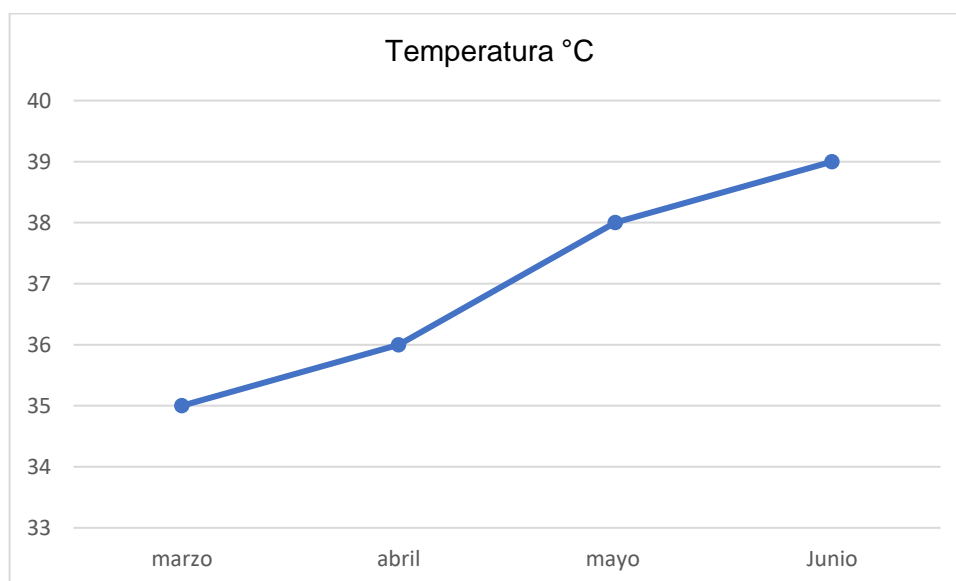


Fig. 31 datos de la temperatura al interior de la cámara húmeda.

#### 4.18 Datos de la humedad relativa

De la misma forma los datos de la humedad que genero al interior de la cámara húmeda, los resultados promedios lo siguiente: en el mes de marzo genero un promedio de 90 % de humedad relativo, y por último el mes que genero bajo porcentaje de humedad es en abril con una humedad de 62,5 % (Fig. 32).

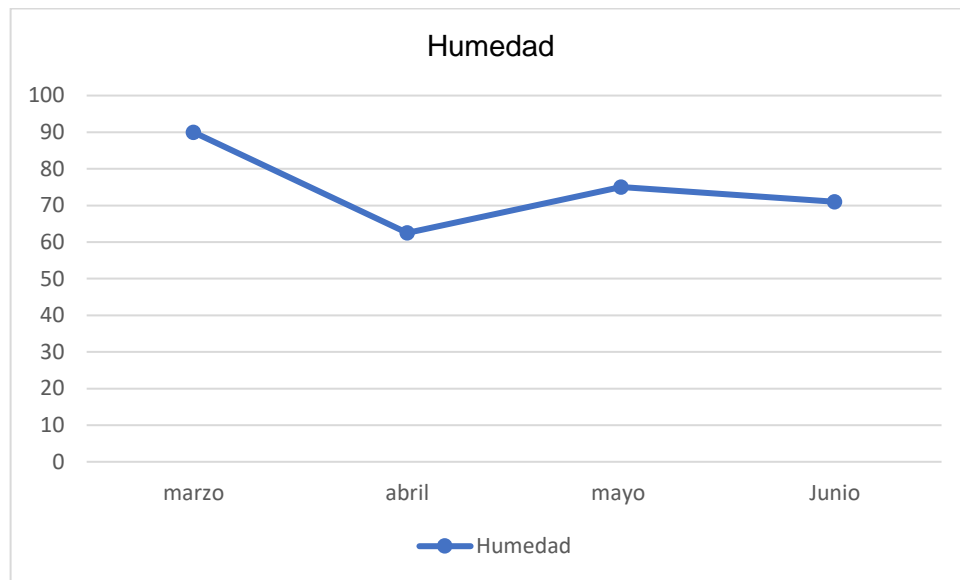


Fig. 32. Porcentaje de humedad promedio generado al interior de la cámara húmeda.

#### 4.19 Discusión de Resultados

##### 4.19.1 Días de Brotación

En la presente investigación en la variable días de brotación los tratamientos T2 (Quishuar + extracto de sauce) y T6 (Quishuar + IBA) presentaron los primeros brotes a los 21 días el mismo que fue superior al obtenido por Guairacaja (2013) en Guaranda en la propagación por estacas de *Buddleja incana* utilizando cuatro tipos de sustrato y dos tipos de enraizadores, el mismo que obtuvo a los 36 días brotaciones o prendimientos de las estacas.

Estos resultados obtenidos en la variable días de brotación, según Lema (2012) menciona que los enraizadores aplicados en los tratamientos aceleraron y favorecieron con la presencia de brotes, moderadamente los enraizadores o fitohormonas pueden acortar el tiempo de enraizamiento y obtener prematuramente nuevas plantas.

##### 4.19.2 Numero de brotes

En esta variable los resultados no guardan similitud ya que en la presente investigación se determina que el tratamiento T6 (Quishuar + IBA) es el que demostró mayor número de brotes hasta los 90 días con una media de 2,60, Enríquez (2015) en su investigación demuestra en el tratamiento (Quishuar + ANA) una media de 2,04 número de brotes, que obtuvo en los 90 días.

En caso de los demás tratamientos como el tratamiento (Quishuar + agua de coco) y (Quishuar+ extracto de sauce) demostraron bajos resultados de brotes, pero al final de la investigación se vio que no existía presencia de raíces, además la especie *Oreocallis*

*grandiflora*, al inicio demostró brotes en los tratamientos manejados, pero al final no presentó resultados.

Según Mesén (1993) menciona que, si los esquejes no aprovechan las auxinas, el brote podría empezar a desarrollarse en el esqueje o estaca antes de la formación de raíces y originarían un punto de atracción de asimilados hacia los brotes, en competencia con la base del esqueje, lo cual reducirá el enraizamiento.

#### **4.19.3 Crecimiento de brotes**

En lo que respecta al crecimiento de brotes en la presente investigación se registró, en la especie Quishuar la media de crecimiento de brotes de 0,17 cm (Quishuar+ IBA) inferior a los registrados por Alcocer (2013) con medias de 13,61cm (Quishuar + ácido giberélico); mientras que la especie *Oreocallis grandiflora* no exhibió resultados con ningún tratamiento aplicado, los autores anteriormente citados efectuaron el estudio con hormonas, sin el uso de la cámara húmeda y en lugares diferentes.

En esta variable la temperatura alta y la baja humedad que presentaba al interior de la cámara húmeda fue la causa que empobreció el crecimiento de los brotes y finalmente se apreció brotes marchitos.

#### **4.19.4 Porcentaje de esquejes enraizados**

En la investigación se obtuvo un porcentaje de esquejes enraizados en la especie Quishuar el tratamiento T6 (Quishuar + IBA) tiene 11,42% de esquejes enraizados, también el tratamiento T4 contiene 5,71% de esquejes enraizados, inferior al obtenido por Enríquez (2015) en Ibarra en la propagación vegetativa de Quishuar (*Buddleja incana*) y Aliso (*Alnus acuminata*) empleando tres enraizadores, en el tratamiento T3 (Quishuar + AIB) con el 80% de prendimiento o esquejes enraizados.

También al registrado por Alcocer (2013) en Riobamba en la evaluación de cuatro sustratos y tres bioestimulantes en el crecimiento de plántulas de Quishuar (*buddleja incana*) con el 89% de prendimiento. El enraizamiento probablemente puede dominar o generar buenos resultados si se cumple su propagación en condiciones climáticas semejantes a los requerimientos de la especie.

En lo que respecta al Gañal (*Oreocallis grandiflora*) no respondió a la propagación vegetativa asexual por esquejes bajo cámara húmeda, sin embargo existe investigaciones de esta especie que han trabajado en propagar mediante la propagación in vitro según Mestanza (2015) en Huaraz, Perú, evaluó el efecto del ácido naftalenacético y ácido giberélico en el enraizamiento in vitro de *Oreocallis grandiflora*, mediante los tratamientos realizados, la concentración de 0,75 mg/L de Ácido Giberélico (AG3), presentó el mayor porcentaje de vitroplantas enraizadas con un porcentaje del 60 %.

#### **4.19.5 Longitud y volumen de la raíz**

Se obtuvo el promedio del tratamiento T6 (Quishuar + IBA) generó un promedio de 5 cm de longitud, y el tratamiento T4 (Quishuar + agua de coco) demostró un promedio de 4,25 cm, en cambio en el volumen de la raíz el tratamiento T4 (Quishuar + agua de coco) tiene el mayor valor con una media de 2,30 ml, el valor menor tiene el tratamiento T6 (Quishuar + IBA) con una media de 2,20 ml, inferior al obtenido por Guairacaja (2013) que con el tratamiento

RootMost B2: 7.5 cc por litro de agua tuvo 4,9 ml de volumen y un promedio de 5.1cm de longitud.

Los demás tratamientos como él (Quishuar + extracto de sauce), (Gañal + agua de coco), (Gañal + extracto de sauce), (Gañal + IBA) y los testigos no presentaron resultados, las condiciones climáticas que generaba la cámara húmeda no eran propensas para los esquejes, las mismas que son especies andinas que se adaptan en temperaturas que presentan un rango de 7°C, 18°C hasta los 27°C.

La investigación presentó inconvenientes con la utilización de la cámara húmeda utilizada en las instalaciones de la Universidad Católica de Cuenca; las temperaturas registradas al interior alcanzaron los 40°C - 41°C durante el día, sin que exista control de Temperatura, ni en la ventilación, ni manejo de sombra.

## CAPITULO 5

### 5. CONCLUSIONES

Una vez realizado los análisis indicados y en respuesta a los objetivos planteados se concluye que:

Los enraizantes no tienen efecto positivamente en esquejes de Gañal (*Oreocallis grandiflora*) y Quishuar (*Buddleja incana*) bajo cámara húmeda.

El enraizante ácido indol butírico generó un porcentaje superior a los demás enraizantes. Así mismo el enraizador natural extracto de sauce no demostró efectos por lo mismo que no incidió en el prendimiento y aparición de raíces en los esquejes de ambas especies *Oreocallis grandiflora* y *Buddleja incana*,

La especie que sí respondió a los enraizantes aplicados fue el Quishuar (*Buddleja incana*) mientras que la especie Gañal (*Oreocallis grandiflora*), no respondió a los enraizantes aplicados en los esquejes, la cámara húmeda no favoreció positivamente en la investigación, considerando que se trata de especies que generalmente se desarrollan en temperaturas que presentan un rango de 7°C a 27°C, y una humedad relativa de 70% a 90%; la causa que se presentó deduciblemente fue por el efecto que demostró el ambiente de la cámara húmeda con temperaturas altas que sobrepasaron significativamente los 30°C.

## CAPITULO 6

### 6. RECOMENDACIONES

Dado que las especies forestales estudiadas son andinas, las mismas que se desarrollan en climas templados y baja temperatura, se recomienda realizar una propagación asexual en ambientes aptos, descubiertos, o en lugares que generen sombra (50%) que evite la pérdida de la humedad, sin que pierdan su capacidad natural de enraizamiento y desarrollo de nuevos brotes.

Para el uso de cámara húmeda se recomienda establecer un manual general de operación, de acuerdo al tipo de especie vegetal, considerando aspectos de control de la temperatura, aireación y humedad relativa.

Ejecutar futuros ensayos de propagación asexual en Gañal (*Oreocallis grandiflora*) y Quishuar (*Buddleja incana*), tomando en cuenta diferentes factores como: la edad de la planta, estado fenológico del árbol, época de recolección, fases lunares, etc.

Manejar otros y mejorados enraizadores o fitohormonas, además de sustratos que proporcionen buenos resultados para plantear una investigación.

Promover estudios similares con las especies nativas como Gañal (*Oreocallis grandiflora*) y Quishuar (*Buddleja incana*), con la finalidad de evitar su pérdida y extinción, encontrar nuevos métodos de propagación vegetal asexual e incidir en proyectos de investigación forestal y restauración ecológica.

## Bibliografía

- Aalok, A., Tripathi, A. K., & Soni, P. (2008). Vermicomposting: A better option for organic solid waste management. *Journal of Human Ecology*, 24(1), 59-64.
- AgroHuerto. (27 de Abril de 2019). *5 Enraizantes Naturales caseros que puedes hacer tú mismo*. Obtenido de AgroHuerto: <https://www.agrohuerto.com/5-enraizantes-naturales-que-puedes-hacer-tu-mismo/>
- Aguirre, N., Günter, S., & Stimm, S. (2007). *Mejoramiento de la propagación de especies forestales nativas del bosque montano en el Sur del Ecuador*. (Tesis de grado), Universidad Nacional de Loja, Loja.
- Aguirre, Z. (2014). *Sistema Nacional de Áreas protegidas del Ecuador*. Loja, Ecuador : Universidad Nacional de Loja.
- Alcántara Cortes, J. S., Acero Godoy, J., Alcántara Cortés, J. D., & Sánchez, R. (2019). Principales reguladores hormonales y sus interacciones en el crecimiento vegetal. *NOVA*, 17(32), 109-129. doi:<https://doi.org/10.25058/24629448.3639>
- Alcocer, V. (2013). *Evaluación de cuatro sustratos y tres bioestimulantes en el crecimiento de plántulas de quishuar (buddleja incana) en la comunidad María Auxiliadora, parroquia Yaruquies, Provincia de Chimborazo*. (Tesis de grado), Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Riobamba.
- Altamirano, A., & Lara, A. (2010). Deforestación en ecosistemas templados de la precordillera andina del centro-sur de Chile. *Bosque (Valdivia)*, 31(1), 53-64.
- Arenas Camps, M. (22 de Octubre de 2016). *All you need is Biology*. Obtenido de Que es una reserva marina: <https://allyouneedisbiology.wordpress.com/2016/10/22/funciones-reservas-marinas/>
- Arica, D. (2003). *Proyecto Desarrollo Forestal Campesino en los Andes del Peru*. Ayacucho, Peru: Graficas Guamanga.
- Arriaga, V., Cervantes, V., & Vargas, A. (1994). *Manual de reforestación con especies nativas*. Mexico, Mexico : SEDESOL, UNAM.
- Badii, M., Landeros, J., & Cerna, E. (2007). Papel de los Ecosistemas en la Sustentabilidad . *CULCyT - Ecología*, 4(21), 18-28.
- Báez, A., González, L., Solís, E., Bautista, A., & Bernal, M. (2015). Efecto de la aplicación del ácido indol-3-butírico en la producción y calidad de trigo (*Triticum aestivum* L.). *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 6(3), 523-537.
- Balslev, H., Navarrete, H., de la Torre, L., & Macía, M. (2008). *Enciclopedia de las Plantas Útiles del Ecuador*. Quito, Ecuador : Herbario QCA & Herbario AAU.
- Barreda, E. M., & Holle, E. (2002). Los Andes y la transformación cultural del paisaje. En E. M. Barreda, & E. Holle, *Paisajes culturales en los Andes: memoria narrativa casos de estudio, conclusiones y recomendaciones de la Reunión de expertos* (págs. 67-79). Arequipa, Peru: UNESCO.

- Bermeo, D. (2010). *Determinación y caracterización de tipos funcionales de plantas (TFPs) en bosques secundarios dentro de un gradiente altitudinal y su relación con variables bioclimáticas*. (Tesis de Posgrado), Centro Agronómico Tropical de investigación y enseñanza , Turrialba.
- Bonifaz, C., Cornejo, X., Hiepko, P., Jørgensen, P., & Ulloa, C. (2002). *Flora of Ecuador*. Göteborg , Suecia: Botanical Institute, Goteborg University.
- Borbor, J. (2017). *Propagación vegetativa de la especie forestal Guasango (LoxopterygiumhuasangoSpruce ex Engl) utilizando dos tipos de estacas en vivero, en la comuna Palmar, Provincia de Santa Elena*. (Tesis de grado), Universidad Estatal Península de Santa Elena, La Libertad.
- Botti, C. (1999). *Principios de la propagación y técnicas de propagación por estaquillas. Manejo tecnificado de invernaderos y propagación de plantas*. Santiago , Chile : Universidad de Chile.
- Brandbyge, J. (2004). *Reforestación de los Andes ecuatorianos con especies nativas*. Quito, Ecuador: Proyecto con Intercooperation suiza.
- Cachique, D., Rodríguez, Á., Ruiz, H., Vallejos, G., & Solís, R. (2011). Propagación vegetativa del sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) mediante enraizamiento de estacas juveniles en cámaras de subirrigación en la amazonia peruana. *FOLIA Amazónica*, 20(1), 95-100. doi:<https://doi.org/10.24841/fa.v20i1-2.348>
- Cajamarca Marín, E., & Quevedo Guerrero, J. (2016). *Determinación de la eficiencia de hormonas en la propagación por ramillas de cacao tipo nacional*. (Tesis de grado), Universidad Técnica de Machala , Machala .
- Cárdenas, F. (2015). *Ecología de polinización de Oreocallis grandiflora (Lam) R. Br. (Proteaceae) en un matorral montano del siur del Ecuador*. (Tesis de grado), Universidad del Azuay , Cuenca.
- Cardenas, J. (2017). *Contribución de aves y mamíferos en la polinización de Oreocallis grandiflora (Lam) R.Br. (Proteacea) en un matorral montano andino del sur de Ecuador* . (Tesis de grado), Universidad del Azuay , Cuenca.
- Castillo, M., & Peralta, O. (2007). *Estado De Conservación, Propagación Asexual Y Sexual En Invernadero Y Laboratorio De Dos Especies De Podocarpaceas, Procedentes De La Reserva Comunal Angashcola*. (Tesis de grado), Universidad Nacional de Loja, Loja.
- Castro, J., Cuellar, Á., Salazar, J., & Pérez, M. (2020). Germinación, sobrevivencia y crecimiento inicial de especies nativas con potencial para la restauración del paisaje forestal en la región de las Verapaces, Guatemala. *Mesoamericana de Biodiversidad y Cambio Climático–Yu'am*, 4(2), 4-22.
- Chamba, J. (2002). *Propagación en vivero de seis especies forestales promisorias de la zona seca de la provincia de Loja*. (Tesis de grado), Universidad Nacional, Loja.
- Columba, K. (2013). *Manual para la Gestión Operativa de las Áreas Protegidas de Ecuador*. Obtenido de Ministerio del Ambiente: <https://www.ambiente.gob.ec/wp->

content/uploads/downloads/2014/02/04-Manual-para-la-Gesti%C3%B3n-Operativa-de-las-%C3%81reas-Protegidas-de-Ecuador.pdf

- Condori, E. (2006). *Efecto de enraizadores naturales en la propagación asexual de arce negundo (arce negundo) en vivero*. (Tesis de grado), Universidad Mayor de San Andrés, La Paz.
- Crespo, A. (2014). *Direct seeding with native trees in south central Ecuador: Enhancing restoration potential with local knowledge*. (Tesis de grado), Universidad de Florida, Florida.
- Cuzco, R. (2014). *Propagación vegetativa de Aliso (Alnus acuminata H.B.K) y Porotón (Erythrina edulis Triana ex Micheli) utilizando tres tipos de enraizadores en la comunidad Picalqui del Cantón Pedro Moncayo*. (Tesis de grado), Universidad Técnica del Norte, Ibarra.
- Ecured. (s.f.). *Acido Indol Butírico (IBA)*. Recuperado el 6 de Junio de 2021, de [https://www.ecured.cu/Acido\\_Indol\\_But%C3%ADrico\\_\(IBA\)](https://www.ecured.cu/Acido_Indol_But%C3%ADrico_(IBA))
- El Universo. (24 de 11 de 2019). Ecuador es el país con la mayor tasa de deforestación de Latinoamérica en comparación con su tamaño, incluso más que Brasil. *El Universo*. Obtenido de <https://www.eluniverso.com/noticias/2019/11/24/nota/7616396/estados-bosques-nativos-ecuador-deforestacion>
- Enríquez, H. (2015). *Propagación vegetativa de Quishuar (Buddleja incana) y Aliso (Alnus acuminata) empleando tres enraizadores en la granja experimental Yuyococha, de la Universidad Técnica del Norte*. (Tesis de grado), Facultad de Ingeniería y Ciencias Agropecuarias y Ambientales, Ibarra.
- Escobar, J., Cárdenas, M., & Bedoya, I. (2017). De los sistemas a los ecosistemas de innovación. *Espacios*, 38(34), 1-20.
- FAO . (2007). *Buenas prácticas para la producción en pequeña escala de agua de coco embotellada*. Recuperado el 14 de 5 de 2020, de <http://www.fao.org/tempref/docrep/fao/010/a1418s/a1418s00.pdf>
- FAO. (2014). *Cordillera de Los Andes, una oportunidad para la integración y desarrollo de América del Sur*. Santiago, Chile: Alianza por las montañas. Obtenido de [www.fao.org/fileadmin/user\\_upload/mountain\\_partnership/docs/ANDES%20TCP%20publication%20corregido%20arg2.pdf](http://www.fao.org/fileadmin/user_upload/mountain_partnership/docs/ANDES%20TCP%20publication%20corregido%20arg2.pdf)
- FAO. (2015). *Sistemas Agroforestales*. Recuperado el 01 de Junio de 2021, de FAO: <http://www.fao.org/3/au008s/au008s.pdf>
- FAO. (2020). *Evaluación de los recursos forestales mundiales 2020*. doi: <https://doi.org/10.4060/ca8753es>
- Fao. (s.f.). *Resumen del estado actual del manejo y ordenación forestal en Ecuador*. Recuperado el 1 de Julio de 2021, de Fao: <http://www.fao.org/3/j2628s/J2628S09.htm>
- FAO, & PNUMA. (2020). *El estado de los bosques en el Mundo 2020. Los bosques, la biodiversidad y las personas*. Roma. Obtenido de <https://books.google.com.ec/books?id=hkfmDwAAQBAJ&printsec=frontcover&dq=def>

- orestacion+de+bosques&hl=es&sa=X&ved=2ahUKEwyl8j\_oNLwAhXSMikFHfhKBNYQ6AEwAHoECAAQAg#v=onepage&q=deforestacion%20de%20bosques&f=false
- Farinango, R. (2020). *Propagación vegetativa de Terminalia amazonia (J.F. Gmel.) Exell, en el sector de Cachaco, Provincia de Imbabura.* (Tesis de grado), Ibarra.
- Garay Arroyo, A., Sánchez, M., García Ponce, B., Álvarez, E., & Gutiérrez, C. (2014). La Homeostasis de las Auxinas y su importancia en el desarrollo de Arabidopsis Thaliana. *Educación Bioquímica*, 33(1), 13-22.
- García, D., García, G. E., Castillo, D., Castillo, F., Saénz, J., & Muños, H. (2019). Deforestación y degradación de ecosistemas boreales, causas y efectos. *Latinoamericana de Recursos Naturales*, 15(2), 49-58.
- Garrido, M. (2018). Programa de Educación Ambiental para Contrarrestar los Factores de la Deforestación. *Revista Cientific*, 3(10), 115-135. doi:<https://doi.org/10.29394/Scientific.issn.2542-2987.2018.3.10.6.115-135>
- González, J. (10 de Noviembre de 2020). *El angustioso saldo de la deforestación en el país.* Obtenido de Gestion Digital: <https://www.revistagestion.ec/sociedad-analisis/el-angustioso-saldo-de-la-deforestacion-en-el-pais>
- Gosálbez, C. (2013). *¿Cómo hago la mezcla de fibra de coco y humus de lombriz?* Obtenido de Planeta Huerto: [https://www.planetahuerto.es/consultorio/como-hago-la-mezcla-de-fibra-de-coco-y-humus-de-lombriz\\_00059](https://www.planetahuerto.es/consultorio/como-hago-la-mezcla-de-fibra-de-coco-y-humus-de-lombriz_00059)
- Guairacaja, J. (2013). *Evaluación agronómica de plantas de Quishuar (Buddleja incana) propagadas por estacas, utilizando cuatro tipos de sustratos y dos tipos enraizadores, en cantón Guamote provincia Chimborazo.* (Tesis de grado), Universidad de Bolívar, Guaranda.
- Hartmann, H., & Kester, D. (1997). *Propagación de plantas, principios y prácticas.* Mexico, Mexico: Continental, S.A de C.V.
- Hernández, T. (2006). *Propagación vegetativa de Podocarpus reichei Buchh. Por medio de estacas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo.* (Tesis de grado), Universidad Autónoma Chapingo, Mexico.
- Hidrovo, L. (1992). *Árboles y Arbustos Nativos para el Desarrollo Forestal Alto andino.* Quito, Ecuador: Luz de America.
- Ibarra, M. (24 de Diciembre de 2018). *Bosque andino: características, ubicación, flora, fauna y clima.* Obtenido de Lifeder: <https://www.lifeder.com/bosque-andino/>
- InfoAgro. (22 de Diciembre de 2020). *Potente enraizador natural a base de Sauce.* Obtenido de <https://infoagronomo.net/sauce-potente-enraizador-natural/>
- InfoAgro. (s.f.). *Tipos de sustrato de cultivo (1ª parte).* Recuperado el 5 de Junio de 2021, de [https://www.infoagro.com/industria\\_auxiliar/tipo\\_sustratos.htm](https://www.infoagro.com/industria_auxiliar/tipo_sustratos.htm)
- Jean, W., Yong, L., NG, Y., & Tan, S. (2009). The Chemical Composition and Biological Properties of Coconut (Cocos nucifera L.) Water. *Molecules*, 14(12), 5144-5164. doi:<https://doi.org/10.3390/molecules14125144>

- Jerez, E. (2017). *Propagación sexual y asexual de la Cascarila (Cinchona officinalis L.), con fines de pontecial reproductivo en el vivero Catiglata del consejo provincial de Tungurahua*. (Tesis de grado), Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Riobamba.
- Jimenez, F. (1993). *Viveros forestales para producción de planta a pie de repoblación*. Guatemala: AECl.
- Jiménez, J. (2015). *Desarrollo de protocolos para la propagación in vitro de chuncho (Cedrelinga catenaeformis Ducke) y Quishuar (Buddleja incana Ruíz&Pav) mediante la técnica de organogenesis*. (Tesis de grado), Universidad Politecnica Salesiana sede Quito, Quito.
- Jiménez, P., Barrear, P., Huachi, L., Vera, A., & Caicedo, C. (2020). Propagación in vitro de Quishuar (buddleja incana ruíz&pav). *Ciencias de la Vida*, 31(1), 71-81. doi:<https://doi.org/10.17163/lgr.n31.2020.05>
- Jordán, M., & Casaretto, J. (2006). *Hormonas y Reguladores del Crecimiento: Auxinas, Giberelinas y Citocininas*. La Serena , Chile: Universidad de La Serena.
- Jørgensen, M., & León Yáñez, S. (1999). Catalogue of the Vascular Plants of Ecuador. *Monographs in Sys-tematic Botany from the Missouri Botanical Garden* , 75, 1-1181.
- Kobayashi, H., Morisaki, N., Tago, Y., Hashimoto, Y., Iwasaki, S., Kawachi, E., . . . Shudo, K. (1997). Structural identification of a major cytokinin in coconut milk as 14-O-(3-O-[β-D-galactopyranosyl-(1-->2)-α-D-galactopyranosyl-(1-->3)-α-L-arabinofuranosyl]-4-O-(α-L-arabino-furanosyl)-β-D-galactopyranosyl)-trans-zeatin riboside. *Chem. Pharm. Bull*, 45(2), 260-264.
- Leakey, R. (1990). Low-technology techniques for the vegetative propagation of tropical trees. *Commonwealth Forestry Review*, 69(3), 247-257.
- Lema, L. (2012). *Evaluación de la eficacia de seis enraizadores y dos sustratos para la propagación de ramillas de café Robusta (coffea canephora) en vivero, canton, Francisco de Orellana, Provincia de Orellana*. (Tesis de grado), Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Riobamba.
- León Yáñez, S., Valencia, R., Pitman, N., Ulloa Ulloa, C., & Navarrete, H. (2019). *Libro Rojo de Plantas Endémicas del Ecuador*. Recuperado el 26 de Mayo de 2021, de Bioweb: <https://bioweb.bio/floraweb/librorojo/IndiceTaxonomico>
- Llangua, B. (2014). *Determinación de la actividad antioxidante de los extractos de Quishuar (Buddleja incana), Aliso (Alnus acuminata) y Romerillo (Hypericum laricifolium) localizados en 3 zonas geográficas diferentes*. (Tesis de grado), Escuela Superior Politecnica de Chimborazo , Riobamba.
- Lojan, L. (1992). *El verdor de los Andes* (Primera ed.). Quito, Ecuador: Luz de América.
- López, R. (2007). *Efecto de cuatro sustratos orgánicos en la sobrevivencia y crecimiento de Pinus pinceana Gordon, bajo condiciones de invernadero*. (Tesis de grado), Universidad Autónoma Agraria, Buenavista.

- MAE. (2015). *Sistema Nacional de Áreas Protegidas del Ecuador*. Obtenido de <http://areasprotegidas.ambiente.gob.ec/mapa#contenedor-principal>
- Malonek, S., Bömke, C., Bornberg, E., Rojas, M., Hedden, P., Hopkins, P., & Tudzynski, B. (2005). Distribution of gibberellin biosynthetic genes and gibberellin production in the *Gibberella fujikuroi* species complex. *Phytochemistry*, 66(11), 1296-1311. doi:<https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2005.04.012>
- Mapcarta. (2018). *Ricaurte*. Recuperado el 20 de Marzo de 2021, de <https://mapcarta.com/es/19650400>
- Mesén, F. (1993). *Vegetative propagation of Central American hardwoods*. (Tesis de grado), University of Edinburgh, Edinburgh.
- Mestanza, E. (2015). *Efecto del Ácido Naftalenacético y Ácido Giberélico en el enraizamiento in vitro de Oreocallis grandijlora (Lam.) R. Br. (Chapa), para su aclimatación en invernadero*. (Tesis de grado), Universidad Nacional Santiago Antúnez de Mayolo, Huaraz.
- Minambiente. (17 de Mayo de 2021). *Importancia de los bosques, Colombia tercer país de la región en cobertura boscosa*. Obtenido de Minambiente: <https://www.minambiente.gov.co/index.php/sala-de-prensa/2-noticias/1210-el-uso-sostenible-de-los-bosques-prioridad-de-minambiente-513>
- Minga, D., & Verdugo, A. (2016). *Árboles y Arbustos de los ríos de Cuenca*. Cuenca, Ecuador : Don Bosco.
- Ministerio del ambiente. (s.f.). *¿Qué es el Carbono Neutral?* Recuperado el 30 de Junio de 2021, de Ministerio del ambiente, Agua y Transición Ecológica: [http://suia.ambiente.gob.ec/?page\\_id=772](http://suia.ambiente.gob.ec/?page_id=772)
- Ministerio del Ambiente. (2012). *Sistema de clasificación de los ecosistemas del Ecuador continental*. Quito, Ecuador: Subsecretaría de Patrimonio Natural.
- Ministerio del Ambiente. (Marzo de 2014). *Plan Nacional de Restauración Forestal 2014-2017*. Obtenido de Ministerio del Ambiente: [sociobosque.ambiente.gob.ec/files/images/articulos/archivos/amrPlanRF.pdf](http://sociobosque.ambiente.gob.ec/files/images/articulos/archivos/amrPlanRF.pdf)
- Ministerio del Ambiente. (s.f.). *Borrador norma de manejo Forestal Sostenible*. Recuperado el 1 de Julio de 2021, de Ministerio del Ambiente: [chrome-extension://oemmndcblldboiebfnladdacbfmadadm/https://www.ambiente.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2018/08/BORRADOR-NORMA-DE-MANEJO-FORESTAL-SOSTENIBLE.pdf](https://www.ambiente.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2018/08/BORRADOR-NORMA-DE-MANEJO-FORESTAL-SOSTENIBLE.pdf)
- Ministerio del Ambiente y Agua. (2019). *Conoce el Sistema Nacional de Áreas Protegidas - SNAP*. Recuperado el 20 de Mayo de 2021, de Ministerio del Ambiente y Agua: [https://www.ambiente.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2020/04/2020\\_03\\_30-BOLETIN-FINAL.pdf](https://www.ambiente.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2020/04/2020_03_30-BOLETIN-FINAL.pdf)
- Ministerio del Ambiente y Agua. (s.f.). *Ecuador cuenta con 11 Parques Nacionales*. Recuperado el 20 de Mayo de 2021, de Ministerio del Ambiente y Agua: <https://www.ambiente.gob.ec/ecuador-cuenta-con-11-parques-nacionales/>

- Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica. (25 de Junio de 2021). *Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica*. Obtenido de El Área Ecológica de Conservación Municipal Mazán en Azuay es declarada como el Área Protegida Nro. 62 del Ecuador: <https://www.ambiente.gob.ec/el-area-ecologica-de-conservacion-municipal-mazan-en-azuay-es-declarada-como-el-area-protegida-nro-62-del-ecuador/>
- Ministerio del Medio ambiente. (s.f.). *Concervación privada y comiunitaria*. Recuperado el 25 de Mayo de 2021, de Ministerio del Ambiente: <http://areasprotegidas.mma.gob.cl/conservacion-privada/>
- Miranda, L. (2016). *Propagación asexual del eucalipto (Eucalyptus viminalis) con enraizador natural (Agua de coco) en la cámara de sub-irrigación en el Centro Experimental de Cota Cota*. (Tesis de grado), Universidad Mayor de San Andrés, La Paz.
- Molina, Y. (2019). La Reforestación como Estrategia Ambiental para la Conservación de ríos y quebradas. *Revista Científic*, 4(13), 182-199.
- Montaño, D. (18 de Marzo de 2021). *Nuevo estudio: en los últimos 26 años Ecuador ha perdido más de 2 millones de hectáreas de bosque*. Obtenido de Mongabay: <https://es.mongabay.com/2021/03/nuevo-estudio-en-los-ultimos-26-anos-ecuador-ha-perdido-mas-de-2-millones-de-hectareas-de-bosque/#:~:text=Los%20resultados%20de%20la%20investigaci%C3%B3n,del%20bosque%20tropical%20en%20Ecuador.>
- Muñoz, M., & Molina, R. (2016). Efecto del ácido indolbutírico (AIB) y edad de las estacas en el enraizamiento de *Myrceugenia exsucca*. *Bosque (Valdivia)*, 37(3), 637-641. doi:10.4067/S0717-92002016000300021
- Muñoz, Z. (2007). *Comparación del sustrato de fibra de coco con los sustratos de corteza de pino compostada, perlita y vermiculita en la producción de plantas de Eucalyptus globulus (Labill)*. (Tesis de grado), Universidad Austral de Chile, Valdivia.
- Nabors, M. (2005). *Introducción a la Botánica*. Madrid, España: Pearson.
- Ocaña, L. (1996). *Semillas*. Madrid, España: Biología y Tecnología.
- ODS Territorio Ecuador. (s.f.). *Vida de Ecosistemas Terrestres*. Recuperado el 29 de Mayo de 2021, de ODS Territorio Ecuador: <https://odsterritorioecuador.ec/wp-content/uploads/2019/04/ODS-15-AZUAY.pdf>
- Pabla, G., & Verona, S. (2001). *Cultivo Comercial de Proteáceas en el secano de la VII región*. (Proyecto), Universidad de Talca, Talca.
- Palacios, I., & Vallejos, J. (2020). *Evaluación de enraizamiento de esquejes de Bambú (Guadua angustifolia Kunth) utilizando tres dosis de agua de coco (Cocus nucifera L.)*. (Tesis de grado), Universidad Nacional de Jaén, Jaén.
- Palacios, W., Cerón, C., Valencia, R., & Sierra, R. (1999). doi:10.13140/2.1.4520.9287
- Paredes, H., Chagna, E., Carvajal, J., & Yépez, R. (2018). *Sistemas Agroforestales*. Ibarra, Ecuador: Universidad Técnica del Norte.
- Pastor, J. (1999). Utilización de sustratos en viveros. *Terra Latinoamericana*, 17(3), 231-235.

- Paul, L. C., & Metzger, J. D. (2005). Impact of vermicompost on vegetable transplant quality. *HortScience*, 40(7), 2020-2023.
- Paz Cardona, J. (2019). *Mongabay*. Obtenido de Ecuador ahora tiene el listado más completo de árboles de su Amazonía: <https://es.mongabay.com/2019/11/arboles-amazonia-ecuador-nuevo-listado-y-especies-por-descubrir/#:~:text=Tenemos%20cerca%20de%205000%20especies,a%C3%BAn%20falta%20mucho%20por%20saber%E2%80%9D>.
- Pennington, R. T. (2007). *Oreocallis*. En G. T. Prance, V. Plana, K. S. Edwards, & R. T. Pennington, *Flora Neotropiana Monograph 100; Proteaceae* (págs. 31-35). New York, EEUU: The New York Botanical Garden Press.
- Pereira, Y. (2019). La Reforestación como Estrategia Ambiental para la Conservación de ríos y quebradas. *Revista Cientific*, 4(13), 182-199. doi: <https://doi.org/10.29394/Scientific.issn.2542-2987.2019.4.13.9.182-199>
- Pintado, K. (2016). *Influencia del microclima y labrado del suelo en la siembra directa de Oreocallis grandiflora en dos ecosistemas degradados del Sur del Ecuador*. (tesis de grado), Universidad del Azuay, Cuenca.
- Pizarro, J. (2017). *Efecto de la fitohormona Rootone (AIB) y dos enraizadores naturales en estacas de granado (Punica granatum L) en el distrito de Pariacoto*. (Tesis de grado), Universidad Nacional Santiago Antunez de Mayolo, Huaraz.
- Polo, J., Paredes, S., Maldonado, G., Cuesta, F., & Pinto, E. (2017). *Los Arboles Patrimoniales de Quito Segunda Edición*. Quito, Ecuador: Municipio del Distrito Metropolitano de Quito, CONDESAN. Obtenido de <http://www.bosquesandinos.org/wp-content/uploads/2018/02/LOS-ARBOLES-PATRIMONIALES-DEL-DMQ-1.compressed.pdf>
- Porrás, E. (1993). *Evaluación del ácido 2, 4-diclorofenoxiacético el ácido indolbutírico el ácido 2-dicloroetil fosfónico y un extracto de corteza de sauce como agentes enraizantes en esquejes de dos variedades de clavel (Dianthus caryophyllus L.)*. (Tesis de Grado), Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala .
- Pretell, J., Ocaña, D., Jon Jap, R., & Barahona, E. (1985). *Apuntes sobre algunas especies forestales nativas de la sierra Peruana*. Lima, Peru: INFOR.
- Quispe, M. (2013). *Propagación vegetativa de esquejes de Queñua (Polylepis besseri Hieron) en base a la aplicación de dos enraizadores naturales y tres tipos de sustratos en el vivero de la comunidad de Huancané* . (Tesis de grado), Universidad Mayor de San Andrés, La Paz.
- Reyes, V., Fallas, J., Miranda, M., Segura, O., & Sanchez, R. (2002). Parámetros para la valoración del servicio Ambiental Hídrico brindado por los bosques y plantaciones de Costa Rica. *FONAFIFO*, 12(8), 30-39.
- Reynel, C., & Marcelo, J. (2009). *Árboles de los ecosistemas forestales andinos. Manual de identificación de especies* . Lima, Peru: Programa Regional ECONBONA - INTERCOOPERATION.

- Ríos, L., & Acevedo, G. (2007). *Ecología, utilización e impactos Producidos por el aprovechamiento del cucharillo Oreocallis grandiflora (Lam)R. Br. en las Parroquias de Taquil, Chanto, Chuquiribamba y Gualel de la Provincia de Loja*. (Titulo de grado), Loja.
- Rodríguez, M., & Ferreiro, J. (2011). *Ano internacional dos bosques. Unha perspectiva desde Galicia*. Lugo, Galicia: IBADER.
- Rodriguez, S., Vergara, M., Ramos, J., & Sainz, C. (2009). *Germinación y manejo de especies forestales tropicales*. Xalapa, Mexico: Universidad Veracruzana. doi:10.25009/uv.1995.121
- Rojas, S., García, J., & Alarcón, M. (2004). *Propagación Asexual de Plantas. Conceptos Básicos y Experiencias con Especies Amazónicas*. Bogotá, Colombia: CORPAICA.
- Román, G. (2014). *Efecto de la hormona AIB en el enraizamiento de estacas juveniles de Croton lechler Muell. Arg.* (Tesis de grado), Universidad Nacional Agraria la Molina, Lima.
- Romoleroux, K., Cárate Tandalla, D., Eler, R., & Navarrete, H. (2019). *Buddleja bullata*. Recuperado el 20 de Agosto de 2021, de Plantas vasculares de los bosques de Polylepis en los páramos de Oyacachi: <https://bioweb.bio/floraweb/polylepis/FichaEspecie/Buddleja%20bullata>
- Ruiz, F., Vargas, J., Cetina, V., & Villegas, A. (2005). Efecto del Ácido Indolbutírico (AIB) y tipo de estaca en el enraizado de Gmelina arborea Roxb. *Fitotec*, 28(4), 319 – 326.
- Russo, R. (03 de Abril de 2016). *Sistemas agrosilvopastoriles*. Obtenido de EcuRed: [https://www.ecured.cu/Sistemas\\_agrosilvopastoriles](https://www.ecured.cu/Sistemas_agrosilvopastoriles)
- Sabogal, C., Besacier, C., & McGuire, D. (2015). Restauración de bosques y paisajes: conceptos, enfoques y desafíos que plantea su ejecución. *Revista internacional sobre bosques y actividades e industrias forestales*, 66(3), 3-10.
- Salazar Rodríguez, A. (2000). *Reserva biológica Alberto Manuel Brenes: veinticinco años de conservación, investigación y bioalfabetización*. San Ramon, Costa Rica: Universidad de Costa Rica.
- Sánchez, M., & Reyes, C. (2015). Ecuador: Revisión a las principales características del recurso Forestal y de la Deforestación. *Revista Científica y Tecnológica UPSE*, 3(1), 41-54. doi:<https://doi.org/10.26423/rctu.v3i1.70>
- Seguí, J. (2011). *Biología y Biotecnología reproductiva de las plantas*. Valencia, España: Universidad Politécnica de Valencia.
- Seow, C., & Gwee, C. N. (1997). Coconut milk: Chemistry and technology. *Int. J. Food Sci. Tech*, 32(3), 189–201. doi:<https://doi.org/10.1046/j.1365-2621.1997.00400.x>
- Serrada, R., Navarro, R. M., & Pemán, J. (2005). La calidad de las repoblaciones forestales: una aproximación desde la selvicultura y la ecofisiología. *Invest Agrar*, 14(3), 462-481.
- Silveira, E., Rodrigues, V., Gomes, A., Mariano, R., & Mesquita, J. (2002). Pó de coco como substrato para produção de mudas de tomateiro. *Horticultura Brasileira*, 20(2), 211-216.

- Sorgato, V. (29 de Julio de 2019). *Dos siglos de lucha comunitaria para proteger bosques y páramos en Ecuador*. Obtenido de MONGABAY: <https://es.mongabay.com/2019/07/areas-comunitarias-de-ecuador-marco-perez-de-castilla/>
- Soto, J., & Filgueira, J. (2009). Efecto del fotoperiodo y la intensidad lumínica sobre la esporulación de *Peronospora sparsa* Berkeley, bajo condiciones controladas. *Agronomía Colombiana*, 27(2), 245-251.
- Soudre, M., Mesen, F., Del Castillo, D., & Guerra, H. (2008). *Memoria del curso internacional "Bases técnicas para la propagación vegetativa de árboles tropicales mediante enraizamiento de estaquillas"*. Pucallpa, Peru: IIAP.
- Tamura, S. (1991). *Historical aspects of gibberellins*. New York, EE UU: Springer. doi:[https://doi.org/10.1007/978-1-4612-3002-1\\_1](https://doi.org/10.1007/978-1-4612-3002-1_1)
- Tasayco, R., Vasquez, J., Loarte, A., Palomino, J., & Evangelista, E. (2008). Efecto de la infusión de Quishuar (*Buddleja incana*) y diminaceno en el tratamiento de la papilomatosis oral canina. *Investig Valdizana*, 2(2), 69-73.
- Taveira, A. (2005). Fibra de coco: Una nueva alternativa para la formación de plantas. *Revista Brasileira de Reproducción de Plantas*, 38(8), 275-277.
- Tene, V., Malagón, O., Vita Finzi, P., Vidari, G., Armijos, C., & Zaragoza, T. (2007). An ethnobotanical survey of medicinal plants used in Loja and Zamora-Chinchipec, Ecuador. *Journal of Ethnopharmacology*, 111(1), 63-81. doi:<https://doi.org/10.1016/j.jep.2006.10.032>
- Tenecela, X. (2012). *Producción de humus de lombriz mediante el aprovechamiento y manejo de los residuos orgánicos*. (Tesis de grado), Universidad de Cuenca, Cuenca.
- Thimann, K. (1977). *Hormone action in the whole life of plants*. Massachusetts, Estados Unidos: University of Massachusetts Press.
- Tinco, E. (2013). *Evaluación de tres tipos de esquejes de verónica (Hebe x andersonii) bajo el efecto de dos enraizadores naturales para la producción de plantines en Cota Cota*. (Tesis de grado), Universidad Mayor de San Andrés, La Paz (Bolivia), La Paz.
- Tobón, C. (2 de Julio de 2013). *Fecohidrología de los Bosques Andinos*. Obtenido de Slideshare: <https://es.slideshare.net/InfoAndina/fecohidrologa-de-los-bosques-andinos>
- Ulloa, C., & Jorgensen, P. (1995). *Arboles y Arbustos de los Andes del Ecuador*. Quito, Ecuador: Abya-Yala.
- Valdez Duffau, M. E., & Cisneros Guachimboza, P. K. (2020). Gobernanza ambiental, Buen Vivir y la evolución de la deforestación en Ecuador en las provincias de Tungurahua y Pastaza. *Revista De Derecho*(34), 146-167. doi: <https://doi.org/10.32719/26312484.2020.34.8>
- Vargas, O. (2011). Restauración Ecológica: Biodiversidad y Conservación. *Acta Biológica Colombiana*, 16(2), 221-246.

- Vargas, P., Castellanos, J., Sánchez, P., Tijerina, L., López, R., & Ojodeagua, J. (2008). Caracterización física, química y biológica de sustratos de polvo de coco. *Fitotecnia Mexicana*, 31(4), 375-381.
- Vidal, J., & Rojas, R. (2014). *Propagación de flora nativa experiencias y relatos desde el sur de Chile*. Santiago, Chile: Corporación Instituto de Ecología y Biodiversidad.
- Villarando, D., Villarando, P., & Villalobos, J. (2011). *Fichas botánicas de especies agroforestales nativas y naturalizadas aptas para tierras altoandinas*. La Paz, Bolivia: PRAA.
- Vinueza, D., Yanza, K., Tachinni, M., Grandini, A., Sacchetti, G., Chiurato, M., & Guerrini, A. (2018). Flavonoids in Ecuadorian *Oreocallis grandiflora* (Lam.) R. Br.: Perspectives of Use of This Species as a Food Supplement. *Hindawi*, 2018. doi:<https://doi.org/10.1155/2018/1353129>
- Watt, M., & John, R. (1999). Proteoid Roots. Physiology and Development. *Plant Physiology*, 121, 317-323.
- Yldefonso, M. (2013). *Influencia de la Bencilaminopurina (BAP) en la Multiplicación In vitro de Oreocallis grandiflora (Lam) R. Br. (Chacpá)*. (Tesis de grado), Universidad Nacional Santiago Antúnez de Mayolo, Huaraz.
- Zambrano, R. H., Centeno, V. A., Solórzano, C., Gascón, S., & Casado, J. G. (2019). Riqueza de especies y abundancia de mamíferos en el Centro de Rescate y Refugio de Vida Silvestre Valle Alto, provincia de Manabí (Ecuador) . *La Técnica*(22), 47-56.
- Zhigue, A. R., Sanmartín, G., & Zhigue, G. E. (2016). Reserva ecológica Arenilla: un potencia turístico en la provincia El Oro. *Universidad y Sociedad*, 8(3), 135 -140.

## ANEXOS

Anexo 1: Plantilla de datos de los días de brotación.

Numero de esquejes	Días de Brotación							
	Tratamientos							
	T 1 Días	T 2 Días	T 3 Días	T 4 Días	T 5 Días	T 6 Días	T 7 Días	T 8 Días
1	0	0	0	0	0	0	0	0
2	0	0	0	0	0	0	0	0
3	0	0	0	0	0	0	0	21
4	0	0	0	0	0	0	0	0
5	0	0	0	0	0	21	0	0
6	0	0	0	0	0	0	0	0
7	0	0	0	0	0	0	0	21
8	0	0	0	0	0	21	0	30
9	0	0	0	0	0	0	21	0
10	0	0	0	0	0	0	0	0
11	0	0	0	0	0	0	0	0
12	0	0	0	0	0	0	0	0
13	0	0	0	0	0	0	0	0
14	0	0	0	0	0	0	0	0
15	0	0	0	0	0	0	0	0
16	0	0	0	0	0	0	0	0
17	0	0	0	28	0	0	0	0
18	30	0	0	0	0	21	0	0
19	0	0	0	28	0	0	0	0

<b>20</b>	0	30	0	0	0	0	0	0	0
<b>21</b>	0	0	0	0	0	0	30	0	0
<b>22</b>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<b>23</b>	0	0	0	30	0	0	0	0	0
<b>24</b>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<b>25</b>	0	21	0	0	0	0	21	0	0
<b>26</b>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<b>27</b>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<b>28</b>	0	0	0	0	0	0	21	0	0
<b>29</b>	0	0	0	0	0	0	0	30	0
<b>30</b>	0	21	0	0	0	0	0	0	0
<b>31</b>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<b>32</b>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<b>33</b>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<b>34</b>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<b>35</b>	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Anexo 2: Plantilla de datos de numero de brotes.

Tratamientos	Repeticiones	Numero de brotes				
		30 días	45 días	60 días	75 días	90 días
T1	I	0	0	0	0	0
T1	II	0	0	0	0	0
T1	III	0	0	0	0	0
T1	IV	0	0	0	0	0
T1	V	0	0	0	0	0
T2	I	0	0	0	0	0
T2	II	0	0	0	0	0
T2	III	4	4	0	0	0
T2	IV	4	4	3	0	0
T2	V	1	0	0	1	0
T3	I	0	0	0	0	0
T3	II	0	0	0	0	0
T3	III	0	0	0	0	0
T3	IV	0	0	0	0	0
T3	V	0	0	0	0	0
T4	I	0	0	2	2	2
T4	II	0	0	0	0	0
T4	III	0	0	0	0	0
T4	IV	2	2	2	2	2
T4	V	0	0	0	0	0
T5	I	0	0	0	0	0
T5	II	0	0	0	0	0
T5	III	0	0	0	0	0
T5	IV	0	0	0	0	0
T5	V	0	0	0	0	0
T6	I	0	0	0	0	0
T6	II	0	0	0	0	0
T6	III	10	10	10	10	10
T6	IV	7	7	7	3	3
T6	V	0	0	0	0	0
T7	I	0	0	0	0	0
T7	II	0	0	0	0	0
T7	III	0	0	0	0	0
T7	IV	0	0	0	0	0
T7	V	0	0	0	0	0
T8	I	4	4	0	0	0
T8	II	1	0	0	0	0
T8	III	0	0	0	0	0
T8	IV	0	0	0	0	0

T8	V	0	0	0	0	0
----	---	---	---	---	---	---

Anexo 3: Planilla de datos de crecimiento de brotes promediado.

<b>Crecimiento de brotes (cm)</b>						
<b>Tratamiento</b>	<b>Repetición</b>	<b>30 días</b>	<b>45 días</b>	<b>60 días</b>	<b>75 días</b>	<b>90 días</b>
T1	I	0	0	0	0	0
T1	II	0	0	0	0	0
T1	III	0	0	0	0	0
T1	IV	0	0	0	0	0
T1	V	0	0	0	0	0
T2	I	0	0	0	0	0
T2	II	0	0	0	0	0
T2	III	0,07142857	0,0964	0	0	0
T2	IV	0,05714286	0,0892	0	0	0
T2	V	0,1	0	0	0	0
T3	I	0	0	0	0	0
T3	II	0	0	0	0	0
T3	III	0	0	0	0	0
T3	IV	0	0	0	0	0
T3	V	0	0	0	0	0
T4	I	0	0	0,0714	0,1	0,45
T4	II	0	0	0	0	0
T4	III	0	0	0	0	0
T4	IV	0,07142857	0,0785	0,0857	0,0857	0
T4	V	0	0	0	0	0
T5	I	0	0	0	0	0
T5	II	0	0	0	0	0
T5	III	0	0	0	0	0
T5	IV	0	0	0	0	0
T5	V	0	0	0	0	0
T6	I	0	0	0	0	0
T6	II	0	0	0	0	0
T6	III	0,24642857	0,2964	0,3594	0,3047	0,4988
T6	IV	0,29071429	0,3221	0,4272	0	0,3476
T6	V	0	0	0	0	0
T7	I	0	0	0	0	0
T7	II	0	0	0	0	0
T7	III	0	0	0	0	0
T7	IV	0	0	0	0	0

T7	V	0	0	0	0	0
T8	I	0,15142857	0,238	0	0	0
T8	II	0,11428571	0	0	0	0
T8	III	0	0	0	0	0
T8	IV	0	0	0	0	0
T8	V	0	0	0	0	0

Anexo 4: Planilla de datos de porcentaje de esquejes enraizados.

<b>Porcentaje de esquejes enraizados</b>	
<b>Tratamientos</b>	<b>Porcentaje</b>
T1	0
T2	0
T3	0
T4	2
T5	0
T6	4
T7	0
T8	0

Anexo 5: Planilla de datos promedio de longitud (cm) de las raíces de los esquejes enraizados.

<b>Tratamientos</b>	<b>Longitud</b>
T1	0
T2	0
T3	0
T4	4,25
T5	0
T6	5
T7	0
T8	0

Anexo 6: planilla de datos del volumen de la raíz de los esquejes enraizados.

<b>Volumen de la raíz (ml)</b>		
<b>Tratamiento</b>	<b>Esqueje</b>	<b>Volumen (ml)</b>
T4	1	18
T4	2	5

<b>T6</b>	1	12
<b>T6</b>	2	10

Anexo 7: Planilla de datos del peso fresco y seco de la raíz de los esquejes enraizados.

<b>Peso fresco y seco de la raíz</b>			
<b>Tratamiento</b>	<b>Esquejes</b>	<b>Peso fresco</b>	<b>Peso seco</b>
<b>T4</b>	1	3,5089	1,0089
<b>T4</b>	2	1,319	0,219
<b>T6</b>	1	2,2497	0,7497
<b>T6</b>	2	1,2345	0,2655

Anexo 8: Planilla de datos meteorológicos.

<b>Fecha</b>	<b>Temperatura en C°</b>		<b>Humedad %</b>	
	<b>Máximo</b>	<b>Mínimo</b>	<b>Máximo</b>	<b>Mínimo</b>
<b>23-03-2021</b>	35°	11°	90%	43%
<b>22-04-2021</b>	36°	18°	85%	40%
<b>06-05-2021</b>	36°	13°	80%	43%
<b>20-05-2021</b>	40°	8.4°	70%	46.4%
<b>03-06-2021</b>	39°	10.5°	72%	45.2%
<b>15-06-2021</b>	39°	9.3°	70%	39%

Anexo 9: Verificación de auto plagio por el Sistema Turnitin

# Enraizantes

*por* Freddy Rivera

---

**Fecha de entrega:** 21-sep-2021 03:54p.m. (UTC-0500)

**Identificador de la entrega:** 1654151083

**Nombre del archivo:** TESIS\_Final\_RIVERA\_\_3.1.docx (8.05M)

**Total de palabras:** 25589

**Total de caracteres:** 136697

**TEMA DEL TRABAJO FINAL: EFECTO DE ENRAIZADORES EN ESQUEJES DE GAÑAL (*Oreocallis grandiflora*) Y QUISHUAR (*Buddleja incana*) BAJO CÁMARA HÚMEDA.**

## Enraizantes

---

### INFORME DE ORIGINALIDAD

---

0%

INDICE DE SIMILITUD

0%

FUENTES DE INTERNET

9%

PUBLICACIONES

11%

TRABAJOS DEL  
ESTUDIANTE

---

### FUENTES PRIMARIAS

---

Excluir citas

Activo

Excluir coincidencias < 6%

Excluir bibliografía

Activo

Anexo 10: Autorización de publicación en el repositorio institucional



**Freddy Fabian Rivera Mayancela** portador(a) de la cédula de ciudadanía N° **0350064002**. En calidad de autor/a y titular de los derechos patrimoniales del trabajo de titulación “**EFFECTO DE ENRAIZADORES EN ESQUEJES DE GAÑAL (*Oreocallis grandiflora*) Y QUSHUAR (*Buddleja incana*) BAJO CÁMARA HÚMEDA**” de conformidad a lo establecido en el artículo 114 Código Orgánico de la Economía Social de los Conocimientos, Creatividad e Innovación, reconozco a favor de la Universidad Católica de Cuenca una licencia gratuita, intransferible y no exclusiva para el uso no comercial de la obra, con fines estrictamente académicos y no comerciales. Autorizo además a la Universidad Católica de Cuenca, para que realice la publicación de éste trabajo de titulación en el Repositorio Institucional de conformidad a lo dispuesto en el artículo 144 de la Ley Orgánica de Educación Superior.

Cuenca, 27 de septiembre de 2021

F: .....

**Freddy Fabian Rivera Mayancela**

**C.I. 0350064002**

Anexo 11: Declaración de Autoría y Responsabilidad



### **Declaratoria de Autoría y Responsabilidad**

**Freddy Fabian Rivera Mayancela** portador(a) de la cédula de ciudadanía N° **0350064002**.  
Declaro ser el autor de la obra: **“EFECTO DE ENRAIZADORES EN ESQUEJES DE GAÑAL  
(*Oreocallis grandiflora*) Y QUISHUAR (*Buddleja incana*) BAJO CÁMARA HÚMEDA”**,  
sobre la cual me hago responsable sobre las opiniones, versiones e ideas expresadas.  
Declaro que la misma ha sido elaborada respetando los derechos de propiedad intelectual de  
terceros y eximo a la Universidad Católica de Cuenca sobre cualquier reclamación que pudiera  
existir al respecto. Declaro finalmente que mi obra ha sido realizada cumpliendo con todos  
los requisitos legales, éticos y bioéticos de investigación, que la misma no incumple con la  
normativa nacional e internacional en el área específica de investigación, sobre la que también  
me responsabilizo y eximo a la Universidad Católica de Cuenca de toda reclamación al  
respecto.

Cuenca, 27 de septiembre de 2021

F:

.....  
**Freddy Fabian Rivera Mayancela**

**C.I. 0350064002**