



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES
CARRERA INGENIERÍA FORESTAL

**EFECTO DEL ACTIVADOR DE GERMINACIÓN NEW ROBUST®
Y EL ENRAIZADOR HORMONAGRO® 1 EN LA PROPAGACIÓN
DE *Cedrela montana* MORITZ EX TURCZ. EN CONDICIONES DE
LABORATORIO.**

Trabajo de Integración Curricular

Tipo: Proyecto de Investigación.

Presentado para optar al grado académico de:

INGENIERO FORESTAL

AUTOR:

JORGE LUIS MONTAÑO BELTRÁN

Riobamba – Ecuador

2024



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES
CARRERA INGENIERÍA FORESTAL

**EFECTO DEL ACTIVADOR DE GERMINACIÓN NEW ROBUST®
Y EL ENRAIZADOR HORMONAGRO® 1 EN LA PROPAGACIÓN
DE *Cedrela montana* MORITZ EX TURCZ. EN CONDICIONES DE
LABORATORIO.**

Trabajo de Integración Curricular

Tipo: Proyecto de Investigación

Presentado para optar al grado académico de:

INGENIERO FORESTAL

AUTOR/(ES): JORGE LUIS MONTAÑO BELTRÁN

DIRECTORA: ING. VILMA FERNANDA NOBOA SILVA

Riobamba – Ecuador

2024

© 2024, Jorge Luis Montaña Beltrán

Se autoriza la reproducción total o parcial, con fines académicos, por cualquier medio o procedimiento, incluyendo la cita bibliográfica del documento, siempre y cuando se reconozca el Derecho de Autor.

Yo, Jorge Luis Montaña Beltrán, declaro que el presente Trabajo de Integración Curricular es de mi autoría y los resultados del mismo son auténticos. Los textos en el documento que provienen de otras fuentes están debidamente citados y referenciados.

Como autor asumo la responsabilidad legal y académica de los contenidos de este Trabajo de Integración Curricular; el patrimonio intelectual pertenece a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

Riobamba, 05 de junio de 2024



Jorge Luis Montaña Beltrán
070641995-9

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES
CARRERA INGENIERÍA FORESTAL

El Tribunal del Trabajo de Integración Curricular certifica que: El Trabajo de Integración Curricular; tipo: Proyecto de Investigación, **EFFECTO DEL ACTIVADOR DE GERMINACIÓN NEW ROBUST® Y EL ENRAIZADOR HORMONAGRO® 1 EN LA PROPAGACIÓN DE *Cedrela montana* MORITZ EX TURCZ. EN CONDICIONES DE LABORATORIO.**, realizado por el señor: **JORGE LUIS MONTAÑO BELTRÁN**, ha sido minuciosamente revisado por los Miembros del Tribunal del Trabajo de Integración Curricular, el mismo que cumple con los requisitos científicos, técnicos, legales, en tal virtud el Tribunal Autoriza su presentación.

FIRMA

FECHA

Ing. Miguel Ángel Gualpa Calva
PRESIDENTE DEL TRIBUNAL



05-06-2024

Ing. Vilma Fernanda Noboa Silva
DIRECTORA DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR



05-06-2024

Dra. Rosa del Pilar Castro Gómez
ASESORA DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR



05-06-2024

DEDICATORIA

Dedico este presente trabajo con profunda gratitud principalmente a Dios, por permitirme haber llegado hasta este momento hasta este momento tan importante de mi formación profesional. A mis padres: José Montaña y Jenny Beltrán por haberme inculcado en mí valores de respeto, constancia y responsabilidad, por ser un pilar fundamental más importante con su comprensión y cariño. A mi hermana y a mi pareja gracias por los apoyos y estar siempre ahí conmigo.

Gracias por todo.....

Jorge

AGRADECIMIENTO

Mi sincero agradecimiento a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, a la carrera de ingeniería forestal y en ella a mis distinguidos docentes por sus valiosas enseñanzas. A mi directora de tesis Ing. Vilma Fernanda Noboa Silva y asesora Dra. Rosa del Pilar Castros Gómez, quienes con su experiencia como docente han sido la guía idónea, por el tiempo brindado durante el proceso que ha llevado el realizar mi tesis. Y de manera especial a la Ing. Ana Cunachi, por su paciencia, orientación, sugerencias y opiniones durante todo el proceso de la tesis.

Jorge

ÍNDICE DE CONTENIDO

ÍNDICE DE TABLAS.....	xi
ÍNDICE DE ILUSTRACIONES.....	xii
ÍNDICE DE ANEXOS.....	xiii
RESUMEN.....	xv
ABSTRACT.....	xvi
INTRODUCCIÓN.....	1
CAPÍTULO I	
1. PROBLEMA DE LA INVESTIGACION.....	2
1.1 Planteamiento del problema.....	2
1.2 Objetivos.....	2
<i>1.2.1 Objetivo General.....</i>	<i>2</i>
<i>1.2.2 Objetivos específicos.....</i>	<i>2</i>
1.3 Justificación.....	3
1.4 Hipótesis.....	3
<i>1.4.1 Hipótesis nula.....</i>	<i>3</i>
<i>1.4.2 Hipótesis alternativa.....</i>	<i>3</i>
CAPÍTULO II	
2. MARCO TEORICO.....	4
2.1 Biodiversidad en el Ecuador.....	4
2.2 Flora.....	4
2.3 Bosque nativo.....	4
2.4 <i>Cedrela montana</i> Moritz ex Turcz (Cedro blanco).....	5
2.5 Clasificación taxonómica.....	5
<i>2.5.1 Etimología.....</i>	<i>6</i>
<i>2.5.2 Distribución geográfica.....</i>	<i>6</i>
<i>2.5.2.1 América.....</i>	<i>6</i>
<i>2.5.2.2 Ecuador.....</i>	<i>6</i>

2.5.3 Descripción botánica	7
2.5.3.1 Hojas.....	7
2.5.3.2 Flores.....	7
2.5.3.3 Fruto.....	7
2.5.3.4 Semillas.....	7
2.5.4 Características edafoclimáticas	7
2.5.4.1 Características Edafoclimáticas.....	8
2.5.4.2 Factores climáticos.....	8
2.5.4.3 Requerimientos Edáficos.....	8
2.5.5 Propagación vegetativa	8
2.5.5.1 Propagación sexual.....	8
2.5.5.2 Ventajas y desventajas de la propagación por semillas.....	9
2.5.6 Propagación asexual	9
2.5.7 Cultivo in vitro	9
2.5.7.1 Ventajas y desventajas de la propagación asexual.....	9
2.5.8 Medio de cultivo	10
2.5.9 Medio de cultivo (Murashige skoog)	10
2.5.10 Componentes del medio	11
2.5.11 Activador NEW ROBUST	12
2.5.11.1 Generalidades.....	12
2.5.11.2 Composición química de NEW ROBUST.....	12
2.5.12 Dosis y aplicación de NEW ROBUST	12
2.5.13 Efecto de enraizador HORMONAGRO 1	12
2.5.13.1 Generalidades.....	12
2.5.14 Composición química de HORMONAGRO 1	13
2.5.15 Dosis y aplicación de HORMONAGRO 1	13
CAPITULO III	
3. MARCO METODOLOGICO	14
3.1 Enfoque de la investigación	14
3.2 Nivel de investigación	14
3.3 Diseño de la investigación	14
3.4 Tipo de estudio	14

3.5	Métodos, técnicas e instrumento de la investigación	15
3.5.1	<i>Características del lugar</i>	15
3.5.1.1	<i>Localización del sitio</i>	15
3.5.1.2	<i>Ubicación geográfica</i>	15
3.5.1.3	<i>Características climáticas</i>	15
3.6	Materiales y equipos	15
3.6.1.1	<i>Material biológico</i>	15
3.6.1.2	<i>Material e insumos de laboratorio</i>	15
3.6.1.3	<i>Equipo de campo</i>	16
3.6.1.4	<i>Equipo de laboratorio</i>	16
3.7	Metodología	16
3.7.1	<i>Para cumplir el objetivo 1: Determinar el porcentaje de germinación y longitud radicular en la propagación sexual de Cedrela montana en condiciones de laboratorio</i>	16
3.7.1.1	<i>Semillas de cedro (Cedrela montana)</i>	16
3.7.1.2	<i>Método de la investigación</i>	16
3.7.1.3	<i>Tratamientos</i>	17
3.7.1.4	<i>Variables en estudio</i>	18
3.7.1.5	<i>Diseño Experimental</i>	18
3.7.1.6	<i>Factores en estudio</i>	18
3.7.2	<i>Para cumplir el objetivo 2: Determinar el porcentaje de enraizamiento y número de brotes, en la propagación asexual de Cedrela montana en condiciones de laboratorio</i>	18
3.7.2.1	<i>Esquejes de cedro (Cedrela montana)</i>	18
3.7.2.2	<i>Método de la investigación</i>	19
3.7.2.3	<i>Tratamientos</i>	20
3.7.2.4	<i>Variables en estudio</i>	20
3.7.2.5	<i>Diseño Experimental</i>	20
CAPITULO IV		
4.	RESULTADOS y DISCUSIÓN	21
4.1	Resultados	21
4.1.1	<i>Germinación de semillas de cedro procedentes de vivero El Forastero (Cotopaxi)</i>	21
4.1.2	<i>Germinación de semillas de cedro procedentes de vivero ESPOCH (Chimborazo)</i>	21
4.1.3	<i>Germinación de semillas de cedro sin considerar lugar de procedencia</i>	22

4.1.4	<i>Longitud radicular de semillas de cedro (Cedrela montana)</i>	23
4.1.4.1	<i>Longitud radicular semillas de cedro procedentes vivero El Forastero (Cotopaxi)</i>	23
4.1.4.2	<i>Longitud radicular semillas de cedro procedentes vivero ESPOCH (Chimborazo)</i>	24
4.1.5	<i>Peso final semillas de cedro (Cedrela montana)</i>	27
4.1.5.1	<i>Registro de peso de semillas de cedro, concluida la fase de germinación (30 días)</i>	27
4.1.6	<i>Esquejes de cedro (Cedrela montana)</i>	28
4.1.6.1	<i>Propagación asexual por esquejes bajo la inducción de enraizamiento con Hormonagro®</i>	28
4.1.6.2	<i>Número de raicillas y peso de raicillas</i>	30
4.2	DISCUSIÓN	33
4.2.1	<i>Germinación de semillas de cedro procedentes de vivero El Forastero (Cotopaxi)</i>	33
4.2.2	<i>Germinación de semillas de cedro procedentes de vivero ESPOCH (Chimborazo)</i>	33
4.2.3	<i>Germinación de semillas de cedro sin considerar lugar de procedencia</i>	34
4.2.4	<i>Longitud radicular de semillas de cedro (Cedrela montana)</i>	34
4.2.4.1	<i>Longitud radicular semillas de cedro procedentes vivero El Forastero (Cotopaxi)</i>	34
4.2.4.2	<i>Longitud radicular semillas de cedro procedentes vivero ESPOCH (Chimborazo)</i>	35
4.2.5	<i>Peso final semillas de cedro (Cedrela montana)</i>	36
4.2.5.1	<i>Registro de peso de semillas de cedro, concluida la fase de germinación (30 días)</i>	36
4.3	<i>Esquejes de cedro (Cedrela montana)</i>	36
4.3.1	<i>Propagación asexual por esquejes bajo la inducción de enraizamiento con Hormonagro® 1</i>	36

CAPITULO V

5.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	38
5.1	Conclusiones	38
5.2	Recomendaciones	38

BIBLIOGRAFÍA

ANEXOS

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1-0: Clasificación taxonómica de *Cedrela montana* Moritz ex Turcz.

Tabla 2-0: Concentración de la composición química de NEW ROBUST®.

Tabla 3-2: Concentración de la composición química de HORMONAGRO® 1.

Tabla 1-3: Tratamiento germinación de semillas de cedro (*Cedrela montana*).

Tabla 2-3: Tratamientos enraizamiento de esquejes de cedro (*Cedrela montana*).

Tabla 1-4: Análisis de Varianza de un factor, semillas de cedro vivero El Forastero (Cotopaxi).

Tabla 2-4: Prueba de Tukey (5%) semillas de cedro vivero El Forastero (Cotopaxi).

Tabla 3-4: Análisis de Varianza de un factor, semillas de cedro vivero ESPOCH (Chimborazo).

Tabla 4-4: Prueba de Tukey (5%) semillas de cedro vivero ESPOCH (Chimborazo).

Tabla 5-4: Análisis de Varianza factorial, semillas de cedro (Cotopaxi/Chimborazo).

Tabla 6-4: Prueba de Tukey (5%) interacción lugar*tratamientos, semillas de cedro.

Tabla 7-4: Análisis de Varianza factorial, peso final semillas de cedro (Cotopaxi/Chimborazo).

Tabla 8-4: Prueba de Tukey (5%) peso final semillas de cedro.

Tabla 9-4: Análisis de Varianza para la turgencia (%) de esquejes de cedro (*Cedrela montana*).

Tabla 10-4: Prueba de Tukey (5%) para la turgencia (%) de esquejes de cedro (*Cedrela montana*).

Tabla 11-4: Crecimiento de colonias fúngicas sobre el sustrato (MS) y esquejes de cedro.

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

Ilustración 1-4: Dispersión de datos extensión de radícula a los 10 días cedro (Cotopaxi)

Ilustración 2-4: Dispersión de datos extensión de radícula a los 10 días, cedro (Chimborazo)

Ilustración 3-4: Dispersión de datos extensión de radícula a los 10 días.

Ilustración 4-4: Medias de longitud radicular semillas cedro (Cotopaxi)

Ilustración 5-4: Medias de longitud radicular semillas cedro (Chimborazo)

Ilustración 6-4: Interacción lugar* tratamientos, medias de longitud radicular semillas cedro

Ilustración 7-4: Medias marginales para el peso final semillas cedro.

Ilustración 8-4: Medias marginales para turgencia (%) esquejes de cedro.

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXO A: SEMILLAS DE CEDRO (*Cedrela montana*) OBTENIDAS POR EL VIVERO DE LA ESPOCH Y CONTEO DE LAS SEMILLAS.

ANEXO B: LAVADO DE SEMILLAS CON AGUA DESTILADA AL 70°C POR 20 MIN.

ANEXO C: DESINFECCIÓN CON HIPOCLORITO DE SODIO AL 20% EN 100 ML DE AGUA DESTILADA ESTERIL Y REMOVIDAS FRECUENTEMENTE POR 90 MIN Y POSTERIORMENTE LAVADAS CON AGUA DESTILADA HASTA LA ELIMINACION TOTAL DE HIPOCLORITO DE SODIO.

ANEXO D: IMBIBICIÓN EN 4 FRASCOS CON 30 SEMILLAS CON AGUA DESTILADA ESTERIL Y INCUBADAS A 21°C DURANTE 24 HORAS.

ANEXO E: CHOQUE TERMICO REFRIGERANDO A 4°C POR 3 HORAS.

ANEXO F: PREPARACIÓN DOSIS DEL ACTIVADOR (NEW ROBUST®), T1: BAJA, T2: MEDIA Y T3: ALTA Y ETIQUETADO DE CADA TRATAMIENTO EN LOS FRASCOS.

ANEXO G: REFRIGERACIÓN, SE COLOCARON UN NUEVO PERIODO DE INCUBACIÓN A 23,2° POR 16 HORAS.

ANEXO H: IMBIBICIÓN EN LAS SOLUCIONES CON EL ACTIVADOR EN LAS DOSIS BAJA, MEDIA, ALTA Y CONTROL E INCUBADAS A 23°C POR 24 HORAS.

ANEXO I: ETIQUETADO DE LOS TRTAMIENTOS CON SUS RESPECTIVAS REPETICIONES Y DESINFECCIÓN DE LAS BANDEJAS DE GERMINACIÓN CON EL PAPEL ABSORBENTE CON RADIACIÓN ULTRA VIOLETA POR 15 MIN.

ANEXO J: GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE CEDRO, HIDRATACIÓN E INCUBADAS PARA MONITOREAR LA GERMINACIÓN.

ANEXO J: GERMINACIÓN DE LAS SEMILLAS DE CEDRO A LOS 10 PRIMEOS DIAS Y POSTERIORMENTE A LOS 30 DIAS DE GERMINACIÓN.

ANEXO K: MATERIALES PARA LA RECOLECCIÓN Y DESINFECCIÓN DE ESQUES DE *Cedrela montana* Y ENRAIZADOR HORMONAGRO® 1.

ANEXO L: RECOLECCIÓN DE LOS ESQUEJES DE *Cedrela montana* EN LA ESPOCH.

ANEXO M: INMERSION JABONOSA NEUTRA DE ESQUEJES Y LAVADO CON AGUA DESTILADA.

ANEXO N: INMERSION EN SOLUCIÓN DE HIPOCLORITO DE SODIO 5% Y LAVADO CONSECUTIVO POR 3 PERIODOS.

ANEXO Ñ: INMERSION EN SOLUCION DE UNA PROPORCION DE 1:1 DE ALCOHOL INDUSTRIAL AL 96% Y POSTERIORMENTE LAVADO CON AGUA DESTILADO ESTERIL.

ANEXO O: PREPARACIÓN DE MACRONUTRIENTES, CLORURO DE CLACIO, MICRONUTRIENTES Y EDTA PARA MEDIO DE CULTIVO MURASHIGE & SKOOG (MS).

ANEXO P: DESINFECCIÓN DE LOS CONTENEDORES, PREPARACION DEL MEDIO DE CULTIVO MURASHIGE & SKOOG (MS) E INSTALACION DEL ENSAYO.

ANEXO Q: CONTAMNACIÓN DE ESQUEJES DE *Cedrela montana*.

ANEXO R: ENRAIZAMIENTO A LOS 48 DIAS DE LOS ESQUEJES DE *Cedrela montana*.

ANEXO S: ANOVA PARA CRECIMIENTO RADICULAR SEMILLAS LATACUNGA

ANEXO T: ANOVA PARA CRECIMIENTO RADICULAR SEMILLAS ESPOCH.

ANEXO U: ANOVA PARA CRECIMIENTO RADICULAR SEMILLAS INTERACCIÓN LATACUNGA- ESPOCH.

ANEXO V: ANOVA PARA PESO DE SEMILLAS DE LA ESPOCH.

ANEXO W: ANOVA PARA ESQUEJES DE *Cedrela montana*.

RESUMEN

El objetivo fue evaluar el efecto del activador de germinación New robust® y el enraizador Hormonagro® 1 en la propagación de *Cedrela montana* Moritz ex Turcz, en condiciones de laboratorio. En semillas procedentes de dos viveros forestales, se determinó: porcentaje de germinación y longitud radicular, en esquejes se evaluó: porcentaje de enraizamiento y número de raicillas. Los ensayos fueron instalados, utilizando las dosis establecidas en las fichas técnicas tanto del activador de germinación como del enraizador, esto posterior a la desinfección de semillas y esquejes. En el ensayo de semillas, se registraron datos referentes a peso (g), porcentaje de germinación a los 10 días y crecimiento radicular a los 30 días, el enraizamiento fue evaluado hasta los 60 días. Los resultados mostraron que el activador de germinación no fue incidente en las fases de imbibición y emergencia de radícula, pero si fue incidente en el crecimiento radicular (dosis alta 200 ppm), con mayor longitud radicular en las semillas de cedro de los lugares evaluados. Por el contrario, Hormonagro® 1, no fue eficiente en el enraizamiento de los esquejes, en ninguna de las concentraciones utilizadas. Este estudio demostró que a pesar de que el activador si favoreció el crecimiento radicular, otros factores de calidad de semillas deben ser considerados. Mientras que el sustrato líquido medio (MS) con el enraizador no favoreció el desarrollo de raíces en los esquejes de cedro, por lo que se recomienda realizar estudios con parámetros complementarios para calidad y homogeneidad de semillas y esquejes.

Palabras clave: < CEDRO (*Cedrela montana*)> <GERMINACIÓN>, <ENRAIZAMIENTO>, <ÁCIDO GIBERELICO>, <ÁCIDO ANAFTALENACENICO>

0689-DBRA-UPT-2024



ABSTRACT

This research aimed to evaluate the effect of the New robust® germination activator and the Hormonagro® 1 rooting agent on the propagation of *Cedrela montana* Moritz ex Turcz, under laboratory conditions. In seeds from two forest nurseries, the following were determined: percentage of germination and root length, in cuttings the following were evaluated: percentage of rooting and number of rootlets. The trials were installed, using the doses established in the technical sheets of both the germination activator and the rooting agent, after disinfecting the seeds and cuttings. In the seed test, data regarding weight (g), germination percentage at 10 days and root growth at 30 days were recorded, rooting was evaluated up to 60 days. The results showed that the germination activator was not incident in the imbibition and radicle emergence phases, but it was incident in root growth (high dose 200 ppm), with greater root length in the cedar seeds from the places evaluated. On the contrary, Hormonagro® 1 was not efficient in rooting the cuttings, in any of the concentrations used. This study demonstrated that although the activator did favor root growth, other seed quality factors must be considered. While the medium liquid substrate (MS) with the rooter did not favor the development of roots in the cedar cuttings. Therefore, it was recommended to carry out studies with complementary parameters for quality and homogeneity of seeds and cuttings.

Keywords: <CEDAR (*Cedrela montana*)> <GERMINATION>, <ROOTING>, <GIBERELIC ACID>, <ANAPHTHALENEACENIC ACID>

Riobamba, June 20th, 2024



PhD. Denny Tenelanda López

ID number: 0603342189

INTRODUCCIÓN

En el Ecuador la deforestación es un fenómeno complejo debido a los múltiples factores que la causan, entre ellos los asentamientos agrícolas, que ocasionan alrededor del 60% de la superficie talada cada año; la demanda de madera para uso de la población y procesos industriales, así como la falta de planificación en la ejecución de obras de infraestructura, causan a futuro costos ambientales al país. (Guachun, 2011 pág. 8)

Remache, (2011, pag.1) manifiesta que los daños provocados a los bosques nativos son reflejados la desaparición de muchas especies, entre ellas, el “Cedro” (*Cedrela montana*). Este árbol es de gran interés económico, por su madera fina es una de las más utilizadas en la actualidad, sobre todo en la fabricación de muebles, gabinetes, ebanistería, instrumentos musicales, lo que ha ocasionado una explotación intensiva y no controlada, poniéndolo en peligro de extinción.

Reproducir en condiciones de laboratorio todos los factores que conforman el ambiente de la planta en la naturaleza es técnicamente muy complejo (Sharry et al, 2015, pág. 9). La micropropagación es un proceso que se requiere partir de material sano, llevar a cabo su cultivo in vitro y desarrollar una metodología que permita la obtención de clones en el menor tiempo posible. (Gisbert et al, 2013, pág. 1)

Se estableció un estudio para determinar la velocidad de germinación en el cual se empleó unas concentraciones del bioestimulantes New robust®, los cuales tienen dentro de su composición química los siguientes minerales (Nitrógeno 10% y fitohormonas como ácido giberélico 12%) estimulando así el desarrollo vegetativo óptimo de las plantas, de igual manera se empleó concentración de un regulador Hormonagro® 1 para la propagación asexual por medio de esquejes, los cuales dentro de su composición química tiene lo siguiente (Ácido naftalenacético 0.40% e ingrediente inerte 99.60%).

El problema planteado, los objetivos propuestos, la justificación y las hipótesis planteadas para ser validadas en la presente investigación fueron las siguientes:

CAPÍTULO I

1. PROBLEMA DE LA INVESTIGACION

1.1 Planteamiento del problema

Cedrela montana Moritz ex Turcz es una especie de aprovechamiento condicionado que se encuentra descrita en la Norma 0125 en el Art. 38 del Ministerio del Ambiente. Cedro tiene semillas recalcitrantes por lo cual estas no soportan la desecación y deben ser sembradas de inmediato después de su cosecha, Calderón (2021, pág. 28) menciona que la especie presenta un porcentaje bajo de germinación de 44,55% en vivero. Para la propagación asexual la especie podría carecer de suficientes hormonas de enraizamiento endógenas, lo que dificulta el proceso de formación de raíces, por lo cual, Armijos et al (2013, pág. 57) menciona que la especie *Cedrela montana* Moritz ex Turcz presenta un porcentaje de prendimiento del 0% por ello el siguiente estudio está dirigido a probar métodos para obtener un mayor porcentaje de germinación y enraizamiento.

1.2 Objetivos

1.2.1 Objetivo General

Evaluar el efecto del activador de germinación New robust® y el enraizador Hormonagro® 1 en la propagación de *Cedrela montana* Moritz ex Turcz, en condiciones de laboratorio.

1.2.2 Objetivos específicos

- Determinar el porcentaje de germinación y longitud radicular en la propagación sexual de *Cedrela montana* en condiciones de laboratorio.
- Determinar el porcentaje de enraizamiento y número de brotes, en la propagación asexual de *Cedrela montana* en condiciones de laboratorio.

1.3 Justificación

Cedro es una especie de gran importancia por sus beneficios ambientales ya que ayuda a la protección del suelo contra los efectos de erosión, conservación de fuentes agua, mejorar las condiciones de microclima, proteger la flora y fauna, y mejora el paisaje, *Cedrela montana* Moritz ex Turcz posee una madera de mucho valor comercial por ser considerada de lujo y calidad para su uso en la construcción de viviendas, ebanistería, pero debido a sus altos índices de explotación ha ido ocasionando que esta especie tenga dificultades para su regeneración natural (Flores et al., 1994; citado en Calderón, 2021, pág. 1). Este proyecto implica la necesidad de investigar la propagación de plantas tanto por medio de semillas (sexual) como mediante esquejes (asexual), utilizando reguladores y fitohormonas en condiciones de laboratorio, las cuales busca proporcionar información valiosa para lograr una producción constante y de alta calidad, ya que los métodos tradicionales empleados en la propagación en viveros no han demostrado buenos resultados.

1.4 Hipótesis

1.4.1 Hipótesis nula

Ninguno de los tratamientos incide en propagación de la especie forestal nativa *Cedrela montana* (Moritz ex Turcz) (Cedro)

1.4.2 Hipótesis alternativa

Al menos unos de los tratamientos inciden en propagación de la especie forestal nativa *Cedrela montana* (Moritz ex Turcz) (Cedro)

CAPÍTULO II

2. MARCO TEORICO

2.1 Biodiversidad en el Ecuador

Actualmente el Ecuador posee la mayor biodiversidad a nivel global, destacándose en puntos críticos como la selva amazónica, la cordillera de los Andes, los manglares costeros y los bosques nubosos. Este pequeño país costero alberga especies emblemáticas del mundo, tales como el oso de anteojos, el jaguar, el perezoso, el mono aullador, el puma y un 20% de la diversidad de aves del planeta (UNBiodiversity, 2022, pág. 2).

Además, es clasificado como uno de los 20 países más megadiversos del mundo, esto se debe a su posición geográfica en el neotrópico, la presencia de las cordilleras de los Andes y la influencia de las corrientes oceánicas en sus costas. El territorio ecuatoriano se divide en cuatro zonas geográficas definidas: costa, sierra, Amazonia y las islas Galápagos; este posee 91 tipos de ecosistemas, distribuidos entre 65 ecosistemas boscosos, 14 herbáceos y 12 arbustivos (INABIO, 2019, pág. 5).

2.2 Flora

El Ecuador alberga el 10% de las especies vegetales del planeta, de las cuales, la mayor parte se concentra en la cordillera de los Andes, específicamente en la región noroeste; se estima la presencia de al menos 10.000 especies en el territorio. Además (Cleland, 2016, págs. 32-35) afirma que, en la región amazónica se encuentra una significativa diversidad de especies, alrededor de 8.200, de este, se ha identificado 2.725 especies de orquídeas. Sin embargo, en las islas Galápagos se encuentran 600 especies nativas y 250 especies introducidas.

(Persson et al., 2019, pág. 7) en su publicación "Flora of Ecuador" menciona que, actualmente el Ecuador abarca todas las plantas vasculares en el territorio, incluidas aquellas especies que son comúnmente cultivadas y escapadas del territorio ecuatoriano continental.

2.3 Bosque nativo

Según Arboles et al.,(2013, pág. 2), afirma que, se trata de un ecosistema arbóreo destacada por su diversidad de especies nativas, con una sucesión natural que sustenta una biodiversidad significativa. A pesar de su papel histórico crucial para las comunidades, la explotación inadecuada y el uso excesivo amenazan su integridad, resultando en la erosión de tierras.

Por otro lado, MAG,(2019, pág. 7) menciona que, el Ecuador alberga 12,6 millones de has de bosque nativo, lo cual, representa el 50% de su territorio. Además, la región amazónica abarca el 80%, mientras que en el Litoral y en la Sierra comprenden el 13 y 17 % de los bosques; estos forman parte de programas de conservación, como bosques naturales privados y socio bosque (MAG, 2020, pág. 5).

El bosque nativo provee cerca del 88 % del total de madera en Ecuador. El área de plantaciones forestales se estima en 78 mil ha, de las cuales un 90 % está localizada en la región interandina un 8 % en la costa y el restante 2 % en el oriente (Zúñiga, 2002; citado en Paillacho, 2010, pág. 1).

2.4 *Cedrela montana* Moritz ex Turcz (Cedro blanco)

Árbol que presenta una altura entre los 22 y 35 m, caracterizado por un fuste rectilíneo con un diámetro entre 30 y los 60 cm, posee una corteza grisácea fisurada con pubescencia marrón. La copa amplia y redondeada, con hojas compuestas paripinadas de tono verde oscuro en el haz y verde pálido en el envés. Sus flores unisexuales blancas-amarillentas se presentan en inflorescencias, seguidas de frutos capsulares marrones con semillas aladas de 4 cm (Cofrep, 2007, págs. 17-18).

Otros autores como (Vargas et al., 2017, pág. 71) mencionan que, es un árbol de 25 m de altura con corteza café fuertemente fisurada, hojas caducifolias compuestas con folíolos asimétricos y flores bisexuales blancas-azuladas en racimos compuestos; sus frutos capsulares se abren durante la dispersión de las semillas, simulan flores de madera.

2.5 Clasificación taxonómica

Según Trópicos (2023, pág. 2) la clasificación taxonómica del Cedro (*Cedrela montana*) es la siguiente:

Tabla 1-2: Clasificación taxonómica de *Cedrela montana* Moritz ex Turcz.

Subclase	Magnoliopsida
Orden	Sapinales
Familia	Meliáceas
Género	<i>Cedrela</i>
Especie	<i>Cedrela montana</i>

Fuente: (Tropicos, 2023, pág. 2)

Realizado por: Montaña J, 2023.

2.5.1 Etimología

Como menciona Loja, (2003: pág. 4), en el año 1680, se efectuó la primera descripción de (*Cedrela montana*), cuyo nombre fue atribuido por los españoles en virtud de la semejanza aromática de su madera con la de *Cedrus* sp. Esta especie ganó inicial prominencia por su aplicación en la confección de estuches destinados a la comercialización de cigarros. El término "cedro" empleado por los españoles alude a la fragancia de la madera, evocando la similitud con los cedros (*Cedrus* sp.) del antiguo mundo. Cabe destacar que *Cedrela montana*, también conocida como *C. rosei*, *C. bogotensis* y *C. subandina*, fue identificada como tal en dicho año. Su distribución abarca regiones de Venezuela, Colombia y Ecuador (Remache, 2011, pág. 4).

2.5.2 Distribución geográfica

2.5.2.1 América

Este género tiene su distribución que abarca desde México en América Central hasta el sur, incluyendo los territorios de Venezuela, Colombia, Perú, Ecuador y Argentina, siendo considerado autóctono de la región andina (Calderón, 2021, pág. 13).

2.5.2.2 Ecuador

En Ecuador, se registra en las provincias de Imbabura, Cotopaxi, Loja, Napo, Pichincha, Tungurahua, Azuay, Bolívar, Carchi y Chimborazo, donde se manifiesta como una especie nativa de los Andes, floreciendo a altitudes comprendidas entre los 1500 y 3500 m.s.n.m (Vargas y Guzmán, 2017: pág. 6). Su hábitat se extiende por la Faja Montano, caracterizándose por una precipitación anual que oscila entre 1000 mm y 2000 mm, con temperaturas anuales en el rango de 12°C a 18°C, y una humedad relativa que supera el 40% (ASEICHA, 2023, pág. 12).

2.5.3 Descripción botánica

De acuerdo a CORANTIOQUI (2007, pág. 23), describe a *Cedrela montana* Moritz ex Turcz de la siguiente manera:

2.5.3.1 Hojas

Compuestas, alternas paripinadas, con dimensiones de 30 a 60 cm de largo, formadas por 7 a 14 pares de foliolos opuestos, ápice acuminado, haz verde brillante y glabros, envés pubescente amarillento (Minga y Verdugo, 2019, pág. 60).

2.5.3.2 Flores

Unisexuales, unidas en inflorescencias terminales péndulas, con corola tubular de 5 pétalos blancos y cáliz de 5 lóbulos (Minga y Verdugo, 2019, pág. 60).

2.5.3.3 Fruto

Cápsula leñosa de elipsoide a oblonga, de 55 a 65 mm de largo por 20 a 28 mm de diámetro, de color pardo verduzco y posteriormente marrón oscuro, con numerosas lenticelas blancas; se abre en cinco carpelos liberando entre 28 y 46 semillas aladas (Minga y Verdugo, 2019, pág. 60).

2.5.3.4 Semillas

Aladas son aplanadas y lisas, con un extremo facilitador de dispersión por el viento y otro extremo que alberga el embrión, con dimensiones de 31 a 37 mm de largo por 10 a 15 mm de ancho (Minga y Verdugo, 2019, pág. 60).

2.5.4 Características edafoclimáticas

De acuerdo con (Villega y Salomón, 2014, pág. 15), la especie arbórea *Cedrela montana* Moritz ex Turcz, comúnmente llamada cedro blanco, macho o andino, se destaca por su relevancia económica y ecológica. En este contexto, se describen los siguiente:

2.5.4.1 *Características Edafoclimáticas*

Suelo: Profundos, bien drenados y fértiles. Se adapta a una amplia gama de tipos de suelo, desde arcillosos hasta arenosos, pero prefiere suelos con buen drenaje y ricos en materia orgánica.

Clima: Tropicales y subtropicales, con precipitaciones anuales que varían entre 1000 mm y 3000 mm. Prefiere climas cálidos y húmedos, con temperaturas medias anuales entre 18 °C y 24 °C.

2.5.4.2 *Factores climáticos*

Temperatura: Cálidas, con un rango óptimo de 18 °C a 24 °C.

Precipitación: Anuales entre 1000 mm y 3000 mm, lo que indica una preferencia por climas húmedos.

2.5.4.3 *Requerimientos Edáficos*

Drenaje: Prefiere suelos bien drenados.

Fertilidad: Se adapta a una amplia gama de tipos de suelo, pero prefiere suelos fértiles y ricos en materia orgánica.

2.5.5 *Propagación vegetativa*

2.5.5.1 *Propagación sexual*

La reproducción sexual involucra la formación de semillas, compuestas por el embrión, endospermo o perispermo, y la cubierta protectora. Estas semillas son cruciales para la diversidad genética y la adaptación a cambios ambientales (Huamán et. al. 2021, pág. 38). Factores externos, como clima, suelo, temperatura y competencia, pueden influir en la propagación sexual. En la recolección de frutos de árboles semilleros seleccionados en bosques naturales, se obtienen entre 40.000 y 55.000 semillas por kilogramo, almacenadas a 4°C en cámaras frigoríficas (Vinueza, 2012, pág. 26).

2.5.5.2 *Ventajas y desventajas de la propagación por semillas*

En palabras de (Saray, 2016, págs. 9-10), se mencionan las siguientes ventajas y desventajas de la propagación por semilla:

Ventajas: una forma fácil de propagar diversas especies, ser fuente de variabilidad genética y tener un almacenamiento sencillo debido al peso y volumen reducidos de las semillas en la mayoría de las especies.

Desventajas: como el desarrollo inicial lento en algunas especies, la necesidad de una cuidadosa selección de semillas para evitar la pérdida de genotipos superiores, y la posible presencia de dormancia.

2.5.6 *Propagación asexual*

Como mencionan (Lastiri y Alvarez, 2020, págs. 2-4) en su investigación, la propagación asexual o vegetativa, basada en la totipotencia, genera nuevos individuos genéticamente idénticos a la planta madre de manera eficaz, rápida y sencilla, siendo una técnica empleada en especies forestales de alto valor comercial Esta especie se propaga asexualmente mediante cortes de tallos (Villafuerte, 2017, págs. 4-5).

2.5.7 *Cultivo in vitro*

La técnica de cultivo in vitro consiste en seleccionar una parte vegetal como puede ser semilla, tallo, nudo, meristemo, hoja, antera, ápice, entre otros segmentos y colocarlos en un medio estéril nutritivo gelificado usualmente semisólido, a partir de estas se generará una o varias plantas nuevas. Actualmente la técnica de cultivo in vitro es una de las más utilizadas para el establecimiento de plantas con el objetivo de cultivar especies vegetales sanas y con características genotípicas definidas (Intagri, 2021; citado en Catota, 2021, pág. 9).

Esta técnica es utilizada para la propagación de cedro in vitro mediante esquejes, seleccionando la planta madre con características sanas libre de plagas y enfermedades.

2.5.7.1 *Ventajas y desventajas de la propagación asexual*

Conforme a Ruano et al.,(2016, pág. 42), se mencionan las siguientes ventajas y desventajas de la propagación asexual:

Ventajas: Eficiencia cuando la propagación sexual no es técnica factible, la obtención de individuos con características idénticas a los padres, la reducción de períodos reproductivos y la conservación de características genéticas favorables.

Desventajas: como la falta de recombinación genética beneficiosa para la adaptación y evolución, el riesgo de dispersión de enfermedades causadas por virus o bacterias, la necesidad de una selección estricta del material vegetativo y la búsqueda de clones con características deseables.

2.5.8 Medio de cultivo

Ya sea en forma sólida o líquida, representa la combinación de nutrientes y agua, típicamente compuesto por sales inorgánicas, carbohidratos, vitaminas y aminoácidos. Comúnmente denominado medio basal, puede ser enriquecido con reguladores de crecimiento y, ocasionalmente, otras sustancias diversas (Rodríguez et, al. 2014, pág. 119-120).

La presencia de nutrientes es crucial para el crecimiento y desarrollo de la planta; sin agua y minerales esenciales, la supervivencia tanto in vitro como in vivo resulta imposible. Además, se requiere la adición de azúcares al medio de cultivo, ya que las plantas o sus fragmentos no son completamente autotróficos en estas condiciones de desarrollo (Guillén y Castro, 2015, pág. 29).

Para la producción de brotes en angiospermas, los medios de cultivo más utilizados son el WP Woody Plant y el MS Murashige & Skoog, suplementados con BAP (bencilamino purina) (Lara et, al. 2002, págs. 3-5). La modificación de los nutrientes en el medio permite ajustar el porcentaje de explantes que desarrollan brotes adventicios y/o el número de tales brotes o vástagos. Medios con una baja concentración de sales, como el WP Woody Plant (1970) y el GD Gresshoff & Doy (1972), a veces aumentan la tasa de enraizamiento de brotes axilares en árboles (Panduro et, al. 2022, págs. 2-4).

2.5.9 Medio de cultivo (Murashige skoog)

El medio MS se caracteriza por su riqueza en sales, con elevadas concentraciones de iones amonio NH_4^+ (20.6 mM), iones nitrato NO_3^- (39.4 mM), iones cloro Cl^- (6.0 mM) y MoO_4^- (1.0 mM). No obstante, presenta concentraciones relativamente bajas de Ca (3.0 mM), PO_4^- (1.3 mM), Mg^+ (1.5 mM) y Cu^{++} (0.1 mM) en comparación con otros medios de cultivo, como el DKW (Driver-

Kuniyuki Walnut) (George et al., 2008: pág. 370). Sin embargo, (Castillo, 2016, pág. 63) menciona que, no existe un protocolo que garantice el éxito con porcentajes aceptables de propagación.

2.5.10 Componentes del medio

Los elementos clave del medio de cultivo incluye:

Fuente de carbono: Se requiere para cultivos no autótrofos; la sacarosa (2-5%) actúa como fuente de energía hasta que las plántulas se vuelven independientes. Puede ser reemplazada por glucosa, maltosa o galactosa en algunos medios (Quichimbo et, al. 2012, pág. 47).

Nutrientes minerales: Esenciales para el crecimiento; se destacan concentraciones elevadas de nitrógeno y potasio. El nitrógeno se suministra como amonio o nitrato, y el hierro se añade con Na₂EDTA, un agente quelante (Quichimbo et, al. 2012, pág. 47).

Macroelementos: Sustancias necesarias en grandes cantidades, como calcio, magnesio, nitrógeno, fósforo, potasio y azufre (Quichimbo et, al. 2012, pág. 47).

Microelementos: Incluyen hierro, manganeso, cobre, cobalto, yodo, boro, sodio, cloro, vitaminas B, aminoácidos y amidas; su presencia no parece ser crítica para el desarrollo de las orquídeas (Quichimbo et, al. 2012, pág. 47).

Agentes gelificantes: Se añade agar (0,6-1%) como gelatina vegetal obtenida de algas rojas, garantizando la consistencia del medio (Molina, 2012, págs. 28-41).

Reguladores del crecimiento: Necesarios en muchas ocasiones, especialmente auxinas o citoquininas. Las concentraciones varían según la especie (Molina, 2012, págs. 28-41).

pH: Importante para la biodisponibilidad de nutrientes. Se mantiene alrededor de 5.6; ajuste con ácido clorhídrico, ácido nítrico o sulfúrico si es alcalino, y con hidróxido de amonio o potasio si es ácido (Molina, 2012, págs. 28-41).

Otros componentes: Se incorporan como fuentes de micro y macroelementos, como jugo de coco, banano, plátano, patatas, jugos de tomate, extracto de levadura y carbón activado (0,1-5%) por su capacidad para absorber metabolitos tóxicos (Molina, 2012, págs. 28-41).

2.5.11 Activador NEW ROBUST

2.5.11.1 Generalidades

De acuerdo a (DEL MONTE AG, 2019, pág. 1) menciona que, es una solución basada en ácido giberélico y nitrógeno, actúa como fitohormona potente que estimula el crecimiento y elongación celular, favoreciendo el desarrollo vegetativo óptimo de las plantas. Su aplicación sencilla implica la disolución directa en agua, siendo el producto listo para usar.

2.5.11.2 Composición química de NEW ROBUST

Tabla 2-2: Concentración de la composición química de NEW ROBUST.

Ingrediente activo	Concentración
Ácido giberélico	10 %
Nitrógeno total (N)	12 %

Fuente: (DEL MONTE AG, 2019, pág. 1)
Realizado por: Montaña J, 2023.

2.5.12 Dosis y aplicación de NEW ROBUST

Para su empleo, (DEL MONTE AG, 2019, pág. 1) recomienda abrir el envase con guantes, verter la dosis sugerida en una pequeña cantidad de agua y luego incorporar esta preparación en el tanque de aspersión con el volumen necesario. Dosis recomendada para la aplicación de este producto es 15 g/100 litros de agua de solución (DEL MONTE AG, 2019, pág. 1).

2.5.13 Efecto de enraizador HORMONAGRO 1

Villafuerte (2017, pág. 8) menciona que Hormonagro 1 es un estimulante eficaz, fomentando un crecimiento mayor en el sistema radical de las plantas.

2.5.13.1 Generalidades

Según (Noboa, 2010, págs. 31-32) sugiere que, es un estimulante, basado en ácido α -naftalenacético (ANA), potencia el desarrollo radicular en diversas plantas. Diseñado para propagación asexual,

actúa como activador enzimático, estimulando la división celular y regulando la maduración. Su fórmula, una fitohormona del grupo de las auxinas, ofrece versatilidad y eficiencia superiores a compuestos similares. Además del enraizamiento, promueve vigor y energía con tasas de degradación reducidas. Con un 90% de estacas con raíz en tiempos cortos, es integral para el crecimiento y desarrollo fisiológico de las plantas (MENDOZA, 2013, pág. 13).

2.5.14 Composición química de HORMONAGRO 1

Tabla 3-2: Concentración de la composición química de HORMONAGRO 1.

Ingrediente activo	Concentración
Ácido alfa-naftalenacético	0.40 %
Ingredientes inertes	99.60 %

Fuente: (Agroactivo, 2010, pág. 2)
Realizado por: Montañó J, 2024.

2.5.15 Dosis y aplicación de HORMONAGRO 1

Como menciona (MENDOZA, 2013, pág. 13), se debe verter el contenido del frasco en una vasija esmaltada y sumerja las ramillas o estacas a 2.5 cm de la base en el polvo fitohormonal HORMONAGRO 1, durante 5 segundos antes de realizar la siembra. Dosis recomendada para la aplicación de este producto es 20 a 30 g por cada 20 litros de agua de solución (Agroactivo, 2010: pág. 2).

CAPITULO III

3. MARCO METODOLOGICO

3.1 Enfoque de la investigación

La presente investigación permitió recopilar datos, analizarlos e integrar información cuantitativa y cualitativa a fin de establecer las condiciones más idóneas para la reproducción de especies forestales como el cedro (*Cedrela montana*), bajo la influencia de activadores en semillas y enraizadores en esquejes, ensayos que fueron ejecutados bajo condiciones controladas en laboratorio.

3.2 Nivel de investigación

La investigación en este trabajo, corresponde a los niveles exploratorio y descriptivo debido a que se ejecutaron procesos poco estudiados para especificar las características, propiedades y tendencia e incidencia de activadores y enraizadores en especies forestales.

3.3 Diseño de la investigación

Para la evaluación de la incidencia de un activador comercial en las semillas de cedro (*Cedrela montana*) se utilizó un Diseño Completo al Azar para comparar tres tratamientos y un control, así mismo para la evaluación de la incidencia del Enraizador en los esquejes, mientras que, para el análisis cualitativo, se utilizó la estadística descriptiva (numérica y gráfica) para analizar los datos generados en el ensayo en referencia al estado de enraizamiento de los esquejes.

3.4 Tipo de estudio

Este estudio es de tipo exploratorio, descriptivo en 120 unidades experimentales (semillas de cedro) procedentes del vivero de la ESPOCH, ubicado en Riobamba (Chimborazo) y procedentes del vivero Forastero, ubicado en Latacunga (Cotopaxi) y 96 unidades experimentales (esquejes de cedro) para la generación de datos de germinación y enraizamiento, fase inicial de la reproducción de especies forestales.

3.5 Métodos, técnicas e instrumento de la investigación

3.5.1 Características del lugar

3.5.1.1 Localización del sitio

La investigación se ejecutó en las instalaciones del laboratorio de Ciencias Biológicas de la Facultad de Recursos Naturales, de la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. (ESPOCH) Cantón Riobamba, Provincia de Chimborazo.

3.5.1.2 Ubicación geográfica

Longitud: 78°48'59'' W.

Latitud: 01°39' 05'Sur.

Altitud: 2834 m.s.n.m.

3.5.1.3 Características climáticas

Temperatura ambiente promedio: 24° C a 28° C

3.6 Materiales y equipos.

3.6.1.1 Material biológico

Para este estudio se utilizó 120 semillas y 96 esquejes de *Cedrela montana* Moritz ex Turcz (Cedro), que fueron adquiridas directamente de los árboles del sector donde se encontraban, ubicadas en la ESPOCH en el Cantón Riobamba, provincia Chimborazo

3.6.1.2 Material e insumos de laboratorio

Alcohol industrial, Activador comercial de semillas (New Robust®), bandejas de germinación, Enraizador comercial (Hormonagro® 1), frascos de vidrio, frascos de plástico (frappe), hipoclorito de sodio, pinzas, pipetas, Medio de cultivo Murashig & Skoog, papel aluminio y papel absorbente.

3.6.1.3 *Equipo de campo*

Cámara fotográfica. forcípula y tijera de podar.

3.6.1.4 *Equipo de laboratorio*

Autoclave, balanza eléctrica, cabina de seguridad biológica, estufa, germinadora/Incubadora y termómetro.

3.6.1.5 *Equipos de oficina*

Cuaderno de apunte, calculadora, cámara fotográfica, esfero, laptop, marcadores permanentes y regla

3.7 **Metodología.**

3.7.1 *Para cumplir el objetivo 1: Determinar el porcentaje de germinación y longitud radicular en la propagación sexual de Cedrela montana en condiciones de laboratorio.*

3.7.1.1 *Semillas de cedro (Cedrela montana)*

Para determinar el porcentaje de germinación de las semillas de cedro (*Cedrela montana*) se utilizaron semillas, procedentes del vivero Forastero, ubicado en Latacunga (Cotopaxi) barrio Santa Rosa coordenadas S0°56'6.76" O78°36'55.94", almacenadas desde su recolección durante 25 días a una temperatura promedio de 14°C, y semillas procedentes del vivero forestal de la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo ubicado en Riobamba (Chimborazo), Panamericana Sur Km 11/2 coordenadas S1°40'15.53" O78°38'49.63", almacenadas desde su recolección durante 30 días a una temperatura promedio de 20°C.

3.7.1.2 *Método de la investigación*

Las semillas de cedro originarias de las dos provincias fueron sometidas a un procedimiento de desinfección que inicio con el lavado de 120 semillas de cada lugar, utilizando agua destilada (70°C) por 20 minutos para eliminar impurezas, luego se preparó una solución de hipoclorito de sodio 20% con 20 g de cloro en polvo, diluido en 100 mL de agua destilada estéril. Las semillas

fueron sumergidas en la solución de hipoclorito 20% y removidas frecuentemente durante 90 minutos; concluido el tiempo de desinfección las semillas fueron lavadas sucesivamente con agua destilada hasta la eliminación total de la residualidad del hipoclorito de sodio. Seguidamente se realizó el etiquetado y preparación de 4 frascos con 30 semillas cada uno, sobre las cuales se colocó agua destilada estéril (60°C) y se incubaron a 21°C durante 24 horas, para lograr la imbibición.

Luego de 24 horas de incubados los frascos con las semillas, se ejecutó el choque térmico refrigerando a 4°C durante 3 horas mientras se preparaba las soluciones con el activador de semillas (New Robust®), pesando el polvo en las dosis establecidas de acuerdo a la descripción de la etiqueta del producto comercial y que correspondió a las siguientes dosis: dosis baja (0,005 g/50 mL); dosis media (0,0075 g/50 mL); dosis alta (0,01 g/50 mL) y control (sin activador) Concluidas las 3 horas en refrigeración, se colocó a las semillas para un nuevo período de incubación a 23,2°C durante 16 horas y luego las semillas fueron sumergidas en las soluciones con activador en las dosis baja, media, alta y control, e incubadas a 23°C durante 24 horas. Las bandejas para germinación fueron también sometidas a un proceso de desinfección utilizando una solución de alcohol al 70%, y luego se esterilizó cada bandeja con el respectivo papel absorbente, con radiación ultra violeta durante 15 minutos.

Finalizado el tiempo de incubación de semillas en las soluciones de activador, se colocó 10 semillas por cada bandeja, 3 bandejas por tratamiento y un total de 120 unidades experimentales y se incubaron para monitorear la germinación (emergencia de la radícula) durante los 10 primeros días, así como el registro de datos del crecimiento radicular hasta los 30 días.

Además, para mantener la humedad por sobre el 70% de las bandejas de germinación se añadió agua destilada estéril 10 mL por bandeja cada 72 horas, durante el período de evaluación de la germinación (%) y crecimiento radicular de las semillas (cm) que correspondió a 30 días, con una frecuencia de hidratación semanal utilizando un volumen total de 70 mL por bandeja.

3.7.1.3 Tratamientos

Tabla 1-3. Tratamiento germinación de semillas de cedro (*Cedrela montana*)

Tratamiento	Código	Descripción_Activador (New Robust®)
1	T1	Dosis baja_0,005 g/50 mL)/100 ppm
2	T2	Dosis media_0,0075 g/50 mL/ 150 ppm

3	T3	Dosis alta_0,01 g/50 mL/200 ppm
4_Control	T4	Sin activador _agua destilada estéril

Realizado por: Montaña, Jorge. 2024

3.7.1.4 Variables en estudio

La variable evaluada en este estudio correspondió a la germinación de semillas de cedro bajo la incidencia de un activador comercial, mediante la evaluación de:

- Viabilidad (número de semillas germinadas por tratamiento (%))
- Longitud radicular (cm)
- Peso radicular (mg)

Además, se evaluó la incidencia del factor “lugar de procedencia” en la variable germinación de las semillas de cedro.

3.7.1.5 Diseño Experimental

Se utilizó un diseño completamente al azar y Análisis de Varianza (ADEVA) de un factor para la evaluación de la germinación en cada lugar de procedencia de las semillas mediante la utilización del software SPSS (Statistical Package for the Social Sciences)

3.7.1.6 Factores en estudio

Para evaluar el factor “lugar de procedencia de las semillas” se utilizó un diseño completamente al azar y Análisis de Varianza (ADEVA) de dos factores con varias muestras por grupo.

3.7.2 Para cumplir el objetivo 2: Determinar el porcentaje de enraizamiento y número de brotes, en la propagación asexual de *Cedrela montana* en condiciones de laboratorio.

3.7.2.1 Esquejes de cedro (*Cedrela montana*)

Para el ensayo de enraizamiento en esquejes de cedro (*Cedrela montana*) se utilizaron 96 esquejes procedentes de un árbol de Cedro ubicado en la Facultad de Ciencias Pecuarias (ESPOCH), coordenadas (1°39'19.8"S 78°40'50.9"W); los esquejes fueron tomados a partir de ramas secundarias del árbol con altura aproximada de 8,59 metros y con DAP 23,35 cm, como características principales. Luego de corte de los esquejes, éstos fueron colocados dentro de papel

aluminio desinfectado con alcohol 70% y transportados a temperatura ambiente hasta el laboratorio de Ciencias Biológicas. FRN. ESPOCH.

3.7.2.2 *Método de la investigación*

En el laboratorio, los esquejes fueron sometidos a un procedimiento de desinfección y preparación para su enraizamiento, mediante la inmersión en solución jabonosa neutra (0.5%) para lo cual se pesó 0,5 g de jabón líquido neutro que fue diluido en 100 mL de agua de llave, y los esquejes fueron sumergido en esta solución durante 30 minutos para eliminación de polvo e impurezas. Luego los esquejes fueron lavados con agua destilada estéril y la desinfección se ejecutó mediante la inmersión en solución de hipoclorito de sodio (5%) durante 30 minutos, concluidos los 30 minutos se realizó el lavado consecutivo de esquejes con agua destilada por 3 períodos de 20 minutos y el lavado adicional con agua destilada estéril por 3 períodos de 10 minutos. Culminado el proceso de desinfección los esquejes fueron colocados dentro de una bandeja plástica esterilizada con radiación ultra violeta durante 15 minutos, para mantener la hidratación de los mismos durante 3 horas.

Además, se preparó el medio de cultivo Murashige & Skoog (MS) 1962, en un volumen total de 3 litros, utilizados para la nutrición de esquejes con la solución de Macronutrientes compuesta de: nitrato de amonio 1650 mg/L, cloruro de calcio 440 mg/L, sulfato de magnesio 370 mg/L, fosfato monopotásico 170 mg/L, nitrato de potasio 1900 mg/L. Solución de Micronutrientes compuesta de: ácido bórico 6,2 mg/L, cloruro de cobalto 0,025 mg/L, sulfato de hierro 27,8 mg/L, sulfato de manganeso 22,3 mg/L, yoduro de potasio 0,83 mg/L, molibdato de sodio 0,25 mg/L, sulfato de zinc ,6 mg/L, ácido etilendiaminotetraacético 36,70 mg/L, sulfato de cobre 0,025 mg/L. Solución de vitaminas con: inositol 100 mg/L, niacina 0,5 mg/L, piridoxina 0,5 mg/L, tiamina 0,1 mg/L, glicina 2 mg/L.

El medio de cultivo fue esterilizado a 121°C durante 15 minutos, y luego enfriado a temperatura ambiente durante 3 horas, seguidamente se procedió con el etiquetados y preparación de contenedores para 3 esquejes/contenedor (repeticiones). La desinfección de los contenedores se realizó con alcohol al 70% y esterilización con UV durante 15 minutos.

En cada contenedor, se adicionó el enraizador comercial (hormonagro) de acuerdo con las dosis establecidas en la etiqueta comercial y que correspondió a: dosis baja (0,10g/100mL); dosis media (0,13g/100mL); dosis alta (0,15g/100mL) y control (sin enraizador), y se colocó un volumen de

100 mL del medio de cultivo MS. Pevio a la inmersión de los esquejes en el medio de cultivo con el enraizador comercial en sus respectivas dosis, se procedió con el registro de peso inicial (g) de cada una de los esquejes, así como la respectiva codificación y posición en los contenedores. Los contenedores con los esquejes fueron incubados a temperatura ambiente 24°C y baja incidencia de luz durante 24 horas y luego fueron colocados para exposición de 12 horas luz y 12 horas sombra.

Luego de 10 días de instalados los ensayos y debido a la evapotranspiración observada, se colocó en cada uno de los contenedores 50 mL adicionales del medio de cultivo con la respectiva dosis del enraizador, según la codificación establecida hasta el registro de enraizamiento. Además, se observó el estado de los esquejes en referencia a turgencia y contaminación tanto del medio como del material vegetativo.

3.7.2.3 *Tratamientos*

Tabla 2-3. Tratamientos enraizamiento de esquejes de cedro (*Cedrela montana*)

Tratamiento	Código	Descripción_Enraizador (Hormonagro® 1)
1	T1	Dosis baja_0,10g/100mL
2	T2	Dosis media_0,13g/100mL
3	T3	Dosis alta_0,15g/100mL
4_Control	T4	Sin enraizador _medio de cultivo MS

Realizado por: Montaña, Jorge. 2024

Cada tratamiento tuvo 24 repeticiones, con un total de 96 unidades experimentales

3.7.2.4 *Variables en estudio*

En el enraizamiento de esquejes de cedro (*Cedrela montana*) mediante la incidencia de Hormonagro® 1, se evaluó:

- Turgencia en esqueje (%)
- Número de raicillas (unidades)
- Peso total de raicillas (g)

3.7.2.5 *Diseño Experimental*

Se utilizó un diseño completamente al azar y Análisis de Varianza (ADEVA) de un factor para la evaluación de la turgencia (%) en los esquejes de cada tratamiento mediante la utilización del software SPSS (Statistical Package for the Social Sciences).

CAPITULO IV

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Resultados

4.1.1 Germinación de semillas de cedro procedentes de vivero El Forastero (Cotopaxi)

Los resultados obtenidos para la viabilidad de las semillas de cedro (Cotopaxi) en función del potencial de germinación, una vez culminada la fase germinativa con la extensión de la radícula fueron evaluados a los 10 días, y bajo la incidencia de un activador de germinación comercial (New Robust®), de las 120 semillas utilizadas el 50% mostró extensión de la radícula con una longitud promedio de 2,6875 cm, mientras que la extensión radicular en el 50% restante, mostró valores entre y por debajo de la media (Ilustración 1-4).

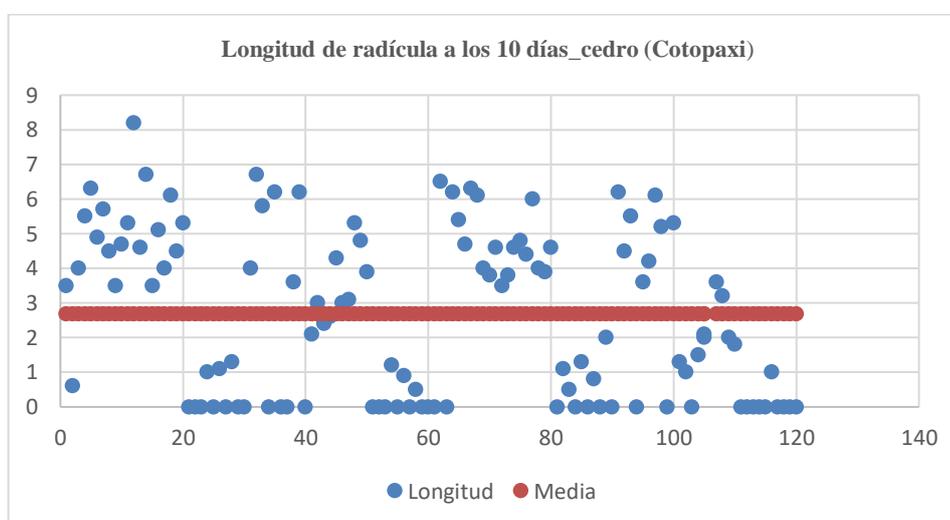


Ilustración 1-4. Dispersión de datos extensión de radícula a los 10 días cedro (Cotopaxi)

Realizado por: Montaña, J. 2024.

4.1.2 Germinación de semillas de cedro procedentes de vivero ESPOCH (Chimborazo)

De las 120 semillas de cedro (Chimborazo) utilizadas y evaluadas a los 10 días al finalizar la fase de germinación y bajo las mismas condiciones, se observó que la longitud promedio fue de 1,7409 cm, sólo el 32,5% de las semillas mostraron la extensión radicular por sobre el valor de la media mientras que el 67,5% de las semillas no superaron el valor promedio (Ilustración 2-4).

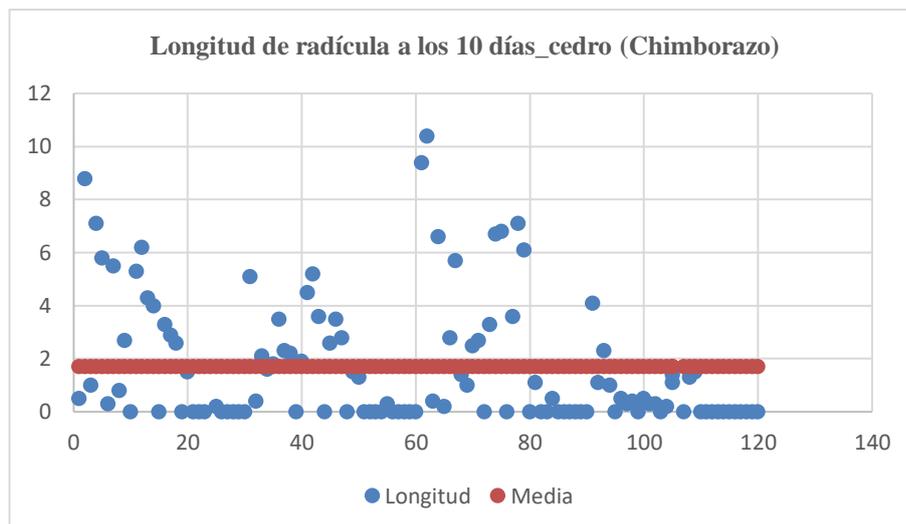


Ilustración 2-4. Dispersión de datos extensión de radícula a los 10 días, cedro (Chimborazo)

Realizado por: Montaña, J. 2024.

4.1.3 Germinación de semillas de cedro sin considerar lugar de procedencia

El análisis de viabilidad en función de la germinación de las semillas de cedro sin considerar el lugar de procedencia, mostró que de las 240 semillas utilizadas en los ensayos de germinación bajo la incidencia de un activador comercial, la longitud radicular promedio fue de 2,2012 cm; sólo el 39% de las semillas superaron en longitud radicular al promedio, mientras que el 61% restante no superó la longitud radicular promedio (Ilustración 3-4), lo cual indica que el crecimiento radicular de las semillas de cedro en la primera fase de germinación (elongación de células y emergencia de radícula) es casi uniforme en las semillas que mantienen su viabilidad y los activadores de germinación no son del todo incidentes durante las primeras fases de crecimiento.

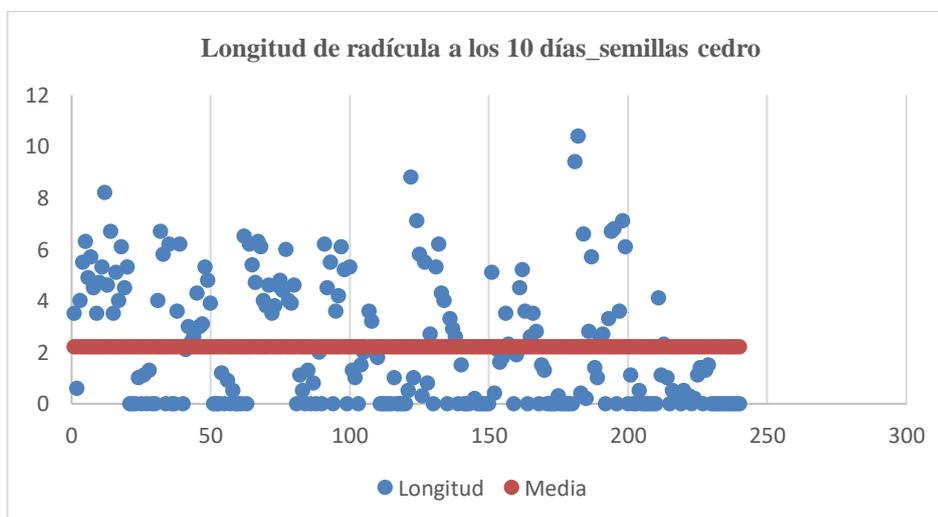


Ilustración 3-4. Dispersión de datos extensión de radícula a los 10 días sin considerar lugar de procedencia.

Realizado por: Montaña, J. 2024.

4.1.4 Longitud radicular de semillas de cedro (*Cedrela montana*)

4.1.4.1 Longitud radicular semillas de cedro procedentes vivero El Forastero (Cotopaxi)

Los resultados para el crecimiento radicular en las semillas de cedro, bajo la incidencia del activador comercial fueron evaluados mediante análisis de varianza de un factor, en 20 de las 30 repeticiones que mantuvieron radículas en condiciones óptimas de crecimiento continuo e hidratación durante los 30 días. El análisis de varianza muestra que hay diferencias estadísticas altamente significativas entre los tratamientos y dentro de éstos, con un coeficiente de variación de 49% que indica la amplia dispersión de los datos.

Tabla 1-4. Análisis de Varianza de un factor, semillas de cedro vivero El Forastero (Cotopaxi)

Fuente de variación	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.	F tab
Inter-grupos	45,195	3	15,065	4,172 **	,009	2,725
Intra-grupos	274,405	76	3,611			
Total	319,600	79				

Realizador por: Montaña, J. 2024.

La separación de medias (Tukey 5%), muestra que los tratamientos T1 dosis baja y T3 dosis alta superan en crecimiento radicular a los tratamientos T2 dosis media que aún por debajo de los anteriores supera al tratamiento T4 sin activador comercial (Ilustración 4-4).

Tabla 2-4. Prueba de Tukey (5%) semillas de cedro vivero El Forastero (Cotopaxi)

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
4,00	20	2,9550	
2,00	20	3,3500	3,3500
3,00	20	4,3600	4,3600
1,00	20		4,8250
Sig.		,098	,076

Realizador por: Montaña, J. 2024.

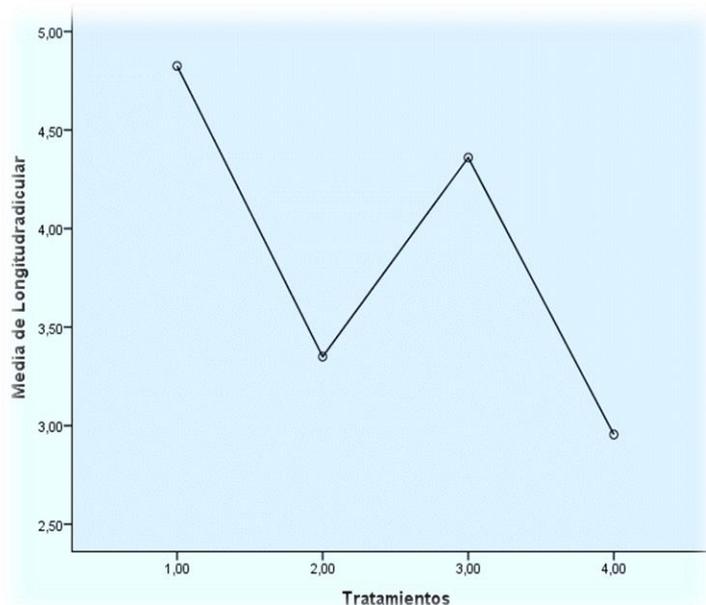


Ilustración 4-4. Medias de longitud radicular semillas cedro (Cotopaxi)
Realizado por: Montaña, J. 2024.

4.1.4.2 Longitud radicular semillas de cedro procedentes vivero ESPOCH (Chimborazo)

La evaluación del crecimiento radicular en las semillas de cedro procedentes del vivero ESPOCH también fue ejecutado considerando 20 de las 30 repeticiones que también mantuvieron condiciones óptimas de crecimiento continuo e hidratación durante los 30 días y utilizando el análisis de varianza muestra que hay diferencias estadísticas altamente significativas entre los tratamientos y dentro de éstos, con un coeficiente de variación que supera el 60% y que indica una amplia dispersión de datos en referencia al crecimiento radicular de las semillas de cedro (Chimborazo).

Tabla 3-4. Análisis de Varianza de un factor, semillas de cedro vivero ESPOCH (Chimborazo)

Fuentes de variación	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.	F.tab
Inter-grupos	101,179	3	33,726	6,296**	,001	2,72
Intra-grupos	407,143	76	5,357			
Total	508,322	79				

Realizador por: Montaña, J. 2024.

La separación de medias (Tukey 5%), muestra que el tratamiento T3 dosis alta supera a los tratamientos T1 dosis baja y T2 dosis media, y separa contundentemente al tratamiento T4 sin activador comercial (Ilustración 5-4).

Tabla 4-4. Prueba de Tukey (5%) semillas de cedro vivero ESPOCH (Chimborazo)

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
4,00	20	,8150	
2,00	20	2,2950	2,2950
1,00	20		3,1300
3,00	20		3,8350
Sig.		,189	,161

Realizador por: Montaña, J. 2024.

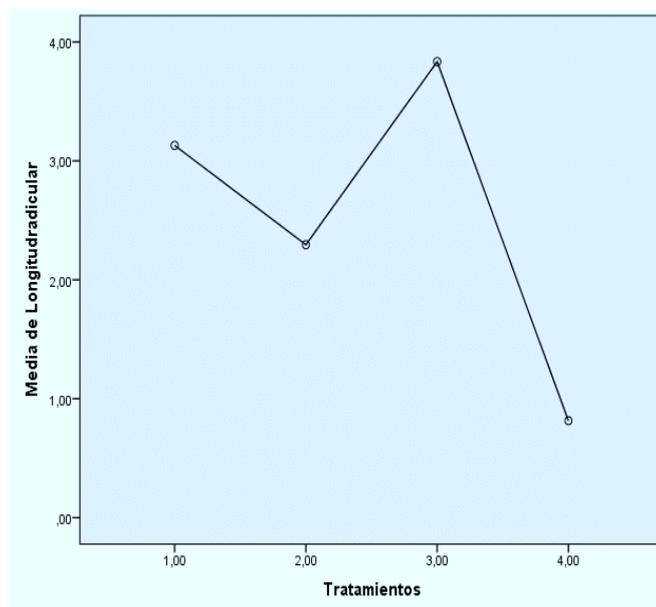


Ilustración 5-4. Medias de longitud radicular semillas cedro (Chimborazo)

Realizado por: Montaña, J. 2024.

Con la finalidad de analizar estadísticamente la incidencia del activador comercial en la germinación de semillas de cedro, particularmente en el crecimiento radicular como fase final de la germinación y considerando los lugares de procedencia se ejecutó un análisis de varianza factorial que muestra diferencias altamente significativas para lugar de procedencia, tratamientos, pero no es significativa para la interacción. Además, en la interacción lugar*tratamientos se obtuvo un coeficiente de variación de aproximadamente el 30%, que indica menor dispersión de datos para el crecimiento radicular en las semillas de cedro procedentes de diferentes lugares, pero con los mismos tratamientos del activador.

Tabla 5-4. Análisis de Varianza factorial, semillas de cedro (Cotopaxi/Chimborazo)

Fuente de variación	Suma de cuadrados tipo II	gl	Media cuadrática	F	Sig.	F.tab
---------------------	---------------------------	----	------------------	---	------	-------

Modelo corregido	219,679 ^a	7	31,383	6,999	,000	
Intersección	1633,923	1	1633,923	364,401	,000	
Lugar	73,306	1	73,306	16,349*	,000	3,90
Tratamientos	131,267	3	43,756	9,758**	,000	2,66
Lugar * Tratamientos	15,107	3	5,036	1,123 ^{ns}	,342	2,66
Error	681,547	152	4,484			
Total	2535,150	160				
Total corregida	901,227	159				

Realizador por: Montaña, J. 2024

La separación de medias (Tukey 5%), confirma que en la interacción lugar*tratamientos, el mejor tratamiento fue el T3 dosis alta, superando a los tratamientos T1 dosis baja y T2 dosis media, y confirmando que el T4 sin activador no mostró buen crecimiento radicular durante el tiempo evaluado para las semillas procedentes del vivero (Chimborazo), la tendencia del tratamiento T4, se mantiene también para las semillas procedentes del vivero (Cotopaxi), Ilustración 6-4.

Tabla 6-4. Prueba de Tukey (5%) interacción lugar*tratamientos, semillas de cedro.

Tratamientos	N	Subconjunto		
		1	2	3
4,00	40	1,8850		
2,00	40	2,8225	2,8225	
1,00	40		3,9775	3,9775
3,00	40			4,0975
Sig.		,200	,074	,994

Realizador por: Montaña, J. 2024.

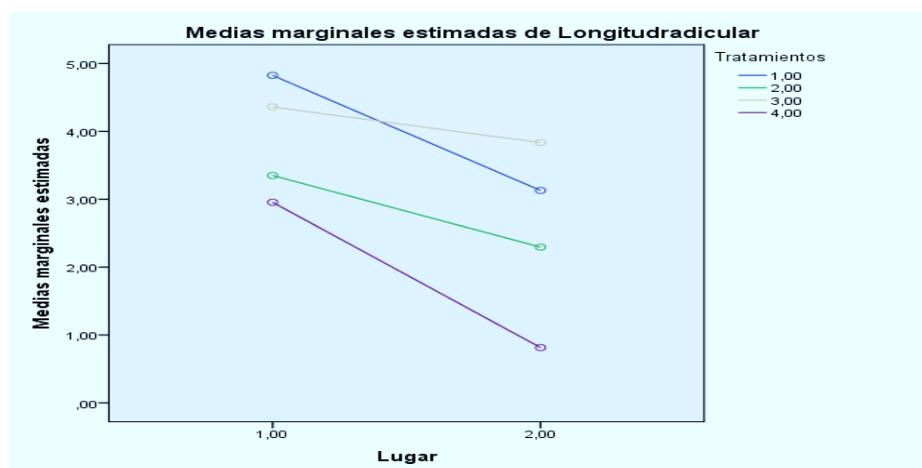


Ilustración 6-4. Interacción lugar* tratamientos, medias de longitud radicular semillas cedro

Realizado por: Montaña, J. 2024.

4.1.5 *Peso final semillas de cedro (Cedrela montana)*

4.1.5.1 *Registro de peso de semillas de cedro, concluida la fase de germinación (30 días)*

Finalizado el tiempo para la evaluación se analizó también el peso de las semillas de cedro procedentes de los dos lugares a fin de establecer la diferencia, ya sea por absorción de agua o aumento de actividad respiratoria, que muestra la fase de crecimiento de la plántula una vez concluida su fase germinativa, el análisis de varianza mostró que no hay diferencias estadísticas significativas en el peso final de las semillas de los dos lugares, tampoco hay diferencia en el peso de las semillas entre los tratamientos ni en la interacción.

Tabla 7-4. Análisis de Varianza factorial, peso final semillas de cedro (Cotopaxi/Chimborazo)

Fuente de variación	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.	F. tab
Modelo corregido	,003 ^a	7	,000	,898	,510	
Intersección	,005	1	,005	10,986	,001	
Lugar	4,027E-005	1	4,027E-005	,085 ^{ns}	,771	3,9
Tratamientos	,002	3	,001	1,382 ^{ns}	,250	2,6
Lugar * Tratamientos	,001	3	,000	,645 ^{ns}	,587	2,6
Error	,072	152	,000			
Total	,080	160				
Total corregida	,075	159				

Realizador por: Montaña, J. 2024.

La separación de medias (Tukey 5%), confirma que todas las semillas de cedro evaluadas en el estudio, se colocan en un mismo grupo para la variable peso final, evidenciando la homogeneidad de las mismas una vez concluida la fase germinativa. Sin embargo, las comparaciones de las medias marginales muestran que el tratamiento T4 sin activador de los dos lugares supera en peso a los tratamientos con activador de germinación. Ilustración 7-4.

Tabla 8-4. Prueba de Tukey (5%) peso final semillas de cedro

Tratamientos	N	Subconjunto
		0
		1
1	39	,0035385
3	40	,0037500
2	40	,0038325
4	41	,0118244
Sig.		,325

Realizador por: Montaña, J. 2024.

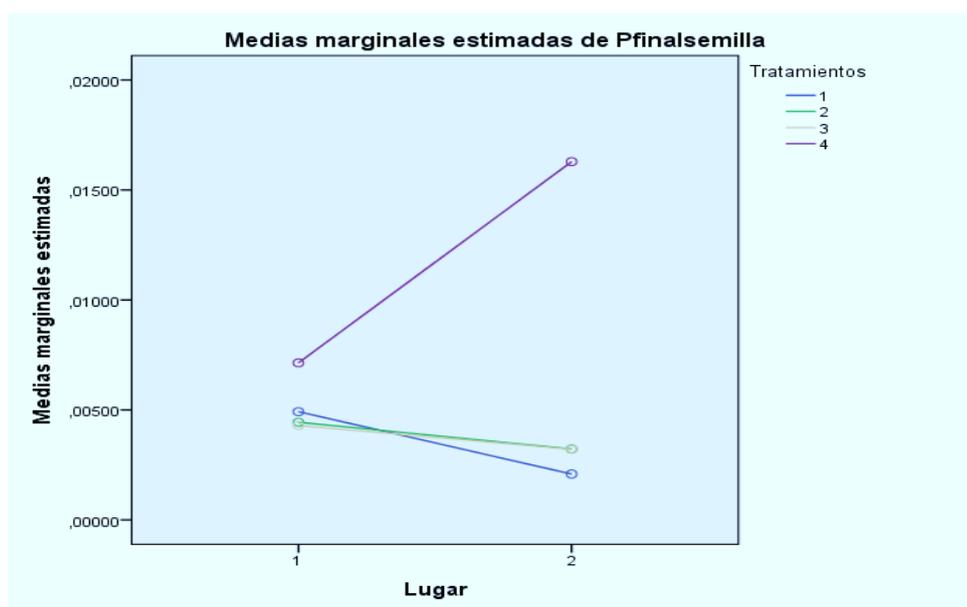


Ilustración 7-4. Medias marginales para el peso final semillas cedro.

Realizado por: Montaña, J. 2024.

4.1.6 Esquejes de cedro (*Cedrela montana*)

4.1.6.1 Propagación asexual por esquejes bajo la inducción de enraizamiento con Hormonagro®

Los resultados para los ensayos de enraizamiento mediante el uso de tres dosis de enraizador comercial Hormonagro®, mostraron que, los esquejes no presentaron raíces en los nudos presentes. Sin embargo, las pocas hojas de los esquejes capaces de transpirar, mantuvieron la turgencia hasta el final del tiempo de evaluación de enraizamiento previsto, que fue de 60 días.

El análisis de varianza para evaluar la turgencia (%) en función del peso inicial y peso final de los esquejes no estableció diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos T1 dosis baja, T2 dosis media y T3 dosis alta del enraizador (hormonagro), y el T4 sin enraizador.

Tabla 9-4. Análisis de Varianza para la turgencia (%) de esquejes de cedro (*Cedrela montana*)

Fuente de variación	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.	F. tab
Inter-grupos	1225,948	3	408,649	1,072 ^{ns}	,365	2,72
Intra-grupos	35083,526	92	381,343			
Total	36309,474	95				

Realizador por: Montaña, J. 2024.

Consecuentemente, la prueba de separación de medias coloca a todos los tratamientos en el mismo grupo a no existir diferencias estadísticas significativas, sin embargo, el tratamiento T4 sin enraizador, fue el que mostro mejor turgencia a la fecha de evaluación de acuerdo con el resultado de medias marginales (Ilustración 8-4).

Tabla 10-4. Prueba de Tukey (5%) para la turgencia (%) de esquejes de cedro (*Cedrela montana*)

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
3,00	24	54,7540
1,00	24	60,0432
2,00	24	61,4655
4,00	24	64,6497
Sig.		,302

Realizador por: Montaña, J. 2024.

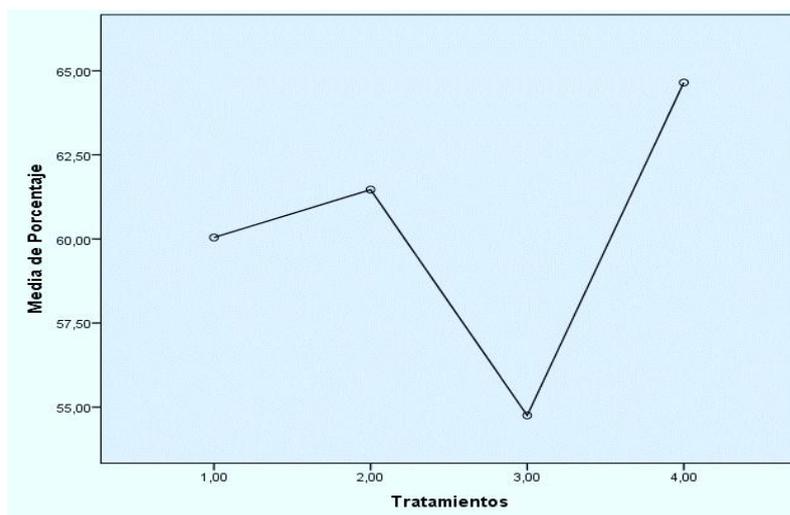


Ilustración 8-4. Medias marginales para turgencia (%) esquejes de cedro.
Realizado por: Montaña, J. 2024.

4.1.6.2 Número de raicillas y peso de raicillas

Concluido el tiempo considerado para la evaluación, ninguno de los esquejes mostro raicillas ni en la base del esqueje ni en los brotes. Sin embargo, el medio de cultivo (sustrato) medio Murashig & Skoog en estado líquido, permitió el crecimiento de hongos tanto en forma de micelio como de esporas a nivel superficial, y que invadieron el tejido de las hojas de los esquejes.

El crecimiento de micelio y las esporas fue abundante en la superficie del medio de cultivo líquido mostraron diversidad de colores que enturbiaron el medio de cultivo y la observación microscópica, de las estructuras fúngicas, permitió la identificación a nivel de género de las colonias de hongos que crecieron en el sustrato de los esquejes, a pesar de que las unidades experimentales no estuvieron expuestas ni a contaminantes, ni a condiciones medio ambientales que propicien tal contaminación.

Se observó turbidez del medio de cultivo (sustrato) pero sobre todo degradación gradual de las hojas de los esquejes. La población fúngica que creció en el medio de cultivo con los esquejes se describen en la Tabla 11- 4.

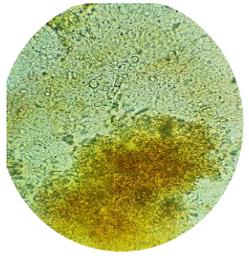
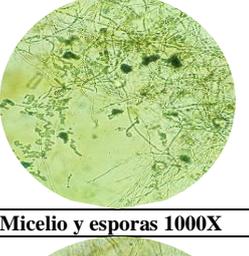
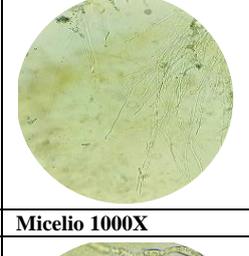
Tabla 11-4. Crecimiento de colonias fúngicas sobre el sustrato (MS) y esquejes de cedro

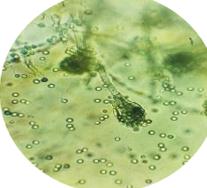
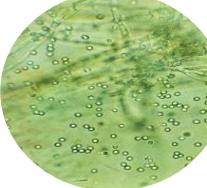
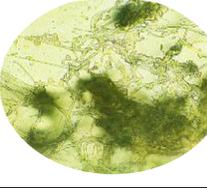
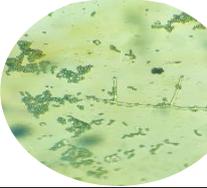
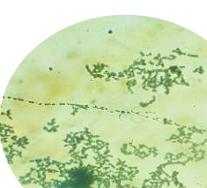
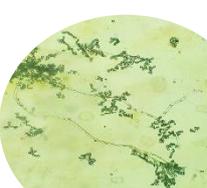
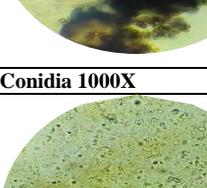
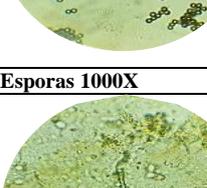
Tratamiento	Descripción	Característica Género
T1R1	Colonia algodonosa blanco-cremosa	<i>Fusarium</i> spp.
T1 R2	Colonia filamentososa hialina	<i>Aspergillus</i> spp.
T1R3	Colonia polvorienta grisácea,	<i>Acremonium</i> spp.
T2R1	Colonia negro olivácea flocosa	<i>Alternaria</i> spp.

T2R2	Colonia verde amarillenta polvorienta	<i>Penicillium</i> spp.
T2R3	Colonia verdosa con bordes blanco-amarillentos	<i>Aspergillus</i> spp.
T3R2	Colonia verde oliva polvorienta	<i>Penicillium</i> spp.
T3R3	Colonia negra marrón polvosa seca	<i>Curvularia</i> spp.
T4R1	Colonia negra densa polvorienta	<i>Aspergillus niger</i>
T4R2	Colonia polvosa seca grisácea-marrón	<i>Colletotrichum</i> spp.
T4R3	Colonia algodonosa blanco y rosa	<i>Fusarium</i> spp.

Realizador por: Montaña, J. 2024.

La identificación mediante morfología de las estructuras microscópicas (micelio, conidia, esporas), se describe en la ilustración 9-4. Para cada uno de los tratamientos instalados y evaluados.

		
T1R1: micelio y esporas	Micelio y esporas 1000X	Micelio 1000X
		
T1R2: micelio y esporas	Conidia 400 X	Micelio 400 X
		
T1R3: micelio y esporas	Micelio y esporas 1000X	Micelio 1000X
		
T2R1: micelio y esporas	Micelio y esporas 1000X	Micelio 1000X

		
T2R2: micelio y esporas	Micelio y esporas 1000X	
		
T2R3: micelio y esporas	Micelio y esporas 400 X	Esporas 400 X
		
T3R2: micelio y esporas	Micelio 1000X	Esporas 1000X
		
T3R3: micelio y esporas	Micelio y esporas 1000X	Micelio y esporas 1000X
		
T4R1: esporas polvosas	Conidia 1000X	Esporas 1000X
		
T4R2: micelio y esporas	Esporas 1000X	Micelio y esporas 1000X

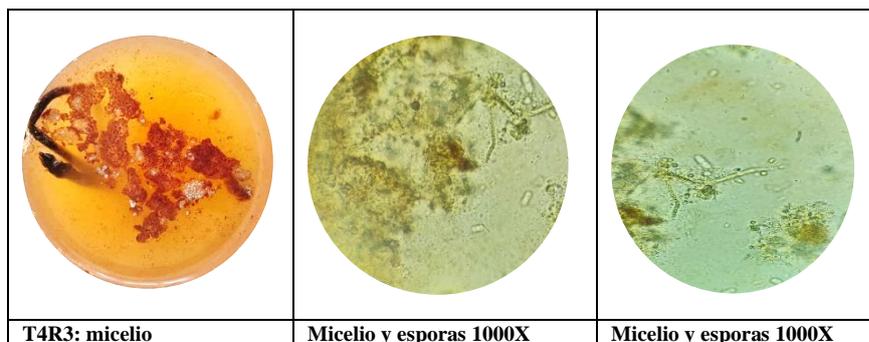


Ilustración 9-4. Observaciones microscópicas del crecimiento fúngico.
Realizado por: Montaña, J. 2024.

4.2 DISCUSIÓN

4.2.1 Germinación de semillas de cedro procedentes de vivero El Forastero (Cotopaxi)

Cuando finaliza la imbibición de las semillas y se detiene la absorción del agua, inicia la activación del metabolismo de las macromoléculas de la semilla para la emergencia de la radícula, que es la germinación en sentido estricto. En el 50% de las semillas de cedro procedentes del vivero El Forastero (Cotopaxi) este proceso se cumplió de forma eficiente con extensiones radiculares de alrededor de 2,6875 cm, lo cual puede atribuirse a las condiciones de almacenamiento de estas semillas luego de su recolección; las semillas utilizadas fueron almacenadas durante 25 días después de la cosecha a temperatura mínima de 8°C y máxima de 20°C, éstas condiciones son determinantes en la viabilidad de las semillas, concuerdan con lo reportado por (Gómez y Toro, 2011, pág. 13-14) quienes describen que la conservación óptima de las semillas de cedro hasta por 6 meses se logra almacenándolas en cuarto frío a 8°C, luego de ser secadas y colocadas dentro de bolsas de polietileno. Además, según lo reportado por (Cárdenas y Salinas, 2015) las semillas de cedro de las regiones andinas se caracterizan por ser semillas ortodoxas, que pueden ser almacenadas incluso entre -4°C y -5°C.

Pero también, otros factores pueden incidir en la germinación de las semillas, factores internos como la madurez fisiológica y la viabilidad debido a hormonas que favorecen la germinación y otras que la inhiben.

4.2.2 Germinación de semillas de cedro procedentes de vivero ESPOCH (Chimborazo)

La germinación de las semillas de cedro procedente del vivero ESPOCH (Chimborazo), contrasta con los resultados descritos para las semillas de El Forastero, la longitud radicular promedio fue de 1,7409 cm, y el porcentaje de germinación fue menor, lo cual podría atribuirse a una pérdida

de viabilidad, puesto que estas semillas estuvieron almacenadas a temperatura ambiente bordeando los 20°C, en sombra y dentro de recipientes plásticos cubiertos por 30 días. Este resultado concuerda con lo reportado por (Palomeque, X. et. al. 2020), quienes describen que la limitación clave es la tolerancia de las semillas a la desecación, particularmente las semillas ortodoxas como las de cedro, resisten bajas temperaturas, sin embargo, según lo reportado por (Wyse and Dickie, 2018), el 10% de las plantas con semillas en Ecuador producen semillas sensibles a la desecación dentro de las cuales incluyen al cedro (*Cedrela montana*).

4.2.3 Germinación de semillas de cedro sin considerar lugar de procedencia

Los resultados del análisis de la viabilidad de las semillas de cedro sin considerar el lugar de procedencia, obtenidos en este estudio mostraron una longitud radicular promedio de 2,2012 cm; y representó sólo el 39% de germinación de total evaluado, estos datos concuerdan con lo reportado por (Palomeque, X. et. al. 2020), quienes manifiestan que se logró mayor porcentaje de germinación (por sobre el 50%) en semillas de cedro almacenadas a 5°C y 10°C en períodos de 3 y 6 meses, lo que indica que la temperatura de almacenamiento de las semillas utilizadas en este estudio no fueron adecuadas y por tanto el porcentaje de germinación se redujo. Además, que factores como la temperatura del ambiente afectan negativamente la germinación reduciéndola hasta al 10%. Por lo que, el bajo porcentaje de germinación obtenido en este estudio, pudiera atribuirse también a otros factores incidentes como la temperatura ambiental, e incluso otros factores internos de las semillas como su madurez fisiológica, contenido de hormonas de germinación y hormonas inhibitoras de la germinación, edad de la plantación, que son determinantes y reducen la velocidad de germinación particularmente en *Cedrela montana*. Sin embargo, el 39% de germinación obtenido en este estudio supera el porcentaje reportado por (Santa Cruz, R. 2022) quién logro apenas el 26,66% de germinación en semillas de cedro en vivero, lo que confirma la incidencia de la temperatura ambiental en la reducción de germinación de las semillas.

4.2.4 Longitud radicular de semillas de cedro (*Cedrela montana*)

4.2.4.1 Longitud radicular semillas de cedro procedentes vivero El Forastero (Cotopaxi)

Gran número de semillas de especies forestales no germinan y su radícula no crece debido a que la testa dura impide la entrada de agua (latencia) llegando a morir su embrión si no dan las condiciones propicias de manera oportuna.

Particularmente las giberelinas, presentes en varios activadores comerciales, utilizados para germinación, han sido reportados como eficientes, debido a su capacidad para sintetizar enzimas hidrolíticas, degradar azúcares, además rompe la latencia de las semillas, pero sobre da lugar al inicio del crecimiento según lo describe (Villagrán, M. 2023). Sin embargo, la concentración de las mismas es determinante en los efectos a nivel de germinación dependiendo así mismo del tipo de semillas sobre las cuales son utilizadas. En el caso de las semillas de cedro del vivero El Forastero (Cotopaxi), las dosis de New Robust® (ácido giberélico 10%) baja y alta mostraron un mayor crecimiento en las radículas una vez finalizada la germinación, estos resultados concuerdan con lo expuesto por (Domínguez, C. 2021) quien en sus estudios también reportó un aumento en el alargamiento de los brotes por efecto del ácido giberélico, pero también reportes como los de (Castro, R. 2021) demuestran que se logran mejores resultados con concentraciones de ácido giberélico de 200 ppm es decir 72,20% en algunos tipos de semillas de pastos y en otros no tienen ninguna incidencia ni en germinación ni en elongación radicular, y que además están asociados otros factores como calidad, vigor, etc., de las semillas.

4.2.4.2 *Longitud radicular semillas de cedro procedentes vivero ESPOCH (Chimborazo)*

El crecimiento radicular por efecto del activador New Robust en las semillas de cedro del vivero ESPOCH, mostró una mayor efectividad en la dosis alta, donde la longitud radicular fue mayor lo cual puede atribuirse a una mejor respuesta a la concentración del activador, como lo descrito por (Buenaño & León, 2022) quienes describieron que en semillas de pino se lograron mayores porcentajes de germinación y crecimiento utilizando concentraciones de 450 ppm y que superaron a las dosis 150 ppm y 300 ppm, muy superiores a las utilizadas en este estudio. También, de acuerdo a lo reportado con (Céspedes, K. 2018) en especies forestales como la Caoba, se logró un buen porcentaje de germinación y crecimiento radicular a una concentración de 300 ppm que supera a la concentración alta 200 ppm utilizados en este estudio según la ficha técnica del producto comercial.

Bajo este contexto, el análisis de crecimiento radicular de todas las semillas de cedro descartando su lugar de procedencia, mantuvo la tendencia para el tratamiento T3 dosis alta 200 ppm del activador comercial que fue más efectivo en la elongación de la radícula. Aunque se describe que el ácido giberélico es incidente en el período de germinación que en el caso de cedro inicia a los 10 o 12 días y finaliza a los 25 y 30 días, factores como la temperatura en un rango de 26 a 31°C se han logrado porcentajes de entre 50 a 80%, pero en semillas recién cosechadas pueden llegar a una germinación de 93% según lo descrito por ISTA (2005) según lo citado por (Pérez, T. 2023).

4.2.5 *Peso final semillas de cedro (Cedrela montana)*

4.2.5.1 *Registro de peso de semillas de cedro, concluida la fase de germinación (30 días)*

Las semillas de las especies de cedro poseen una latencia innata por la consistencia dura de la testa, sin embargo, y en ocasiones la viabilidad no coincide con una alta germinación según lo reportado por (Ceballos & López, 2008), varios estudios en semillas forestales requieren análisis complementarios de pureza, peso de las semillas, contenido de humedad y temperatura que son cruciales en el almacenamiento) y que son determinantes en la germinación. Particularmente, en las semillas utilizadas en este estudio, el peso promedio fue de 33g en 1000 semillas, lo cual contrasta con lo reportado (Urgilés_Gómez & Hurtado Trejo, 2020) quienes analizaron semillas de cedro (*Cedrela montana*) registrando un peso por 43,2 g en una muestra de 1000 semillas, lo cual indica que las semillas utilizadas fueron menos homogéneas que las analizadas en la publicación, en razón de lo cual, tampoco se observaron diferencias significativas colocando a todas las semillas analizadas en un mismo grupo en referencia al peso promedio de éstas, y diferenciándolas únicamente por el peso de la radícula crecida al tiempo de evaluación.

4.3 *Esquejes de cedro (Cedrela montana)*

4.3.1 *Propagación asexual por esquejes bajo la inducción de enraizamiento con Hormonagro® 1*

Aunque se ha reportado la incidencia de Hormonagro® 1 como un poderoso estimulante para formar un mayor sistema radicular, en la propagación asexual para enraizar esquejes y acodos, varias de las publicaciones reportadas determinan su eficiencia debido a la acción del componente básico que es el ácido alfa naftalenacético (A.N.A), también se han reportado datos en los que afirman no haber logrado esa eficiencia en el enraizamiento de esquejes de hoja y/o de tallo de diferentes especies como lo describe (Yuquilema, C. 2021), donde en ningún tratamiento utilizado para guarango (*Caesalpinia spinosa*) con dosis de Hormonagro® 1, se observó formación de raíces adventicias consecuentemente no se evaluó las variables de brotes, número y longitud de raíces. Estos datos concuerdan con los observado en este estudio, que también evaluó la eficacia de Hormonagro® 1, concluido el tiempo para su evaluación ninguna de las dosis utilizadas dio lugar a la formación de raíces en los esquejes de cedro. Sin embargo, si coinciden con la observación de decoloración en hojas y tallos, marchitez, y pudrición de esquejes, tal cual se

observó en el sustrato líquido MS utilizado para este estudio, lo cual permite evaluar el porcentaje de contaminación por presencia de hongos principalmente en el medio. La presencia de contaminantes observados, concuerda con lo descrito por (Huamán, X. et al, 2012) quienes describen que las fuentes contaminantes de la producción de plantas in-vitro es procedente de la superficie donde se maneja el ensayo o de los tejidos de la planta donadora. Particularmente, en los ensayos de cedro (*Cedrela montana*), la presencia de masas fúngicas correspondió a hongos saprófitos y algunos endófitos capaces de colonizar varias especies como por ejemplo los del género *Alternaria* o *Penicillium* que poseen un amplio rango de hospedantes (Macaya-Sanz, D. et al. 2017). La diversidad de hongos asociados es alta y depende de la especie de cedro así como de su distribución geográfica como lo describe (Santos R. et al. 2018), en su estudio que describe la asociación de hongos conidiales asociados a *Cedrela odorata* en la región tropical de la amazonia brasileña.

Varios géneros fúngicos observados e identificados como contaminantes en los ensayos de los esquejes de *Cedrela montana* ya han sido descritos en otra especie de cedro como *Cedrela odorata*, según lo expuesto por (Olorode, E. 2020) quien identificó los géneros *Fusarium verticilloides.*, *Aspergillus niger*, *Collectotrichum* spp., géneros que también fueron observados en este estudio.

CAPITULO V.

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 Conclusiones

- El activador de germinación New Robust®, con ninguna de las dosis utilizadas, incidió significativamente en la primera fase de la germinación de semillas de cedro (*Cedrela montana*) procedentes de los dos lugares considerados en este estudio, tampoco marcó diferencia en el peso de las semillas de cedro, mientras que en la fase de crecimiento radicular en las dosis baja y alta correspondientes a 100 ppm y 200 ppm en las semillas de cedro (Cotopaxi), y dosis alta 200 ppm en las semillas de cedro (Chimborazo) si se observó incidencia.
- El activador de germinación New Robust®, mantuvo la misma tendencia de incidencia en la fase de crecimiento radicular con la dosis alta y baja en el conjunto de semillas de cedro sin considerar ni temperaturas de almacenamiento ni lugar de procedencia.
- El enraizador Hormonagro® 1, añadido a un sustrato líquido (medio MS), no fue eficiente en ninguna de las dosis utilizadas, para el enraizamiento de estacas de cedro (*Cedrela montana*). El sustrato líquido (medio MS), sin enraizador, logró mantener mejor turgencia de los esquejes de cedro (*Cedrela montana*) en la cual también favoreció el crecimiento de hongos saprófitos y endófitos de los esquejes de cedro.

5.2 Recomendaciones

- Considerar otros parámetros de calidad de semillas y una muestra homogénea de las mismas antes de utilizar activadores de germinación en cedro (*Cedrela montana*).
- Utilizar dosis más altas de activador de germinación en semillas de cedro (*Cedrela montana*) a fin de evaluar su eficacia
- Evaluar diferentes condiciones de temperatura y tiempo de imbibición de las semillas de cedro (*Cedrela montana*) con el activador New Robust®.
- Evaluar la incidencia del enraizador Hormonagro® 1 en esquejes de cedro (*Cedrela montana*), utilizando sustrato sólido
- Aplicar protocolo de desinfección más rigurosos en esquejes de cedro (*Cedrela montana*) previo a la evaluación de enraizadores comerciales incluidos aquellos de procedencia orgánica

BIBLIOGRAFÍA

1. **AGROACTIVO**. Ficha técnica-Hormonagro. [en línea], 2010, pág. 2. [Consulta: 19 noviembre 2023]. Disponible en: <https://agroactivocol.com/producto/sanidad-vegetal-alimentos-saludables/coadyuvantes-y-reguladores-fisiologicos/estimulante-radicar-hormonagro-1/>.
2. **ARMIJOS, ÁLVARO; & SINCHE, MAURICIO**. Distribución y propagación asexual de cuatro especies forestales nativas en vivero utilizando dos tipos de sustrato, en la hoya de Loja. [Tesis de grado]. Universidad Nacional de Loja. Loja. [en línea]. 2013. pag. 57. Disponible en: <https://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/5243/1/DISTRIBUCI%C3%93N%20Y%20PROPAGACI%C3%93N%20ASEXUAL%20DE%20CUATRO%20ESPECIE%20FORESTALES%20NATIVAS%20EN%20VIVERO%20UTILIZANDO%20DO%20S.pdf>
3. **ARBOLES, D.E., NATIVOS, A., FINES, C.O.N., BOSQUES, D.E., DEGRADADAS, R., LA, E.N. y AYS, D.E.** Bosque nativo. [en línea], 2013, pág. 2. [Consulta: 19 noviembre 2023]. Disponible en: <https://ecuadorforestal.org/informacion-s-f-e/bosque-forestal/bosque-nativo/>.
4. **ASEICHA, B.** Evaluación del bioestimulante biorma, en el crecimiento de plantas de cedro (*Cedrela montana* moritz ex turcz) a nivel de vivero en la ESPOCH. [en línea]. (Trabajo de titulación). ESPOCH, Riobamba-Ecuador. 2023. pág. 12. [Consulta: 17 noviembre 2023]. Disponible en: file:///C:/TESIS%20FORESTALES/TESIS_JORGE%20MONTA%C3%91O/PDF/CE%20DRELA%20MONTANA/33T0447.pdf
5. **BUENAÑO, Wilmer; LEÓN, Juan; SUAREZ, Alfonso**. *Evaluation of Three Doses of Gibberellic Acid as Promoter of Dormancy Breaking in Peach Seeds (Prunus Persica) Var. Diamante, Riobamba Canton, Chimborazo Province*. EasyChair, 2022.
6. **CALDERÓN, N.** Evaluación de tres sustratos y dos métodos de escarificación para la reproducción sexual de *Cedrela montana* (cedro) en el vivero forestal de la ESPOCH. [en línea], (Trabajo de titulación). ESPOCH, Riobamba-Ecuador. 2021. págs. 1-28. [Consulta: 17 noviembre 2023]. Disponible en: <http://dspace.esPOCH.edu.ec/bitstream/123456789/15925/1/33T00307.pdf>.
7. **CASTILLO-Martínez, C.R.** Efecto del medio de cultivo en la propagación in vitro de genotipos de *Cedrela odorata* L. [en línea], (Trabajo de titulación) (Posgrado). Colegio de Postgraduados Campus Montecillo., Texcoco-México. 2016. pág. 63. [Consultado el 18 de Noviembre de 2023]. Disponible en:

<https://www.semanticscholar.org/paper/EFEECTO-DEL-MEDIO-DE-CULTIVO-EN-LA-PROPAGACION-in-DE-Castillo-Martinez/d75334049227115044903b992689926de32abe1f>

8. **CÁRDENAS, DAIRON; SALINAS, N.** Libro rojo de plantas de Colombia. *Especies maderables amenazadas. I Parte. Bogotá: Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI. Ministerio de ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial.* [en línea]. 2006. Disponible en: https://sinchi.org.co/files/publicaciones/publicaciones/pdf/LR_MADERABLES.pdf
9. **CATOTA, E.** Evaluación de dos métodos de propagación de mortiño (*Vaccinium floribundum* Kunth), para la obtención de plántulas. [en línea], (Trabajo de titulación). Universidad Técnica de Ambato, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Carrera de Ingeniería Agronómica, Ambato-Ecuador. 2021. pág. 9. [Consultado el 18 de Noviembre de 2023]. Disponible en: file:///C:/TESIS_JORGE%20MONTA%20C3%91O/PDF/CEDRELA%20MONTANA/Tesis-299%20%20Ingenier%20C3%ADa%20Agron%20C3%B3mica%20%20Catota%20Timbila%20Enma%20Ver%20C3%B3nica.pdf
10. **CASTRO ZEVALLOS, Rolando; VALENCIA ESCOBAR, Luz Maritza.** EFECTO DEL ÁCIDO GIBERÉLICO EN LA GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE PASTOS NATURALES-HUANCAVELICA. 2021.
11. **CEBALLOS, A. J.; LÓPEZ, J. A.** Conservación de la calidad de semillas forestales nativas en almacenamiento. 2008.
12. **CÉSPEDES TORRES, Katerine Andrea, et al.** Determinación De Los Patrones De Tinción Y Efecto De La Giberelina Sobre La Germinación De Las Semillas De Caoba (*Swietenia Macrophylla*) Y Guayacán Amarillo (*Handroanthus Chrysanthus*). 2018.
13. **CLELAND, H.** Flora and Fauna. *Lace* [en línea], no. 161, 2016, págs. 32-35. [Consulta: 19 noviembre 2023]. ISSN 03083039. Disponible en: <http://www.embassyecuador.eu/site/index.php/en/turismo-inf-general-2/turismo-flora-fauna>.
14. **COFREP, D.P.** “Variación a Largo Plazo De La Deposición Del Calcio En El Bosque Lluvioso Montano Bajo De La Estación Científica San Francisco”. [en línea], 2007, págs. 17-18. DOI 10.13140/RG.2.1.2061.2880. Disponible en: <http://dspace.unl.edu.ec:8080/xmlui/handle/123456789/5884>.
15. **DEL, M.A.** Ficha técnica de producto 1. [en línea], 2019, pág. 1. [Consultado el 14 de Noviembre de 2023]. Disponible en: <https://delmonteag.com.ec/producto/new-robust/>.

16. **DOMÍNGUEZ CASTILLO, Cristina, et al.** Estudio de microorganismos involucrados en la germinación de *Pinus chiapensis*. 2021.
17. **GEORGE E. F., M. A. Hall and G. De Klerk.** Plant Propagation by Tissue Culture. Springer. The Netherlands. 479 p. [en línea], 2008, pág. 370. [Consultado el 14 de Noviembre de 2023]. Disponible en: <https://link.springer.com/book/10.1007/978-1-4020-5005-3>
18. **GISBERT, C; & PICÓ M.** Micropropagación. [en línea]. Universidad Politécnica de Valencia. Valencia, España. [en línea]. 2013. pag. 1. Disponible en: https://riunet.upv.es/bitstream/handle/10251/51895/Gisbert%20and%20Pico_2015%20micropropagaci%C3%B3n.pdf
19. **GÓMEZ RESTREPO, Martha Ligia; TORO MURILLO, Juan Lázaro.** Manejo de las semillas y la propagación de diez especies forestales del bosque andino. [en línea]. 2007. págs. 13-14. [Consulta: 15 enero 2024]. Recuperado de: https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/1104/81249_67198.pdf?sequence=1&isAllowed=y
20. **GUACHUN, ALBERTO.** Análisis del comercio ilegal de especies forestales en el Cantón Shushufindi. [Tesis de grado]. Universidad Técnica Particular de Loja. Loja. [en línea]. 2011. pag. 8. Disponible en: <https://dspace.utpl.edu.ec/bitstream/123456789/2471/1/TESIS%20ALBERTO%20G.pdf>
21. **GUILLÉN, P.E., & CASTRO, S.E.** Evaluación del crecimiento in vitro de plántulas de orquídea *Dacyglossum edwardii* en medios de cultivo simples con suplementos orgánicos frente a medio de cultivo Murashige y Skoog modificado como testigo. [en línea], 2015, pág. 29. [Consultado el 15 de Noviembre de 2023]. Disponible en: <http://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/23175/1/tesis.pdf>
22. **HUAMÁN, XIMENA, et al.** Propagación in vitro de segmentos nodales de cedro (*Cedrela odorata* L.) obtenidos a partir de semillas botánicas. *Folia Amazónica*, 2012, vol. 21, no 1-2, pág. 109-114.
23. **HUAMÁN Pilco, A.F., CULQUI Mirano, L.E., QUILCATE Pérez, P.A., PARIENTE, E., Oliva, M., & SÁNCHEZ Santillán, T.** Influencia del campo magnético en la germinación y desarrollo de plántulas de *Cedrela montana* Moritz ex Turks (cedro) en Amazonas, Perú. Revista de Investigación de Agroproducción Sustentable, [en línea], 2021, pág. 38. [Consultado el 16 de noviembre de 2023]. Recuperado de: <https://www.semanticscholar.org/paper/Influencia-del-campo-magn%C3%A9tico-en-la-germinaci%C3%B3n-y-Pilco->

24. **INABIO**. PERFIL DE BIODIVERSIDAD. [en línea]. 2019, pág. 5. [consulta: 19 diciembre 2023]. Disponible en: <http://inabio.biodiversidad.gob.ec/perfil-de-biodiversidad/>.
25. **LARA, C, Ma. Alicia, VILLEGAS Monter Ángel**. Potencial osmótico del medio de cultivo con diferentes componentes para la propagación in vitro. *Revista Fitotecnia Mexicana*, [en línea], 2002, 25(2), 213-217. págs. 3-5. [Consultado el 17 de Noviembre de 2023]. ISSN: 0187-7380. Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=61025213>
26. **LASTIRI, M.A. y ALVAREZ, D.** Evaluación de la propagación asexual por esquejes en *Sesuvium verrucosum* Raf. (Aizoaceae). *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, vol. 11, no. 7, [en línea], 2020, págs. 2-4. [Consultado el 17 de Noviembre de 2023]. ISSN 2007-0934. DOI 10.29312/remexca.v11i7.2122.
27. **MACAYA-SANZ, D., et al.** Diversidad de hongos endófitos en especies forestales y su posible papel en la defensa de su hospedante y la degradación de la madera. 2017.
28. **MAG**. Plantaciones forestales comerciales ‘no afectan al bosque nativo’ en Ecuador, dice Ministerio de Agricultura – RAISG. [en línea]. 2019, pág. 7. [Consulta: 19 noviembre 2023]. Disponible en: <https://www.raisg.org/en/radar/plantaciones-forestales-comerciales-no-afectan-al-bosque-nativo-en-ecuador-dice-ministerio-de-agricultura/>.
29. **MAG**. MAG impulsa plantaciones forestales comerciales para evitar la deforestación – Ministerio de Agricultura y Ganadería. [en línea]. 12 de Agosto de 2020, pág. 5. [Consulta: 19 noviembre 2023]. Disponible en: <https://www.agricultura.gob.ec/mag-impulsa-plantaciones-forestales-comerciales-para-evitar-la-deforestacion/>.
30. **MENDOZA, B.M.** EVALUACIÓN DE LA EFICACIA DE CUATRO ENRAIZADORES Y DOS TAMAÑOS DE ESTACAS EN LA PROPAGACIÓN DE NARANJILLA (*Solanum quitoense*) HÍBRIDO PUYO, EN VIVERO EN EL CANTÓN SAN MIGUEL DE LOS BANCOS, PROVINCIA DE PICHINCHA. *Mayo* [en línea], 2013, vol. 1, no. 6, pág. 13. [Consulta: 17 noviembre 2023]. Disponible en: <http://dspace.esoch.edu.ec/bitstream/123456789/2799/1/13T0766.pdf>.
31. **MINGA, D. y VERDUGO, A.** Árboles y arbustos de los ríos de Cuenca (*Rhamnus granulosa*) Azuay - Ecuador. *Universidad del Azuay*, [en línea], 2019 vol. 0, no. 0, págs. 60.
32. **MOLINA, J. C.** Evaluación de Cinco medios de cultivo. [en línea], 2012. págs. 28-41.

[Consultado el 16 de Noviembre de 2023]. Disponible en:
<http://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/387/1/TESIS.pdf>

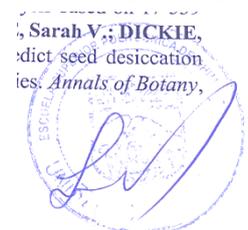
33. **NOBOA, V.** Efecto de seis tipos de sustratos y tres dosis de ácido a naftalenacético en la propagación vegetativa de mortiño. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Facultad de Recursos Naturales Escuela de Ingeniería, (Trabajo de titulación). ESPOCH, Riobamba-Ecuador. 2010. págs. 31-32. [Consulta: 17 noviembre 2023]. Disponible en: file:///C:/TESIS_JORGE%20MONTA%C3%91O/PDF/CEDRELA%20MONTANA/33T00431.pdf
34. **OLORODE, E. M.** PATHOLOGICAL CHALLENGES AND EFFECTS OF DISINFECTION ON THE GROWTH OF CEDAR (*Cedrela odorata* L.) SEEDS IN IN-VITRO PROPAGATION* Olorode, EM, Nwogwugwu, JO, Fasakin, YO, Ogboru, RO and Oladipo, A. D.
35. **PAILLACHO, C.** Evaluación del crecimiento inicial de *Eucalyptus urograndis*, *Gmelina arborea* Roxb Y *Ochroma pyramidale* Cav bajo la aplicación de cuatro dosis de potasio en la hacienda Zoila Luz del cantón Santo Domingo. [en línea], 2010. pág. 1. [Consulta: 17 noviembre 2023]. Disponible en: <https://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/2966/1/T-ESPE-IASA-II-002329.pdf>.
36. **PALOMEQUE, XIMENA, et al.** Effects of storage on seed germination and viability for three native tree species of Ecuador. *Trees*, 2020, vol. 34, no 6, págs. 1487-1497.
37. **PANDURO, M., ALVES Chagas, E., DE FREITAS Luz, F. J., CARDOSO Chagas, P., PANDURO Tenazoa, N. M., BARDALES Lozano, R., ABANTO Rodríguez, C., PAREDES Dávila, E., & COLLAZOS Saldaña, H.** Efecto de las sales de los medios de cultivo Murashige & Skoog y Knudson sobre el establecimiento in vitro de *Epidendrum schomburgkii* Lindl.. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 23(3), e2526. [en línea]. 2022. págs. 2-4. [Consulta: 17 noviembre 2023]. Disponible en: DOI https://doi.org/10.21930/rcta.vol23_num3_art:2526
38. **PERSSON Claes, ERIKSSON Roger, STÅHL Bertil, R.K.** FLORA OF ECUADOR. *Nordic Journal of Botany* [en línea], 2019, vol. 11, no. 1, pág. 7. [Consulta: 19 diciembre 2023]. ISSN 0107-055X. DOI 10.1111/j.1756-1051.1991.tb01803.x. Disponible en: <https://www.gu.se/en/biological-environmental-sciences/flora-of-ecuador>.
39. **PÉREZ AMBICHO, Tania Leticia.** Influencia del color de luz y del sustrato en la germinación y crecimiento inicial de *Cedrela odorata* L. “cedro colorado” en condiciones de laboratorio. 2023.
40. **QUICHIMBO, D., & CISNE, G.D.** Procesos morfogénicos in vitro de cedro (*Cedrela montana* Moritz ex Turcz.) inducidos, a partir de semillas, para propagación y

conservación de germoplasma. [en línea], 2012. pág. 47 [Consultado el 15 de noviembre de 2023]. Recuperado de: [https://www.semanticscholar.org/paper/Procesos-morfog%C3%A9nicos-in-vitro-de-cedro-\(Cedrela-ex-Quichimbo.-Cisne/edb6e7a7ce6bf754b1e3297c8f9c32b3033a957a](https://www.semanticscholar.org/paper/Procesos-morfog%C3%A9nicos-in-vitro-de-cedro-(Cedrela-ex-Quichimbo.-Cisne/edb6e7a7ce6bf754b1e3297c8f9c32b3033a957a)

41. **REMACHE, M.** DESARROLLO DE UNA TÉCNICA DE MICROPROPAGACION IN VITRO DE CEDRO (*Cedrela montana*) A PARTIR DE APICES, HOJAS Y ENTRENUDOS., [en línea]. 2011. vol. 11, no. 2, pág. 1-4. [Consulta: 17 noviembre 2023]. Disponible en: DOI 10.16194/j.cnki.31-1059/g4.2011.07.016.
42. **RODRÍGUEZ, M., CHACÓN, M.T., & CARRILLO, R.** Efecto de la concentración y de los componentes del medio de cultivo MS sobre la germinación in vitro de *Ugni molinae*. *Bosque* (Valdivia), [en línea]. 2014, 35, 119-122. págs. 119-120.
43. **RUANO, C., & ALEXANDRA, I.** Producción de plántulas de *Cedrela montana* Moritz ex Turcz empleando tres medios de cultivo en el sector de Yuyucocha - Imbabura. [en línea], 2016. pág. 42. [Consultado el 18 de noviembre de 2023]. Recuperado de: <https://www.semanticscholar.org/paper/Producci%C3%B3n-de-pl%C3%A1ntulas-de-Cedrela-montana-Moritz-Ruano-%C3%81lexandra/963b03ed5fcaed415713f7ca4a84c7c68249976d>
44. **SANTA CRUZ CARRASCO, Rosa Marleny.** Efecto de dos medios de cultivos y dos fitohormonas en la micropropagación de *Cedrela odorata* L. “Cedro colorado”. 2022.
45. **SANTOS, RENATO FERREIRA DOS, ET AL.** Conidial fungi associated with leaf litter of red cedar (*Cedrela odorata*) in Belém, Pará (eastern Brazilian Amazon). *Acta Amazonica*, 2018, vol. 48, págs. 230-238.
46. **SARAY, S.** Propagación Sexual. *El Huerto* [en línea], 2016. págs. 9-10. [Consulta: 17 noviembre 2023]. Disponible en: <http://www.lamolina.edu.pe/hortalizas/Enseñanza/Clases PROPA/PP.SEMILLA.1.pdf>.
47. **SHARRY, S; & ADEMA, M; & ABEDINI, W.** Manual para la propagación de plantas por cultivo de tejidos in vitro. Plantas de probeta. Universidad Nacional de la Plata. Buenos Aires, Argentina. [en línea]. 2015. pag. 9. Disponible en: http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/46738/Documento_completo_.pdf-PDFA.pdf?sequence=1
48. **TROPICOS.org.** Missouri Botanical Garden. Missouri Botanical Garden - 4344 Shaw Boulevard - Saint Louis, Missouri 63110, [en línea] 2023, pág. 2. [Consulta: 15 de Noviembre de 2023]. Disponible en: <https://tropicos.org/name/20400053>

49. **UNBIODIVERSITY, L.** Monitoring biodiversity in Harrena forest. [en línea], 2022. pág. 2. [consulta: 19 noviembre 2023]. Disponible en: <https://unbiodiversitylab.org/es/monitoring-biodiversity-in-ecuador-2/>.
50. **URGILES_GÓMEZ, Narcisa, et al.** Aplicabilidad de las Normas ISTA: Análisis de la calidad de semillas en especies forestales en el Sur del Ecuador Applicability of the ISTA Standards: Quality analysis of forest seeds in the South of Ecuador. *Bosques Latitud Cero*, 2020, vol. 10, no 2, págs. 44-57.
51. **VARGAS, L.B. y GUZMÁN, J.A.V.** Cedrela montana & Cedrela odorata. Estructura poblacional de las especies *Cedrela montana* & *Cedrela odorata* presentes en la jurisdicción de corpoguavio, [en línea], 2017. págs. 6-71. [Consulta: 17 noviembre 2023]. Disponible en: [file:///D:/INFORMACIONUSUARIO/Desktop/BPIN 2022000100017/Cedro/Literatura/BarragánVargasLeidyKatherine2018.pdf](file:///D:/INFORMACIONUSUARIO/Desktop/BPIN%2022000100017/Cedro/Literatura/BarragánVargasLeidyKatherine2018.pdf).
52. **VILLAGRAN CACHIMUEL, Mary Luz.** *Determinación de tratamientos pregerminativos de semillas de Juglans Neotropica Diels, en Ibarra, Imbabura.* 2023. Tesis de Licenciatura.
53. **VILLAFUERTE, S.** Propagación sexual y asexual de *Cedrela odorata* L. (cedro) bajo invernadero en el vivero de corpusucumbios del consejo provincial de Sucumbíos. [en línea]. 2017. págs. 4-8.
54. **VILLELA, M., & SALOMÓN, G.** Evaluación de sustratos para la producción en contenedores de plantas de pino (*Pinus oocarpa* Scheide) y cedro (*Cedrela odorata* L.), en el vivero de la carrera de agronomía del Centro Universitario de Oriente – CUNORI – Chiquimula, Guatemala, [en línea]. 2014. pág. 15.
55. **VINUEZA, M.** Ficha Técnica N° 5: CEDRO. *Ecuador Forestal* [en línea]. 2012. pág. 26. [Consulta: 19 noviembre 2023]. Disponible en: <https://ecuadorforestal.org/fichas-tecnicas-de-especies-forestales/ficha-tecnica-no-5-cedro/>.
56. **YUQUILEMA ATUPAÑA.** Cristian David. Evaluación de enraizamiento de esquejes de hojas de *Caesalpinia spinosa* (guarango) con tres dosis de ácido naftalenacético en el vivero de la ESPOCH. 2021.
57. **WYSE, Sarah V.; DICKIE, John B.** Taxonomic affinity, habitat and seed mass strongly predict seed desiccation response: a boosted regression trees analysis based on 17 539 species. *Annals of Botany*, 2018, vol. 121, no 1, págs. 71-83 **WYSE, Sarah V.; DICKIE, John B.** Taxonomic affinity, habitat and seed mass strongly predict seed desiccation response: a boosted regression trees analysis based on 17 539 species. *Annals of Botany*, 2018, vol. 121, no 1, págs. 71-83

, Sarah V.; DICKIE,
dict seed desiccation
ies. *Annals of Botany*,



ANEXOS

ANEXO A: SEMILLAS DE CEDRO (*Cedrela montana*) OBTENIDAS POR EL VIVERO DE LA ESPOCH Y CONTEO DE LAS SEMILLAS



ANEXO B: LAVADO DE SEMILLAS CON AGUA DESTILADA AL 70°C POR 20 MIN



ANEXO C: DESINFECCIÓN CON HIPOCLORITO DE SODIO AL 20% EN 100 ML DE AGUA DESTILADA ESTERIL Y REMOVIDAS FRECUENTEMENTE POR 90 MIN Y POSTERIORMENTE LAVADAS CON AGUA DESTILADA HASTA LA ELIMINACION TOTAL DE HIPOCLORITO DE SODIO



ANEXO D: IMBIBICIÓN EN 4 FRASCOS CON 30 SEMILLAS CON AGUA DESTILADA ESTERIL Y INCUBADAS A 21°C DURANTE 24 HORAS



ANEXO E: CHOQUE TERMICO REFRIGERANDO A 4°C POR 3 HORAS



ANEXO F: PREPARACIÓN DOSIS DEL ACTIVADOR (NEW ROBUST®), T1: BAJA, T2: MEDIA Y T3: ALTA Y ETIQUETADO DE CADA TRATAMIENTO EN LOS FRASCOS



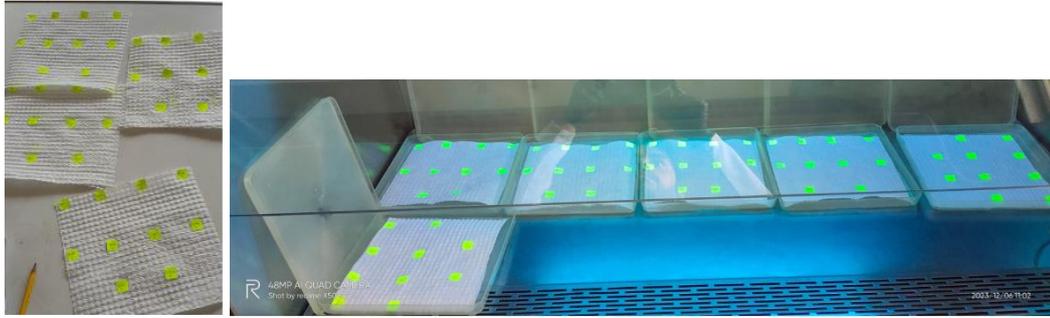
ANEXO G: REFRIGERACIÓN, SE COLOCARON UN NUEVO PERIODO DE INCUBACIÓN A 23,2° POR 16 HORAS.



ANEXO H: IMBIBICIÓN EN LAS SOLUCIONES CON EL ACTIVADOR EN LAS DOSIS BAJA, MEDIA, ALTA Y CONTROL E INCUBADAS A 23°C POR 24 HORAS.



ANEXO I: ETIQUETADO DE LOS TRTAMIENTOS CON SUS RESPECTIVAS REPETICIONES Y DESINFECCIÓN DE LAS BANDEJAS DE GERMINACIÓN CON EL PAPEL ABSORBENTE CON RADIACIÓN ULTRA VIOLETA POR 15 MIN.



ANEXO J: GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE CEDRO, HIDRATACIÓN E INCUBADAS PARA MONITOREAR LA GERMINACIÓN.



ANEXO J: GERMINACIÓN DE LAS SEMILLAS DE CEDRO A LOS 10 PRIMEOS DIAS Y POSTERIORMENTE A LOS 30 DIAS DE GERMINACIÓN.



ANEXO K: MATERIALES PARA LA RECOLECCION Y DESINFECCIÓN DE ESQUES DE (*Cedrela montana*) Y ENRAIZADOR HORMONAGRO® 1



ANEXO L: RECOLECCIÓN DE LOS ESQUEJES DE (*Cedrela montana*) EN LA ESPOCH



ANEXO M: INMERSION JABONOSA NEUTRA DE ESQUEJES Y LAVADO CON AGUA DESTILADA.



ANEXO N: INMERSION EN SOLUCIÓN DE HIPOCLORITO DE SODIO 5% Y LAVADO CONSECUTIVO POR 3 PERIODOS



ANEXO Ñ: INMERSION EN SOLUCION DE UNA PROPORCION DE 1:1 DE ALCOHOL INDUSTRIAL AL 96% Y POSTERIORMENTE LAVADO CON AGUA DESTILADO ESTERIL.



ANEXO O: PREPARACIÓN DE MACRONUTRIENTES, CLORURO DE CLACIO, MICRONUTRIENTES Y EDTA PARA MEDIO DE CULTIVO MURASHIGE & SKOOG (MS)



ANEXO P: DESINFECCIÓN DE LOS CONTENEDORES, PREPARACION DEL MEDIO DE CULTIVO MURASHIGE & SKOOG (MS) E INSTALACION DEL ENSAYO.



ANEXO Q: CONTAMINACIÓN DE ESQUEJES DE *Cedrela montana*



ANEXO R: ENRAIZAMIENTO A LOS 48 DIAS DE LOS ESQUEJES DE *Cedrela montana*



ANEXO S: ANOVA PARA CRECIMIENTO RADICULAR SEMILLAS LATACUNGA

ANOVA de un factor

Prueba de homogeneidad de varianzas

Longitudradicular

Estadístico de Levene	gl1	gl2	Sig.
2,008	3	76	,120

ANOVA de un factor

Longitudradicular

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Inter-grupos	45,195	3	15,065	4,172	,009
Intra-grupos	274,405	76	3,611		
Total	319,600	79			

Comparaciones múltiples

Variable dependiente: Longitudradicular

HSD de Tukey

(I) Tratamientos	(J) Tratamientos	Diferencia de medias (I-J)	Error típico	Sig.	Intervalo de confianza al 95%	
					Límite inferior	Límite superior
1,00	2,00	1,47500	,60088	,076	-,1034	3,0534
	3,00	,46500	,60088	,866	-1,1134	2,0434
	4,00	1,87000*	,60088	,014	,2916	3,4484
2,00	1,00	-1,47500	,60088	,076	-3,0534	,1034
	3,00	-1,01000	,60088	,341	-2,5884	,5684
	4,00	,39500	,60088	,913	-1,1834	1,9734

	1,00		-,46500	,60088	,866	-2,0434	1,1134
3,00	2,00		1,01000	,60088	,341	-,5684	2,5884
	4,00		1,40500	,60088	,098	-,1734	2,9834
	1,00		-1,87000*	,60088	,014	-3,4484	-,2916
4,00	2,00		-,39500	,60088	,913	-1,9734	1,1834
	3,00		-1,40500	,60088	,098	-2,9834	,1734

*. La diferencia de medias es significativa al nivel 0.05.

Longitudradicular

HSD de Tukey^a

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
4,00	20	2,9550	
2,00	20	3,3500	3,3500
3,00	20	4,3600	4,3600
1,00	20		4,8250
Sig.		,098	,076

ANEXO T: ANOVA PARA CRECIMIENTO RADICULAR SEMILLAS ESPOCH.

ANOVA de un factor

Prueba de homogeneidad de varianzas

Longitud radicular

Estadístico de Levene	gl1	gl2	Sig.
12,229	3	76	,000

ANOVA de un factor

Longitud radicular

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Inter-grupos	101,179	3	33,726	6,296	,001
Intra-grupos	407,143	76	5,357		
Total	508,322	79			

Comparaciones múltiples

Variable dependiente: Longitudradicular

HSD de Tukey

(I) Tratamientos	(J) Tratamientos	Diferencia de medias (I-J)	Error típico	Sig.	Intervalo de confianza al 95%	
					Límite inferior	Límite superior
1,00	2,00	,83500	,73192	,666	-1,0876	2,7576
	3,00	-,70500	,73192	,771	-2,6276	1,2176
	4,00	2,31500*	,73192	,012	,3924	4,2376
2,00	1,00	-,83500	,73192	,666	-2,7576	1,0876
	3,00	-1,54000	,73192	,161	-3,4626	,3826
	4,00	1,48000	,73192	,189	-,4426	3,4026
3,00	1,00	,70500	,73192	,771	-1,2176	2,6276
	2,00	1,54000	,73192	,161	-,3826	3,4626
	4,00	3,02000*	,73192	,001	1,0974	4,9426
4,00	1,00	-2,31500*	,73192	,012	-4,2376	-,3924
	2,00	-1,48000	,73192	,189	-3,4026	,4426
	3,00	-3,02000*	,73192	,001	-4,9426	-1,0974

*. La diferencia de medias es significativa al nivel 0.05.

Longitudradicular

HSD de Tukey^a

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
4,00	20	,8150	
2,00	20	2,2950	2,2950
1,00	20		3,1300
3,00	20		3,8350
Sig.		,189	,161

ANEXO U: ANOVA PARA CRECIMIENTO RADICULAR SEMILLAS INTERACCIÓN LATAACUNGA- ESPOCH.

Análisis de varianza univariante

Advertencia

No se realizarán las pruebas post hoc para Lugar porque hay menos de tres grupos.

Factores inter-sujetos

		N
Lugar	1,00	80
	2,00	80
Tratamientos	1,00	40
	2,00	40

3,00	40
4,00	40

Pruebas de los efectos inter-sujetos

Variable dependiente: Longitudradicular

Origen	Suma de cuadrados tipo II	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	219,679 ^a	7	31,383	6,999	,000
Intersección	1633,923	1	1633,923	364,401	,000
Lugar	73,306	1	73,306	16,349	,000
Tratamientos	131,267	3	43,756	9,758	,000
Lugar * Tratamientos	15,107	3	5,036	1,123	,342
Error	681,547	152	4,484		
Total	2535,150	160			
Total corregida	901,227	159			

a. R cuadrado = ,244 (R cuadrado corregida = ,209)

Comparaciones múltiples

Variable dependiente: Longitudradicular

DHS de Tukey

(I)Tratamientos	(J)Tratamientos	Diferencia de medias (I-J)	Error típ.	Sig.	Intervalo de confianza 95%	
					Límite inferior	Límite superior
1,00	2,00	1,1550	,47349	,074	-,0750	2,3850
	3,00	-,1200	,47349	,994	-1,3500	1,1100
	4,00	2,0925*	,47349	,000	,8625	3,3225
2,00	1,00	-1,1550	,47349	,074	-2,3850	,0750
	3,00	-1,2750*	,47349	,039	-2,5050	-,0450
	4,00	,9375	,47349	,200	-,2925	2,1675
3,00	1,00	,1200	,47349	,994	-1,1100	1,3500
	2,00	1,2750*	,47349	,039	,0450	2,5050
	4,00	2,2125*	,47349	,000	,9825	3,4425
4,00	1,00	-2,0925*	,47349	,000	-3,3225	-,8625
	2,00	-,9375	,47349	,200	-2,1675	,2925
	3,00	-2,2125*	,47349	,000	-3,4425	-,9825

Longitudradicular

DHS de Tukey^{a,b}

Tratamientos	N	Subconjunto
--------------	---	-------------

		1	2	3
4,00	40	1,8850		
2,00	40	2,8225	2,8225	
1,00	40		3,9775	3,9775
3,00	40			4,0975
Sig.		,200	,074	,994

ANEXO V: ANOVA PARA PESO DE SEMILLAS DE LA ESPOCH.

Análisis de varianza univariante

Factores inter-sujetos

		N
Lugar	1	80
	2	80
Tratamientos	1	39
	2	40
	3	40
	4	41

Pruebas de los efectos inter-sujetos

Variable dependiente: Pfinalsemilla

Origen	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	,003 ^a	7	,000	,898	,510
Intersección	,005	1	,005	10,986	,001
Lugar	4,027E-005	1	4,027E-005	,085	,771
Tratamientos	,002	3	,001	1,382	,250
Lugar * Tratamientos	,001	3	,000	,645	,587
Error	,072	152	,000		
Total	,080	160			
Total corregida	,075	159			

a. R cuadrado = ,040 (R cuadrado corregida = -,005)

Comparaciones múltiples

Variable dependiente: Pfinalsemilla

DHS de Tukey

(I)Tratamientos	(J)Tratamientos	Error típ.	Sig.	Intervalo de confianza 95%
-----------------	-----------------	------------	------	----------------------------

		Diferencia de medias (I-J)			Límite inferior	Límite superior
1	2	-,0002940	,00489318	1,000	-,0130049	,0124169
	3	-,0002115	,00489318	1,000	-,0129224	,0124994
	4	-,0082859	,00486363	,325	-,0209201	,0043482
2	1	,0002940	,00489318	1,000	-,0124169	,0130049
	3	,0000825	,00486211	1,000	-,0125477	,0127127
	4	-,0079919	,00483237	,352	-,0205448	,0045611
3	1	,0002115	,00489318	1,000	-,0124994	,0129224
	2	-,0000825	,00486211	1,000	-,0127127	,0125477
	4	-,0080744	,00483237	,343	-,0206273	,0044786
4	1	,0082859	,00486363	,325	-,0043482	,0209201
	2	,0079919	,00483237	,352	-,0045611	,0205448
	3	,0080744	,00483237	,343	-,0044786	,0206273

Basadas en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática(Error) = ,000.

Pfinalsemilla

DHS de Tukey^{a,b,c}

Tratamientos	N	Subconjunto
		1
1	39	,0035385
3	40	,0037500
2	40	,0038325
4	41	,0118244
Sig.		,325

ANEXO W: ANOVA PARA ESQUEJES DE *Cedrela montana*.

ANOVA de un factor

ANOVA de un factor

Porcentaje

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Inter-grupos	1225,948	3	408,649	1,072	,365
Intra-grupos	35083,526	92	381,343		
Total	36309,474	95			

Comparaciones múltiples

Variable dependiente: Porcentaje

HSD de Tukey

(I) Tratamientos	(J) Tratamientos	Diferencia de medias (I-J)	Error típico	Sig.	Intervalo de confianza al 95%	
					Límite inferior	Límite superior
	2,00	-1,42229	5,63725	,994	-16,1728	13,3282
1,00	3,00	5,28921	5,63725	,784	-9,4613	20,0397
	4,00	-4,60644	5,63725	,846	-19,3569	10,1441
	1,00	1,42229	5,63725	,994	-13,3282	16,1728
2,00	3,00	6,71150	5,63725	,634	-8,0390	21,4620
	4,00	-3,18415	5,63725	,942	-17,9347	11,5664
	1,00	-5,28921	5,63725	,784	-20,0397	9,4613
3,00	2,00	-6,71150	5,63725	,634	-21,4620	8,0390
	4,00	-9,89564	5,63725	,302	-24,6462	4,8549
	1,00	4,60644	5,63725	,846	-10,1441	19,3569
4,00	2,00	3,18415	5,63725	,942	-11,5664	17,9347
	3,00	9,89564	5,63725	,302	-4,8549	24,6462

Porcentaje

HSD de Tukey^a

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
3,00	24	54,7540
1,00	24	60,0432
2,00	24	61,4655
4,00	24	64,6497
Sig.		,302



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
CERTIFICADO DE CUMPLIMIENTO DE LA GUÍA PARA
NORMALIZACIÓN DE TRABAJOS DE FIN DE GRADO

Fecha de entrega: 05/06/2024

INFORMACIÓN DEL AUTOR
Nombres – Apellidos: Jorge Luis Montaña Beltrán
INFORMACIÓN INSTITUCIONAL
Facultad: Recursos Naturales
Carrera: Ingeniería Forestal
Título a optar: Ingeniero Forestal
 Ing. Vilma Fernanda Noboa Silva Directora del Trabajo de Integración Curricular
 Dra. Rosa del Pilar Castro Gómez Asesora del Trabajo de Integración Curricular

