

Evaluación de la germinación y propagación de especies nativas en el vivero municipal de
Málaga, Santander

Angie Paola Lagos Lizarazo

Trabajo de Grado para Optar al Título de Ingeniero Forestal

Director

Diego Suescún Carvajal

MSc Bosques y Conservación Ambiental

Universidad Industrial de Santander

Instituto de Proyección Regional y Educación a Distancia IPRED

Programa de Ingeniería Forestal

Málaga, Santander

2025

Dedicatoria

Este logro es el fruto de un camino lleno de esfuerzo, aprendizajes y el apoyo incondicional de quienes han estado a mi lado.

A Dios, por darme la fortaleza y la sabiduría para seguir adelante en cada desafío.

A mis abuelos, Oliveria Suárez y Pablo Lizarazo, que, aunque ya no están físicamente, siento su amor y guía en cada paso que doy.

A mi esposo, Jasith Díaz, por ser mi mayor compañero, por su amor inquebrantable y por creer en mí incluso cuando yo dudaba. Sin su apoyo, este sueño no habría sido posible.

A mis padres, Yenny Lizarazo y Luis Francisco Lagos, por enseñarme el valor del esfuerzo y el conocimiento, por estar siempre presentes con su amor y consejos. Su ejemplo me ha inspirado a seguir creciendo.

A mis hermanos, Yesid, Yeison, Adrián y Jhon, por su cariño, por acompañarme en este viaje y ser un pilar en mi vida.

A toda mi familia, cuyo amor y confianza me han impulsado a seguir adelante, incluso en los momentos más difíciles.

A mis profesores, por compartir su conocimiento y guiarme con paciencia y dedicación, ayudándome a convertirme en el profesional que hoy soy.

Angie Paola Lagos Lizarazo

Agradecimientos

A lo largo de este camino, he contado con el apoyo invaluable de muchas personas que, de una u otra forma, han sido parte fundamental de este proceso.

En primer lugar, agradezco a mi familia, cuyo amor, paciencia y palabras de aliento han sido mi mayor fuente de motivación. Gracias por creer en mí y por darme la fortaleza para seguir adelante en cada desafío.

A mis profesores, por compartir sus conocimientos y guiarme con dedicación en mi formación como ingeniero forestal. Sus enseñanzas han sido clave para mi crecimiento académico y profesional.

Al equipo del vivero municipal de Málaga, Santander, por abrirme sus puertas y brindarme la oportunidad de aplicar mis conocimientos en un entorno real. Su disposición y colaboración hicieron de esta pasantía una experiencia enriquecedora.

A mis compañeros y amigos, por su apoyo, compañía y las experiencias compartidas.

Por último, agradezco a la naturaleza, cuya inmensa diversidad y belleza me inspiran a seguir trabajando por su protección y conservación.

Tabla de Contenido

	Pág.
Introducción	16
1. Objetivo.....	18
1.1 Objetivo general.....	18
1.2 Objetivos específicos	18
2. Marco teórico.....	19
2.1 Vivero forestal	19
2.2 Semillas forestales	19
2.3 Germinación de la semilla	20
2.4 Propagación vegetal	20
2.5 Especies nativas	20
2.6 Sustrato	21
2.7 Infraestructura del vivero.....	21
2.7.1. Área de germinación.....	21
2.7.2. Área de crecimiento	21
2.7.3. Área de mezcla y preparación del sustrato	21
2.7.4. Bodega de herramientas e insumos.....	21
2.8 Acciones previas al inicio de la producción	22
2.8.1 Limpieza general.....	22
2.8.2 Control de maleza	22
2.9 Manejo durante la producción	22
2.9.1 Riego.....	22
2.9.2 Fertilización	22

2.9.3 Poda.....	23
2.9.4 Control de plagas y enfermedades	23
2.10 Clasificación taxonómica de las especies nativas estudiadas	23
2.10.1 Aliso (<i>Alnus acuminata</i>)	23
2.10.2 Guayacán de Manizales (<i>Lafoensia speciosa</i>)	24
2.10.3 Fresno (<i>Tecoma stans</i>)	24
3. Metodología	25
3.1 Área de estudio	25
3.2 Métodos.....	26
3.2.1 Diagnóstico	26
3.2.1.1 Tipo de vivero.....	26
3.2.1.2 Infraestructura	27
3.2.1.2.1 Área de producción.....	27
3.2.1.2.2 Eras de germinación.....	27
3.2.1.2.3 Eras de crecimiento.....	27
3.2.1.2.4 Caminos y senderos.	27
3.2.1.2.5 Sistema de riego y disponibilidad hídrica.....	27
3.2.1.2.6 Área de almacén.....	28
3.2.1.2.7 Almacenamiento de sustrato.....	29
3.2.2 Actividades realizadas	29
3.2.3 Necesidades del vivero	30
3.2.4 Caracterización y manejo de especies nativas	32
3.2.4.1 Aliso (<i>Alnus acuminata</i>)	32

3.2.4.1.1 Condiciones de adaptación.	32
3.2.4.1.2 Manejo de la semilla.	32
3.2.4.1.3 Producción en vivero.	32
3.2.4.1.4 Riego.	33
3.2.4.1.5 Trasplante.	33
3.2.4.2 Guayacán de Manizales (<i>Lafoensia speciosa</i>)	33
3.2.4.2.1 Condiciones de adaptación.	33
3.2.4.2.2 Manejo de la semilla.	34
3.2.4.2.3 Producción en vivero.	34
3.2.4.2.4 Desinfección del sustrato.	34
3.2.4.2.5 Riego.	34
3.2.4.2.6 Trasplante.	35
3.2.4.3 Fresno (<i>Tecoma stans</i>)	35
3.2.4.3.1 Condiciones de adaptación.	35
3.2.4.3.2 Manejo de la semilla.	35
3.2.4.3.3 Producción en vivero.	36
3.2.4.3.4 Riego.	36
3.2.4.3.5 Trasplante.	36
3.2.5 Propagación vegetativa por esquejes	36
3.2.5.1 Árbol liberal (<i>Euphorbia cotinifolia</i>)	37
3.2.5.1.1 Condiciones de adaptación.	37
3.2.5.1.2 Manejo de los esquejes	37
3.2.5.1.3 Enraizamiento y condiciones de propagación.	37

3.2.5.2 <i>Duranta (Duranta variegada)</i>	38
3.2.5.2.1 Condiciones de adaptación.	38
3.2.5.2.2 Manejo de los esquejes	38
3.2.5.2.3 Enraizamiento y condiciones de propagación.....	38
3.2.6 Diseño experimental	38
3.2.6.1 Evaluación de la germinación de especies nativas.	39
3.2.6.1.1 Tratamientos pregerminativos aplicados.	39
3.2.6.1.2 Condiciones de siembra y evaluación.....	39
3.2.6.2 Evaluación de la propagación vegetativa por esquejes.....	39
3.2.6.2.1 Factores evaluados.	40
3.2.6.2.2 Condiciones de enraizamiento.	40
3.2.7 Análisis de datos	40
3.2.7.1 Análisis de la germinación.....	41
3.2.7.1.1 Porcentaje de germinación (%G).....	41
3.2.7.1.2 Tiempo promedio de emergencia (TPE).....	41
3.2.7.1.3 Índice de velocidad de germinación (IVG).....	41
3.2.7.1.4 Vigor de plántulas.....	41
3.2.7.2 Análisis de la propagación vegetativa por esquejes.....	42
3.2.7.2.1 Porcentaje de enraizamiento (%E).....	42
3.2.7.2.2 Cantidad de raíces por esqueje.....	42
3.2.7.2.3 Tamaño de la raíz más larga.	42
4 Resultados	42
4.1 Germinación de especies nativas	42

4.1.1 Porcentaje de germinación.....	43
4.1.1.1 Prueba de Dunn para la germinación	45
4.1.2 Tiempo promedio de emergencia (TPE).....	45
4.1.2.1 Prueba de Tukey para el tiempo promedio de emergencia	46
4.1.3 Índice de velocidad de germinación (IVG).....	47
4.1.3.1 Prueba de Tukey para el Índice de Velocidad de Germinación (IVG)	48
4.1.4 Vigor de plántulas	49
4.1.4.1 Altura	49
4.1.4.1.1 Prueba de Tukey para altura	50
4.1.4.2 Diámetro	51
4.2 Propagación vegetativa por esquejes	52
4.2.1 Porcentaje de enraizamiento por tratamiento.....	52
4.2.1.1 Prueba de Dunn para el porcentaje de enraizamiento	52
4.2.2 Número de raíces por esqueje	53
4.2.3 Longitud promedio de raíces	54
4.2.3.1 Prueba de Tukey para longitud de raíces	55
4.2.4 Supervivencia de esquejes	55
4.2.4.1 Prueba de Dunn para la supervivencia de esquejes	56
5. Discusión.....	56
6. Conclusiones.....	59
7. Recomendaciones	60
Referencias Bibliográficas	62
Apéndices.....	64

Lista de Tablas

	Pág.
Tabla 1 Insumos agrícolas inventariados el 10 de agosto de 2024	28
Tabla 2 Herramientas menores inventariadas el 10 de agosto de 2024	28
Tabla 3 Prueba de Dunn para la germinación	45
Tabla 4 Prueba de Tukey para el TPE	47
Tabla 5 Prueba de Tukey para el IVG	49
Tabla 6 Prueba de Tukey para altura	50
Tabla 7 Prueba de Dunn para el porcentaje de enraizamiento	53
Tabla 8 Prueba de Tukey para longitud de raíces	55
Tabla 9 Prueba de Dunn para la supervivencia de esquejes	56

Lista de Figuras

	Pág.
Figura 1 Localización vivero municipal de Málaga	25
Figura 2 Porcentaje de germinación	44
Figura 3 Tiempo de emergencia	46
Figura 4 Índice de velocidad de germinación	48
Figura 5 Altura.....	50
Figura 6 Diámetro	51
Figura 7 Porcentaje de enraizamiento.....	52
Figura 8 Número de raíces.....	53
Figura 9 Longitud de raíces	54
Figura 10 Supervivencia de esquejes.....	56

Lista de Apéndices

	Pág.
Apéndice A. Organización bodega de insumos	64
Apéndice B. Control manual de maleza	64
Apéndice C. Limpieza de las eras de crecimiento	65
Apéndice D. Organización de eras de crecimiento.....	65
Apéndice E. Limpieza y control del sistema de riego	66
Apéndice F. Limpieza y preparación del sustrato.....	66
Apéndice G. Desembolsado de tierra.....	67
Apéndice H. Limpieza de alcantarillas	67
Apéndice I. Tratamientos pregerminativos y siembra de semillas en bandejas y canastillas	68
Apéndice J. Germinación de semillas.....	68
Apéndice K. Medición de variables.....	68
Apéndice L. Selección y corte de esquejes.....	69
Apéndice M. Aplicación de sábila en esquejes.....	69
Apéndice N. Embolsado y siembra de esquejes	69
Apéndice O. Datos de germinación especies nativas.....	70
Apéndice P. Datos de propagación vegetativa por esquejes.....	72

Glosario

Especies nativas: conjunto de plantas que han evolucionado de manera natural en una región específica, adaptándose a las condiciones ambientales locales sin intervención humana (Martínez & Gómez, 2021).

Esquejes: fragmentos de una planta, como tallos, hojas o raíces, empleados para la reproducción vegetativa al facilitar la formación de raíces en condiciones adecuadas (Pérez & Velasco, 2021).

Fitosanitaria: término asociado a la protección y tratamiento de las plantas contra enfermedades, con el objetivo de mantener su desarrollo saludable (Pérez & Velasco, 2021).

Germinación: inicio del crecimiento de una semilla hasta convertirse en plántula, siempre que reciba la cantidad adecuada de agua, oxígeno y temperatura (López et al., 2020).

Latencia de semillas: fenómeno en el que una semilla viable no germina de inmediato debido a barreras fisiológicas o estructurales, aun cuando las condiciones ambientales sean favorables (Martínez & Gómez, 2021).

Plaga: cualquier organismo, ya sea vegetal, animal o microorganismo, que cause daño a las plantas y afecte su crecimiento o producción (Resolución ICA No 0780006 de 2020).

Producción de plántulas: proceso mediante el cual se obtienen plantas jóvenes en viveros, ya sea a partir de semillas o técnicas de propagación vegetativa, con el fin de ser trasplantadas al campo (González & Ramírez, 2021).

Propagación: mecanismo de reproducción vegetal que puede ser sexual, mediante semillas, o asexual, utilizando partes vegetativas como esquejes o injertos (Resolución ICA No 0780006 de 2020).

Reforestación: práctica enfocada en la plantación de árboles y vegetación nativa en áreas degradadas para restaurar el ecosistema, mejorar la biodiversidad y recuperar servicios ambientales (González & Ramírez, 2021).

Sustrato: combinación de materiales orgánicos e inorgánicos que sirve de base para el desarrollo de las plantas en viveros, aportando nutrientes, aireación y retención de humedad (Resolución ICA No 0780006 de 2020).

Tasa de germinación: proporción de semillas que logran germinar en un tiempo determinado bajo condiciones óptimas de crecimiento (Martínez & Gómez, 2021).

Vivero forestal: instalación destinada a la producción y cuidado de plántulas de especies arbóreas, utilizadas en programas de reforestación, conservación de ecosistemas y otros proyectos ambientales (Resolución ICA No 0780006 de 2020).

Resumen

Título: Evaluación de la germinación y propagación de especies nativas en el vivero municipal de Málaga, Santander*

Autor: Angie Paola Lagos Lizarazo**

Palabras Clave: plántulas, servicios ecosistémicos, silvicultura urbana, vivero

Descripción: En convenio entre la Universidad Industrial de Santander y la Alcaldía de Málaga, se llevó a cabo una práctica empresarial en el vivero municipal, ubicado en la planta de tratamiento de residuos sólidos. El objetivo fue mejorar su funcionamiento y optimizar la producción de plántulas para proyectos de restauración ecológica. Para ello, se evaluó la germinación y propagación de varias especies nativas aplicando diferentes tratamientos. El estudio incluyó tres especies arbóreas: aliso (*Alnus acuminata*), guayacán de manizales (*Lafoensia speciosa*) y fresno (*Tecoma stans*), en las que se probaron tratamientos pregerminativos para analizar su efecto sobre la tasa de germinación, el tiempo promedio de emergencia (TPE), el índice de velocidad de germinación (IVG), así como en el crecimiento inicial de las plántulas, medido en altura y diámetro del tallo. Para comparar los resultados, se aplicaron análisis de varianza (ANOVA), complementados con las pruebas de Tukey y de Dunn, lo que permitió identificar diferencias significativas entre los tratamientos. Asimismo, se evaluó la propagación por esquejes del liberal (*Euphorbia cotinifolia*) y de la durante (*Duranta variegada*), utilizando gel de sábila como enraizante natural. El análisis estadístico mostró diferencias importantes en el porcentaje de enraizamiento y en la cantidad de raíces formadas, destacando el efecto positivo de la sábila (*Aloe vera*) en el desarrollo radicular. En cuanto a las tres especies arbóreas, se observó una mejora significativa en la germinación y crecimiento inicial bajo los tratamientos aplicados. Estos resultados resaltan la importancia de emplear estrategias adecuadas para mejorar la producción de plántulas en el vivero municipal. Se demostró que tanto los tratamientos pregerminativos como los bioestimulantes naturales pueden potenciar el éxito en la propagación de especies nativas y ornamentales, contribuyendo así a su conservación y uso en proyectos de restauración ecológica.

** Instituto de proyección regional a distancia IPRED. Programa Ingeniería Forestal. Director Diego Suescún Carvajal MSc. Bosques y Conservación Ambiental.

Abstract

Title: Evaluation of the germination and propagation of native species in the municipal nursery of Málaga, Santander*

Author(s): Angie Paola Lagos Lizarazo**

Key Words: seedlings, ecosystem services, urban forestry, nursery

Description: In agreement between the Industrial University of Santander and the Mayor's Office of Málaga, a business practice was conducted at the municipal nursery located in the solid waste treatment plant. The goal was to improve its operation and optimize seedling production for ecological restoration projects. To achieve this, germination and propagation of various native species were evaluated by applying different treatments. The study included three tree species: alder (*Alnus acuminata*), guayacan of manizales (*Lafoensia speciosa*), and ash (*Tecoma stans*). Pregerminative treatments were tested to analyze their effect on germination rate, mean emergence time (MET), germination velocity index (GVI), as well as the initial growth of seedlings, measured by height and stem diameter. To compare results, analysis of variance (ANOVA) was applied, complemented with Tukey and Dunn tests, which allowed identifying significant differences between treatments. Additionally, propagation by cuttings of liberal (*Euphorbia cotinifolia*) and duranta (*Duranta variegada*) was evaluated, using aloe vera gel as a natural rooting agent. Statistical analysis showed significant differences in rooting percentage and the number of roots formed, highlighting the positive effect of aloe vera (*Aloe vera*) on root development. Regarding the three tree species, a significant improvement was observed in germination and initial growth under the applied treatments. These results emphasize the importance of employing suitable strategies to improve seedling production at the municipal nursery. It was demonstrated that both pregerminative treatments and natural biostimulants can enhance the success of propagation of native and ornamental species, contributing to their conservation and use in ecological restoration projects.

*Degree work

** Institute for regional projection at a distance IPRED. Forest Engineering Program. Director Diego Suescún Carvajal MSc. Bosques y Conservación Ambiental.

Introducción

Los viveros forestales desempeñan una función esencial en la restauración ecológica al producir plántulas necesarias para la reforestación y recuperación de ecosistemas degradados. En el municipio de Málaga, Santander, el vivero municipal cumple esta función, pero enfrenta dificultades en la germinación y propagación de especies nativas, lo que limita su productividad y alcance ambiental (Castro Ventura et al., 2020).

Uno de los principales retos es superar la baja tasa de germinación y supervivencia de algunas especies, quizás debido a la calidad del sustrato, falta de tratamientos pregerminativos adecuados o un manejo ineficiente del riego (López et al., 2019). Además, la presencia de plagas y enfermedades afecta la producción de plántulas aptas para su establecimiento en campo. Investigaciones previas han demostrado que la combinación de propagación sexual y vegetativa puede mejorar significativamente la producción de plantas en viveros (Ramírez et al., 2021).

Este estudio busca evaluar los procesos de germinación y propagación de tres especies nativas: aliso (*Alnus acuminata* Kunth), guayacán de Manizales (*Lafoensia speciosa* (L.) DC.) y fresno (*Tecoma stans* (L.) Juss. ex Kunth). A través de la experimentación con distintos sustratos y métodos de propagación, se quiere mejorar la eficiencia en la producción de plántulas y asegurar su éxito en campo. Los resultados no solo tendrán un impacto ambiental al facilitar la producción de plantas para proyectos de reforestación y embellecimiento del municipio, sino también un beneficio social, ya que contribuirán a la generación de espacios verdes y al bienestar de la comunidad. Además, el estudio aportará información valiosa para futuras investigaciones y la optimización de viveros con condiciones similares (Fernández et al., 2022).

El enfoque metodológico se basa en un análisis experimental, donde se compararon diferentes técnicas de germinación y propagación. Posteriormente, se analizaron los datos estadísticamente para identificar las estrategias más efectivas y su posible implementación en el vivero municipal.

1. Objetivos

1.1 Objetivo general

Evaluar la germinación y la propagación de especies nativas en el vivero municipal de Málaga, con el propósito de optimizar la producción de plantas destinadas a proyectos de reforestación y embellecimiento de zonas verdes del municipio.

1.2 Objetivos específicos

Identificar las especies nativas más apropiadas para los proyectos de reforestación en el municipio de Málaga.

Implementar técnicas de germinación y propagación vegetativa de diferentes especies nativas, evaluando su eficiencia.

Analizar los resultados de la supervivencia y el crecimiento de las plántulas nativas para validar la efectividad de las técnicas implementadas.

2. Marco teórico

2.1 Vivero forestal

Un vivero es un espacio destinado a la producción de plántulas con diversos fines, como ornamentales, frutales y maderables. En estos espacios, se pueden mitigar los efectos de enfermedades y depredadores que podrían afectar a las plántulas en su fase inicial, asegurando condiciones óptimas para su crecimiento y desarrollo (Pérez & González, 2021). Para un funcionamiento eficiente, un vivero debe contar con elementos esenciales como mano de obra capacitada, acceso a fuentes de agua, accesibilidad y visibilidad. En el caso de los viveros forestales, es fundamental disponer de una superficie adecuada para la producción de plántulas, contar con un sistema de riego eficiente y garantizar la calidad de las semillas y los sustratos utilizados. Además, se requiere una infraestructura que incluya zonas de aclimatación e invernaderos, así como prácticas rigurosas de manejo fitosanitario para reducir la presencia de plagas y enfermedades (Vargas & Pacheco, 2023).

2.2 Semillas forestales

Las semillas son esenciales para la reproducción de las especies vegetales, ya que contienen los embriones y nutrientes necesarios para el desarrollo de nuevas plantas. Constituyen el insumo fundamental para la producción de plántulas de calidad, especialmente en especies forestales nativas, las cuales pueden presentar mecanismos de latencia que les permiten resistir condiciones ambientales adversas hasta que se generen las condiciones óptimas para su germinación (Sánchez & Gómez, 2021). Para superar la latencia, se aplican tratamientos pregerminativos especializados, como la escarificación y la estratificación, estos permiten mejorar la tasa de germinación y garantizar una mayor eficiencia en la propagación de las especies forestales destinadas a proyectos de reforestación y restauración ecológica (Martínez & Pérez, 2020; Gómez & Torres, 2021).

2.3 Germinación de la semilla

La germinación es el proceso mediante el cual una semilla inicia su desarrollo para convertirse en una plántula viable. Para que este proceso ocurra, deben cumplirse ciertos requisitos esenciales, como una adecuada disponibilidad de agua, luz, oxígeno y temperatura (Pérez & Ortega, 2020). En viveros forestales, se implementan tratamientos pregerminativos, como el remojo en agua caliente o la escarificación mecánica, para mejorar la tasa de germinación y optimizar la producción de plántulas de especies nativas (García & Torres, 2023).

2.4 Propagación vegetal

La propagación vegetal es el proceso de reproducción de nuevas plantas a partir de semillas o partes vegetativas, como esquejes, estolones o rizomas. En viveros forestales, se emplean tanto la propagación sexual, a través de semillas, como la propagación asexual, que permite obtener plantas genéticamente idénticas a la planta madre, asegurando uniformidad y resistencia en proyectos de restauración y reforestación ecológica (Rodríguez & Silva, 2019).

2.5 Especies nativas

Las especies nativas son aquellas que han evolucionado y se han adaptado a las condiciones ambientales de una región específica. Estas especies desempeñan un papel crucial en la estabilidad ecológica de los ecosistemas, proporcionando hábitat y alimento para la fauna local, contribuyendo a la conservación del suelo y regulando los ciclos hídricos. La producción de especies forestales nativas en viveros es esencial para los programas de restauración ecológica y reforestación, ya que permite reintroducir plantas adaptadas al entorno local y promover la recuperación de los ecosistemas degradados (Thompson & Yates, 2021).

2.6 Sustrato

El sustrato es un medio de crecimiento compuesto por materiales como tierra negra, arena y abono, que influye en la retención de agua, aireación y suministro de nutrientes. Su composición varía según la etapa de desarrollo de la planta; mayor contenido de arena favorece la germinación, mientras que más materia orgánica es ideal para el crecimiento de plántulas (López & Martínez, 2020; Mendoza et al., 2021).

2.7 Infraestructura del vivero

2.7.1. Área de germinación

Es el espacio donde se siembran las semillas en camas o contenedores con sustrato adecuado. Antes de la siembra, se realizan actividades de limpieza, desinfección y almacenamiento de semillas para evitar problemas fitosanitarios y mejorar la calidad del material vegetal (ProAmazonía, 2023).

2.7.2. Área de crecimiento

En esta zona, las plántulas que han superado la fase de germinación son trasplantadas para su desarrollo. Se organizan en bloques de bolsas con cobertura plástica para evitar el crecimiento de maleza y facilitar su manejo (Ardila Fernández et al., 2023).

2.7.3. Área de mezcla y preparación del sustrato

Zona donde se realiza la desinfección y mezcla del sustrato antes de su utilización en la producción de plántulas (AGROSAVIA, 2023).

2.7.4. Bodega de herramientas e insumos

Área destinada al almacenamiento de herramientas y materiales utilizados en el vivero, garantizando orden y seguridad (ProAmazonía, 2023).

2.8 Acciones previas al inicio de la producción

2.8.1 Limpieza general

La higiene dentro del vivero es un factor clave para prevenir enfermedades y plagas. Se debe realizar de manera continua con el fin de evitar la contaminación entre áreas (Rodríguez, 2024).

2.8.2 Control de maleza

Antes y durante la producción, se lleva a cabo la eliminación de maleza y residuos vegetales para reducir la competencia con las plántulas (Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica, 2023).

2.9 Manejo durante la producción

2.9.1 Riego

El agua es esencial para el crecimiento de las plántulas, pero un manejo inadecuado puede causar problemas como pudrición de raíces o estrés hídrico. Por ello, el riego debe ajustarse a las necesidades de cada especie y realizarse en horarios adecuados para optimizar su absorción y evitar la proliferación de hongos (FAO, 2020).

2.9.2 Fertilización

Para que las plántulas crezcan vigorosas, es necesario proporcionarles los nutrientes adecuados. Se pueden utilizar fertilizantes orgánicos o químicos, siempre en dosis apropiadas, evitando excesos que puedan afectar su desarrollo. Un plan de fertilización bien estructurado ayuda a fortalecer las plantas y mejorar su adaptación cuando sean trasplantadas (USDA Forest Service, 2021).

2.9.3 Poda

La poda es una práctica clave para eliminar partes dañadas o enfermas de las plántulas, favoreciendo su crecimiento y fortaleciendo su estructura. Además, permite darles una mejor forma y estimular el desarrollo de ramas y hojas, lo que resulta en plantas más resistentes y equilibradas (CONAFOR, 2019).

2.9.4 Control de plagas y enfermedades

Las plagas y enfermedades pueden afectar gravemente la producción en el vivero si no se detectan a tiempo. Para reducir estos riesgos, es importante monitorear constantemente las plantas y aplicar estrategias de manejo integrado, combinando medidas preventivas con el uso de productos biológicos o químicos solo cuando sea estrictamente necesario (FAO, 2020).

2.10 Clasificación taxonómica de las especies nativas estudiadas

2.10.1 Aliso (*Alnus acuminata*)

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Fagales

Familia: Betulaceae

Género: *Alnus*

Especie: *Alnus acuminata*

Descripción y ecología: Es una especie pionera de rápido crecimiento, común en zonas montañosas de América Latina entre los 1500 y 3200 m s.n.m. Mejora la fertilidad del suelo mediante la fijación de nitrógeno. Se emplea en procesos de restauración ecológica y estabilización de suelos.

2.10.2 *Guayacán de Manizales (Lafoensia speciosa)*

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Myrtales

Familia: Lythraceae

Género: *Lafoensia*

Especie: *Lafoensia speciosa*

Descripción y ecología: Árbol ornamental originario del trópico americano, conocido por sus vistosas flores púrpuras. Se adapta a climas cálidos y es usado ampliamente en urbanismo y paisajismo. También se cultiva para reforestación urbana por su belleza y resistencia.

2.10.3 *Fresno (Tecoma stans)*

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Lamiales

Familia: Bignoniaceae

Género: *Tecoma*

Especie: *Tecoma stans*

Descripción y ecología: Arbusto o árbol pequeño de flores amarillas muy vistosas, presente en zonas tropicales y subtropicales. Se adapta a una amplia gama de suelos y es tolerante a la sequía. Se utiliza para control de erosión, cercas vivas y fines ornamentales.

3. Metodología

3.1 Área de estudio

El vivero está situado en la planta de tratamiento de residuos sólidos, en el lote La Laguna, ubicado en la vereda Calichal del municipio de Málaga, con coordenadas geográficas $6^{\circ}42'17,7''N$ y $72^{\circ}43'20,5''W$ (Figura 1). De acuerdo con el Instituto Geográfico Agustín Codazzi (IGAC, 2020), esta región forma parte de la Cordillera Oriental de los Andes y se encuentra a una altitud promedio de 2200 m s. n. m. Según el Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales (IDEAM, 2022), el clima en esta región es templado-húmedo, con temperaturas que varían entre los 12 y 18°C. La precipitación anual promedio oscila entre 1200 y 1500 mm, concentrándose en dos períodos lluviosos entre abril y mayo, y septiembre y noviembre.

Figura 1

Localización vivero municipal de Málaga



3.2 Métodos

Este trabajo se desarrolló como una investigación aplicada, ya que buscó dar solución a un problema real relacionado con la producción de plántulas en el vivero municipal de Málaga. Se adoptó un enfoque cuantitativo, porque se recolectaron y analizaron datos numéricos sobre variables como el porcentaje de germinación, el número de raíces y el crecimiento de las plántulas, con el fin de identificar los tratamientos más efectivos.

El diseño experimental permitió aplicar diferentes tratamientos a las especies seleccionadas, tanto en propagación por semillas como por esquejes. Cada tratamiento fue asignado de manera aleatoria, lo que aseguró la objetividad de los resultados y evitó sesgos en la interpretación.

Para evaluar los efectos de los tratamientos, se realizaron análisis estadísticos con el software R Studio, versión 4.3.2. Se utilizó análisis de varianza (ANOVA) y pruebas de comparación como Tukey y Dunn, con el propósito de identificar si existían diferencias significativas entre los grupos evaluados. Además, se aplicó la prueba de Shapiro-Wilk para verificar si los datos presentaban una distribución normal. Cuando esta condición no se cumplió, se recurrió a la prueba Kruskal-Wallis, una alternativa no paramétrica que permite comparar varios grupos sin asumir normalidad, facilitando la identificación de diferencias reales entre los tratamientos.

3.2.1 Diagnóstico

3.2.1.1 Tipo de vivero. El vivero municipal de Málaga, es clasificado como un vivero permanente. Esto se debe a que su funcionamiento no está condicionado a la duración de un proyecto específico, sino que opera de manera continua, proporcionando material vegetal para diversas iniciativas de reforestación y conservación.

3.2.1.2 Infraestructura. El vivero ocupa un área total de 834,302 m² y cuenta con una serie de espacios e instalaciones destinadas a la producción de plántulas. Dentro de su infraestructura se identifican las siguientes áreas:

3.2.1.2.1 Área de producción. Se extiende sobre 196,02 m² y está equipada con una cubierta tipo invernadero sostenida por una estructura de tubo galvanizado. Dispone de canales perimetrales de concreto para la gestión del agua, un sistema de riego por aspersión y un área de crecimiento construida con material de obra.

3.2.1.2.2 Eras de germinación. Actualmente, el vivero no dispone de eras de germinación establecidas. En su lugar, el proceso de germinación se realiza en bandejas de plástico y canastillas.

3.2.1.2.3 Eras de crecimiento. Cuenta con un espacio de 67,33 m² destinado al crecimiento y desarrollo de plántulas. Sin embargo, algunas eras presentan deterioro debido a la falta de mantenimiento, con ladrillos desprendidos y sin recubrimiento en cemento, lo que afecta su durabilidad. Además, se identificaron hileras de ladrillos sin fijación adecuada y en algunos casos incompletas, lo que compromete la estabilidad de la estructura.

3.2.1.2.4 Caminos y senderos. Se han dispuesto senderos y caminos que facilitan el desplazamiento del personal y el transporte de insumos, así como la realización de actividades de mantenimiento y riego. Estas vías de acceso tienen un ancho de 0,67 m y están construidas en cemento. Además, incorporan un sistema de drenaje con recolectores de agua y rejilla en su parte central.

3.2.1.2.5 Sistema de riego y disponibilidad hídrica. El vivero cuenta con un sistema de riego por aspersión aérea, el cual es impulsado por una turbina y distribuido a lo largo de las eras de crecimiento. Actualmente, el sistema se encuentra en funcionamiento. El agua utilizada para el riego proviene de la planta de tratamiento del relleno sanitario del municipio de Málaga, Santander,

y se almacena en un tanque con capacidad de 10.000 (L). Esto garantiza un suministro constante para las actividades de riego y mantenimiento de las plántulas.

3.2.1.2.6 Área de almacén. El cuarto de herramientas tiene un área de 19,38 m² y está construido en adobe con techo de tejas de Eternit. Este espacio alberga los fertilizantes e insecticidas (Tabla 1) y los equipos y materiales necesarios para la producción de plántulas

Tabla 2). Sin embargo, no cuenta con señalización adecuada y los insumos almacenados están vencidos. Además, se identificó la ausencia de overoles de trabajo para quienes manipulan productos químicos, la falta de herramientas esenciales para la producción de material vegetal y la inexistencia de baños para los trabajadores.

Tabla 1

Insumos agrícolas inventariados el 10 de agosto de 2024

Producto	Cantidad	Fecha fabricación	Fecha vencimiento	Vencido	Contenido
Anisagro	15	15/11/2018	15/11/2019	X	500 gr
Bassar	8	13/11/2018	13/05/2019	X	500 gr
Biol	31	28/12/2019	28/11/2020	X	1 galón
Extracto de Neem	34	17/11/2018	17/11/2020	X	1 L
Fertifoliar	34	1/12/2018	1/12/2020	X	1 L
Fitioprim	35	9/11/2018	9/09/2019	X	500 gr
Glifosol	1	1/02/2019	1/02/2021	X	1 L
Humiplant	32	14/12/2018	14/12/2020	X	1 L
Safetomyces	1	18/11/2018	28/09/2019	X	500 gr
Timorex Gold	33	1/08/2018	1/08/2020	X	1 L

Tabla 2

Herramientas menores inventariadas el 10 de agosto de 2024

Herramientas	Cantidad
Botas caucho	2
Canastillas	5
Carretillas	2
Cascos amarillos de seguridad	2

Careta de seguridad	1
Cernidora	2
Escritorio	1
Fumigadora a motor 25 L	1
Fumigadoras 20 L	2
Germinadores de madera	3
Guadaña	1
Macheta	2
Mocho	1
Pala	1
Regadora 8lt	2
Sillas	2

3.2.1.2.7 Almacenamiento de sustrato. Actualmente, el sustrato es almacenado dentro del área de producción sin contar con un espacio específico para su preparación, almacenamiento y embolsado. Esta situación puede afectar la calidad del sustrato, alterando su pH y favoreciendo la proliferación de patógenos. Además, la ubicación de este almacenamiento interfiere con la circulación del personal dentro del vivero.

3.2.2 Actividades realizadas

Durante la práctica empresarial en el vivero municipal de Málaga, se llevaron a cabo diversas actividades para mejorar las condiciones del vivero y optimizar la producción de plántulas antes de iniciar el diseño experimental.

El primer paso fue organizar la bodega de insumos agrícolas (Apéndice A), asegurando que los materiales estuvieran bien almacenados y accesibles. Luego, se implementó un control manual diario de malezas en las bolsas con plántulas (Apéndice B), reduciendo la competencia por nutrientes y favoreciendo un crecimiento saludable.

Para mejorar las áreas de propagación, se realizaron labores de limpieza en las eras de crecimiento (Apéndice C) y posteriormente se reorganizaron (Apéndice D) para optimizar el

espacio disponible. También se llevó a cabo la limpieza y mantenimiento del sistema de riego (Apéndice E), garantizando un suministro eficiente de agua para las plantas.

Otro aspecto clave fue la preparación del sustrato (Apéndice F), que incluyó la limpieza y mezcla de materiales adecuados para el desarrollo de las plántulas. A esto se sumó el desembolsado de tierra (Apéndice G), un proceso fundamental para el adecuado manejo del sustrato. Además, se realizó la limpieza de alcantarillas (Apéndice H) para evitar acumulación de residuos y posibles problemas de drenaje.

En la fase de producción de material vegetal, se aplicaron tratamientos pregerminativos a las semillas antes de su siembra en bandejas y canastillas (Apéndice I), lo que facilitó el proceso de germinación (Apéndice J). Para evaluar el desarrollo de las plántulas, se llevaron a cabo mediciones de variables de crecimiento (Apéndice K), permitiendo un monitoreo detallado.

En lo que respecta a la propagación por esquejes, se inició con la selección y corte de los mismos (Apéndice L), seguido de la aplicación de sábila como bioestimulante natural para favorecer el enraizamiento (Apéndice M). Finalmente, se realizó el embolsado y siembra de los esquejes (Apéndice N), asegurando que contaran con las condiciones adecuadas para su establecimiento y crecimiento.

3.2.3 Necesidades del vivero

Para mejorar el funcionamiento del vivero y garantizar su operatividad eficiente, se identificaron las siguientes necesidades prioritarias:

- Contar con personal capacitado para el manejo del vivero, ya que su mantenimiento debe realizarse diariamente.
- Implementar un sistema de control de inventario para los insumos del vivero para garantizar su adecuado uso y control de vencimientos.

- Señalizar todas las áreas del vivero, incluyendo rutas de acceso y un punto de encuentro para emergencias.
- Mejorar las condiciones de acceso al vivero para facilitar el ingreso de personal y materiales.
- Realizar mantenimiento periódico en la periferia del vivero y en su infraestructura.
- Adecuar y habilitar un área específica para la rustificación de plántulas.
- Realizar mantenimiento o cambio de los aspersores del sistema de riego.
- Verificar y señalar la instalación eléctrica, asegurando que los puntos de corriente estén correctamente identificados.
- Proveer equipos de seguridad para los trabajadores que realizan labores de mantenimiento y manipulación de químicos.
- Mantener un suministro constante de tierra y sustrato para el llenado de bolsas.
- Ampliar las canaletas perimetrales, ya que su capacidad de drenaje es insuficiente en períodos de lluvia, lo que puede generar problemas fitosanitarios.
- Realizar limpiezas quincenales en el área del invernadero para evitar la acumulación de lama en el suelo, la cual genera malos olores, fomenta el desarrollo de patógenos y representa un riesgo de accidentes para los trabajadores.
- Gestionar convenios con entidades públicas y privadas para la donación de insumos, materiales y herramientas, con el fin de fortalecer la infraestructura y mejorar la operatividad del vivero.
- Construir plataformas de material de obra para la germinación de semillas, garantizando que su capacidad de almacenamiento y producción sea proporcional a la cantidad de plántulas en las eras de crecimiento y desarrollo.

3.2.4 Caracterización y manejo de especies nativas

3.2.4.1 Aliso (*Alnus acuminata*)

3.2.4.1.1 Condiciones de adaptación. El aliso es una especie forestal que crece entre 1700 y 3500 m s. n. m., en climas con temperaturas promedio de 14°C y precipitaciones anuales entre 750 y 3000 mm. Tolera heladas breves y requiere exposición total a la luz solar para su adecuado desarrollo (World Agroforestry Centre, 2021). Prefiere suelos profundos y bien drenados, con textura limosa, limo-arenosa, franca o franco-arenosa, ricos en materia orgánica y de origen aluvial o volcánico. Se adapta a suelos ácidos con pH entre 4,5 y 6,0 y puede crecer en terrenos arenosos o pedregosos, siempre que haya suficiente humedad. Sin embargo, su desarrollo se ve afectado por malezas y sequía, razón por la cual suele encontrarse en laderas húmedas, cerca de quebradas y caminos de montaña. No tolera suelos pantanosos (González et al., 2021).

3.2.4.1.2 Manejo de la semilla. Las semillas de aliso son de tipo ortodoxo, pero pierden viabilidad rápidamente. Se recomienda almacenarlas en recipientes herméticos a temperaturas de 3 a 5°C, con una humedad inferior al 10%, por un periodo máximo de tres meses. Lo ideal es sembrarlas inmediatamente después de la recolección. Para mejorar la germinación, se sugiere remojarlas en agua durante 12 hr antes de la siembra. La germinación ocurre entre los 16 y 45 días, obteniendo un promedio de 50.000 plántulas viables por kilogramo de semilla fresca (López & Ramírez, 2020).

3.2.4.1.3 Producción en vivero. La siembra debe realizarse lo más pronto posible, evitando la exposición prolongada al sol o la humedad. Para la germinación en pequeñas cantidades, se recomienda el uso de turba, mientras que en siembras a mayor escala se sugiere una mezcla de una parte de tierra por tres de arena. No se deben emplear fertilizantes ni materia orgánica en esta fase. La semilla debe sembrarse superficialmente, evitando su exposición al aire (Martínez et al., 2022).

3.2.4.1.4 Riego. Durante la germinación, se debe mantener una humedad constante en el sustrato sin encharcamiento. Se recomienda el uso de aspersión fina para evitar que el agua desplace las semillas. En algunos casos, las semillas pueden sembrarse en eras sin cubrirlas con tierra, utilizando polisombra doble a 15 o 20 cm de altura, permitiendo aplicar riego por encima de la cobertura. Esta se retira una vez que las semillas han germinado (Pérez & Velasco, 2023).

3.2.4.1.5 Trasplante. El trasplante se realiza cuando las plántulas alcanzan entre 2 y 8 cm de altura. Se recomienda utilizar sustrato con alta retención de humedad, compuesto por una parte de tierra y dos de arena de río. Se extraen cuidadosamente las plántulas, protegiendo las raíces del aire y el sol, y pueden sumergirse temporalmente en agua fresca. En el momento del trasplante, se recomienda aplicar micorrizas en la raíz (5 a 10 g por bolsa) para mejorar su desarrollo (Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica, 2023).

El trasplante debe realizarse bajo sombra durante dos semanas, para luego exponer gradualmente las plantas a la luz. Se requiere riego diario, preferiblemente en la mañana o en la tarde. La etapa de crecimiento en vivero finaliza cuando las plántulas alcanzan entre 12 y 25 cm de altura, momento en el que están listas para ser llevadas al campo (González et al., 2021).

3.2.4.2 Guayacán de Manizales (*Lafoensia speciosa*)

3.2.4.2.1 Condiciones de adaptación. El guayacán de manizales es una especie forestal que se desarrolla en un rango altitudinal entre 1300 y 2900 m s. n. m., adaptándose a climas con temperaturas promedio de 12 a 24°C y precipitaciones anuales entre 500 y 2000 mm. Es una especie exigente en luz, por lo que requiere exposición solar total para su óptimo crecimiento. Tiene alta resistencia a temperaturas elevadas, sin embargo, en estado juvenil no tolera heladas y en periodos de sequía puede perder sus hojas. Su crecimiento es óptimo en suelos ácidos, fértiles,

bien drenados y con alta humedad, siendo estos factores determinantes en su establecimiento (Torres & Ramírez, 2021).

3.2.4.2.2 Manejo de la semilla. Las semillas de guayacán de Manizales son de tipo ortodoxo, por lo que pueden conservarse a 4°C, manteniendo una humedad entre 6 y 8%. Este manejo permite preservar su viabilidad por más tiempo. Se recomienda remojar las semillas en agua durante 24 hr para mejorar su capacidad de absorción de humedad y optimizar la germinación. La germinación inicia aproximadamente a los 10 días y se completa entre 21 y 25 días. Se pueden obtener alrededor de 1800 plántulas viables por kilogramo de semilla (Fernández et al., 2022).

3.2.4.2.3 Producción en vivero. Para evitar la pérdida de viabilidad, se recomienda sembrar la semilla inmediatamente después de su recolección. Se debe aplicar el tratamiento pregerminativo obligatorio de remojo previo. En pequeñas cantidades, se recomienda el uso de turba para evitar la necesidad de desinfección. Para producciones a mayor escala, se utiliza una mezcla de una parte de tierra por tres de arena (Garden Green, 2021).

3.2.4.2.4 Desinfección del sustrato. Se puede realizar con formol al 20% (1 L/m²) o con Basamid (50 g por m²), cubriendo el sustrato con plástico por cuatro días y luego removiéndolo durante tres días más hasta eliminar los residuos del químico. La profundidad del sustrato no debe superar los 15 cm. La siembra debe hacerse de manera superficial, evitando que la semilla quede expuesta al aire o sea removida por el riego (Gómez et al., 2023).

3.2.4.2.5 Riego. Mantener el sustrato húmedo de manera constante sin exceso de agua. Se recomienda utilizar aspersion fina o nebulización para evitar la alteración de las semillas en el sustrato. Para prevenir problemas fitosanitarios por exceso de humedad, se recomienda cubrir los germinadores con plástico traslúcido a 80 cm de altura, ya que la polisombra permite el paso del agua de lluvia y no es efectiva. Para optimizar la germinación, se recomienda cubrir las eras de

germinación con lonas de polipropileno verde utilizadas en construcción. Esta lona se coloca inmediatamente después de la siembra y se retira al inicio de la germinación. El riego puede aplicarse sobre la lona, manteniendo condiciones óptimas de humedad sin afectar la estructura del sustrato (Martínez & Pérez, 2020).

3.2.4.2.6 *Trasplante.* El trasplante se realiza cuando las plántulas alcanzan entre 2 y 8 cm de altura, utilizando un sustrato de 80% tierra fértil y 20% cascarilla de arroz para mejorar la aireación y evitar la compactación. Las plántulas deben extraerse con cuidado, evitando la exposición de sus raíces al aire y al sol, y pueden sumergirse brevemente en agua fresca antes de ser trasplantadas. Para la siembra en bolsa, se realiza un hoyo en sustrato húmedo, colocando la plántula con la raíz extendida y recta. Se recomienda aplicar micorrizas (5 a 10 g por bolsa) para favorecer su desarrollo. El trasplante debe hacerse bajo malla sombra del 65%, manteniéndolas en estas condiciones por dos semanas, antes de exponerlas gradualmente al sol. Se requiere riego diario, preferiblemente en la mañana o al final de la tarde. Las plántulas estarán listas para su traslado al campo cuando alcancen entre 12 y 25 cm de altura (Gómez et al., 2023).

3.2.4.3 Fresno (*Tecoma stans*)

3.2.4.3.1 *Condiciones de adaptación.* El fresno es una especie que crece entre los 0 y 2500 m s. n. m., en climas cálidos con temperaturas entre 18 y 30°C y precipitaciones anuales de 500 a 2500 mm. Se adapta a suelos bien drenados con textura franca o franco-arenosa y pH entre 5,5 y 7,5. Es resistente a la sequía y prefiere exposición total al sol, aunque en estado juvenil puede ser vulnerable a heladas (Mendoza & Rojas, 2021).

3.2.4.3.2 *Manejo de la semilla.* Las semillas son de tipo ortodoxo y pueden almacenarse a 4°C con una humedad del 6 al 10%. Se recomienda remojo en agua por 24 hr para mejorar la

germinación, la cual ocurre entre los 10 y 20 días. Se pueden obtener aproximadamente 2500 plántulas viables por kilogramo de semilla (Gómez et al., 2022).

3.2.4.3.3 Producción en vivero. Para la siembra, se recomienda utilizar turba o una mezcla de una parte de tierra y tres de arena. No se deben emplear fertilizantes en esta etapa. La siembra debe realizarse superficialmente, evitando que las semillas queden expuestas al aire o sean removidas por el riego (Martínez et al., 2023).

3.2.4.3.4 Riego. El sustrato debe mantenerse húmedo, pero sin encharcamiento. Se recomienda aspersión fina para evitar el desplazamiento de las semillas. Para proteger las plántulas, se pueden cubrir con plástico traslúcido a 80 cm de altura, lo que ayuda a evitar el exceso de humedad por lluvias (Mendoza & Rojas, 2021).

3.2.4.3.5 Trasplante. Las plántulas deben trasplantarse cuando alcanzan entre 2 y 8 cm. Se recomienda un sustrato compuesto por 80% tierra fértil y 20% cascarilla de arroz. Durante el trasplante, se debe proteger la raíz del contacto con el aire y se puede aplicar micorrizas (5 a 10 g por bolsa). Las plántulas deben permanecer bajo malla sombra (65%) durante dos semanas, para luego exponerse progresivamente al sol. Se recomienda riego diario y trasladar las plántulas al campo cuando alcancen 12 a 25 cm de altura (Gómez et al., 2022).

3.2.5 Propagación vegetativa por esquejes

La propagación vegetativa es una técnica utilizada en viveros para obtener nuevas plantas a partir de fragmentos de tallos, hojas o raíces, sin necesidad de semillas. Esta técnica garantiza que las nuevas plantas sean genéticamente idénticas a la planta madre, permitiendo conservar sus características y acelerar su crecimiento en comparación con la propagación por semillas (López et al., 2021). Para este estudio, se trabajó con dos especies propagadas mediante esquejes: liberal

y duranta. A continuación, se describen las condiciones óptimas para su propagación y manejo en vivero.

3.2.5.1 Árbol liberal (*Euphorbia cotinifolia*)

3.2.5.1.1 Condiciones de adaptación. El liberal es una especie ornamental utilizada en paisajismo por su característico follaje rojizo. Se adapta a altitudes entre 0 y 2000 m s. n. m., en climas cálidos con temperaturas entre 18 y 30°C y precipitaciones anuales de 800 a 2500 mm. Tolera la sequía una vez establecido, pero requiere suelos bien drenados, con textura franca o franco-arenosa y un pH entre 5,5 y 7,0. Su crecimiento es óptimo con exposición solar total (Martínez & Ramírez, 2022).

3.2.5.1.2 Manejo de los esquejes. Se seleccionaron ramas semileñosas de 20 a 30 cm de longitud y entre 0,5 y 1,0 cm de grosor. Se eliminaron las hojas inferiores para reducir la transpiración y evitar el estrés hídrico. Se aplicó gel de sábila en la base del esqueje para estimular el desarrollo radicular de forma natural. Se dejaron reposar en un área sombreada durante 10 a 15 minutos antes de la siembra (Pérez et al., 2023).

3.2.5.1.3 Enraizamiento y condiciones de propagación. Los esquejes fueron sembrados en bolsas plásticas con sustrato compuesto por 60% arena y 40% tierra negra, lo que proporcionó un equilibrio adecuado entre aireación y retención de humedad. Se midió con higrómetro una humedad relativa entre 70 y 80%, con riegos diarios en la mañana y en la tarde. Se ubicaron bajo malla sombra del 50% protegiéndolos del sol directo durante las primeras semanas. El enraizamiento comenzó a observarse a partir de los 20 días, con una tasa de éxito entre 60 y 80%, dependiendo del estado del material vegetal y las condiciones ambientales. Luego de 30 a 40 días, los esquejes con raíces bien desarrolladas fueron trasladados a un área de crecimiento en el vivero para su fortalecimiento.

3.2.5.2 *Duranta (Duranta variegada)*

3.2.5.2.1 *Condiciones de adaptación.* La *duranta* es una especie ornamental utilizada en cercos vivos y jardinería. Se adapta a altitudes entre 0 y 2500 m s. n. m., con temperaturas entre 20 y 32°C y precipitaciones de 1000 a 3000 mm anuales. Se desarrolla en suelos franco-arenosos o arcillosos, con buen drenaje y un pH entre 5,5 y 7,5. Prefiere exposición solar total, aunque tolera sombra parcial en su fase inicial (Fernández & López, 2021).

3.2.5.2.2 *Manejo de los esquejes.* Se seleccionaron esquejes semileñosos de 15 a 25 cm de longitud y 0,5 cm de diámetro, provenientes de plantas vigorosas. Se eliminaron las hojas inferiores y se conservaron 2 a 4 hojas superiores para facilitar la fotosíntesis. Se aplicó gel de sábila en la base del esqueje para favorecer el enraizamiento. Se dejaron reposar en un área sombreada durante 10 minutos antes de la siembra.

3.2.5.2.3 *Enraizamiento y condiciones de propagación.* Los esquejes se sembraron en bolsas plásticas con sustrato compuesto por 50% arena, 30% tierra negra y 20% cascarilla de arroz, proporcionando una buena aireación y drenaje. Se mantuvieron bajo malla sombra del 50%, con riego dos veces al día para conservar la humedad del sustrato. Los primeros signos de enraizamiento aparecieron a partir de los 15 días, con una tasa de éxito entre 70% y 85%. Luego de 35 días, los esquejes con raíces bien desarrolladas fueron trasladados a un área de crecimiento, donde se expusieron progresivamente a la luz solar para su aclimatación antes de ser llevados al campo (Rojas et al., 2022).

3.2.6 *Diseño experimental*

El diseño experimental es fundamental para evaluar la germinación y propagación de las especies trabajadas en el vivero municipal. Se estableció un enfoque cuantitativo, basado en la

comparación de diferentes tratamientos aplicados a las semillas y esquejes, con el objetivo de identificar las condiciones óptimas para su establecimiento y crecimiento (Gómez et al., 2022).

3.2.6.1 Evaluación de la germinación de especies nativas. Para la propagación por semillas, se evaluaron las tres especies nativas. Se estableció un ensayo en el vivero, aplicando diferentes tratamientos pregerminativos y registrando variables clave como porcentaje de germinación, tiempo de emergencia y desarrollo inicial de plántulas.

3.2.6.1.1 Tratamientos pregerminativos aplicados. Cada especie fue sometida a dos tratamientos pregerminativos y un control sin tratamiento:

- T1 (Remojo en agua): Las semillas se dejaron en remojo durante 12 hr aliso y 24 fresco y guayacán de manizales para evaluar si la absorción de agua favorecía la germinación.
- T2 (Escarificación mecánica + Remojo en agua): Se lijaron suavemente las semillas con papel de lija fino y posteriormente se sumergieron en agua por el mismo periodo que en T1.
- T3 (Control sin tratamiento): Semillas sembradas sin ningún tratamiento previo.

3.2.6.1.2 Condiciones de siembra y evaluación. Para el sustrato se utilizó una mezcla de 50% tierra negra, 30% arena y 20% cascarilla de arroz, asegurando aireación y retención de humedad. Las semillas fueron colocadas en eras de germinación y cubiertas ligeramente con sustrato. El riego fue diario y manual con aspersion fina. Se monitoreó el porcentaje de germinación, el tiempo de emergencia y el vigor de las plántulas a lo largo de 45 días.

3.2.6.2 Evaluación de la propagación vegetativa por esquejes. Para la propagación asexual, se trabajó con el liberal y duranta, utilizando esquejes tratados con sábila (*Aloe vera*) como enraizante natural.

3.2.6.2.1 Factores evaluados. Se establecieron dos tratamientos para cada especie:

- T1 (Esquejes con aplicación de sábila)
- T2 (Esquejes sin tratamiento – control)

3.2.6.2.2 Condiciones de enraizamiento. Para el sustrato se utilizó una mezcla de 60% arena y 40% tierra negra para el árbol liberal, y 50% arena, 30% tierra negra y 20% cascarilla de arroz para la duranta. Los esquejes fueron plantados en bolsas plásticas, manteniéndose bajo malla sombra (50%) para evitar el estrés hídrico. Se realizó el riego manual dos veces al día mediante aspersión fina. Se registró el porcentaje de enraizamiento, número de raíces y crecimiento foliar durante 45 días.

3.2.7 Análisis de datos

Para evaluar el impacto de los tratamientos en la germinación y propagación de las especies estudiadas, se utilizaron herramientas de análisis estadístico tanto descriptivo como inferencial. Se calcularon promedios y porcentajes de germinación y enraizamiento para comprender mejor el comportamiento de cada especie y detectar patrones en su desarrollo dentro del vivero. Se aplicaron análisis de varianza (ANOVA) para identificar posibles diferencias significativas entre los tratamientos. Cuando estas diferencias fueron evidentes, se realizaron pruebas post hoc de Tukey y Dunn para determinar qué tratamientos tenían un efecto distinto sobre la germinación y el enraizamiento. Los datos obtenidos se organizaron en tablas y gráficos, permitiendo una interpretación más clara y una comparación visual entre los tratamientos evaluados. Estos análisis no solo facilitaron la comprensión de los resultados, sino que también brindaron información valiosa para mejorar las estrategias de producción de plántulas en el vivero (Mendoza et al., 2023). Todos los análisis estadísticos se desarrollaron en el software R Studio versión 4.3.2.

3.2.7.1 Análisis de la germinación. Para evaluar la germinación de las especies propagadas por semillas, aliso, fresno y guayacán de manizales, se midieron los siguientes parámetros:

3.2.7.1.1 Porcentaje de germinación (%G). Se determinó como la proporción entre el número de semillas que lograron germinar y el total de semillas sembradas, aplicando la siguiente fórmula:

$$\%G = \frac{N^{\circ} \text{ de semillas germinadas}}{N^{\circ} \text{ total de semillas sembradas}} \times 100$$

El registro de germinación se llevó a cabo diariamente hasta completar los 45 días posteriores a la siembra.

3.2.7.1.2 Tiempo promedio de emergencia (TPE). Este parámetro se calculó determinando el número de días requeridos para que al menos el 50% de las semillas germinaran en cada tratamiento, proporcionando una medida de la velocidad de emergencia de las plántulas.

3.2.7.1.3 Índice de velocidad de germinación (IVG). Para evaluar la rapidez con la que ocurrió la germinación, se utilizó la fórmula de Maguire (1962):

$$IVG = \sum \left(\frac{N_i}{D_i} \right)$$

Donde:

N_i : es el número de semillas germinadas en el día

D_i : es el número de días transcurridos desde la siembra hasta el momento de la germinación.

3.2.7.1.4 Vigor de plántulas. A los 45 días después de la siembra, se midieron la altura y el diámetro del tallo de las plántulas, permitiendo comparar el desarrollo obtenido en cada tratamiento y evaluar la calidad del crecimiento.

3.2.7.2 Análisis de la propagación vegetativa por esquejes. Para evaluar la propagación vegetativa de liberal y durante, se analizaron los siguientes parámetros:

3.2.7.2.1 Porcentaje de enraizamiento (%E). Se calculó la proporción entre el número de esquejes que lograron desarrollar raíces y el total de esquejes sembrados, aplicando la fórmula:

$$\%E = \frac{N^{\circ} \text{ de esquejes con raíces}}{N^{\circ} \text{ total de esquejes sembrados}} \times 100$$

El conteo se realizó a los 30 y 45 días posteriores a la siembra de los esquejes.

3.2.7.2.2 Cantidad de raíces por esqueje. Se contó el número de raíces desarrolladas en cada esqueje enraizado para comparar el crecimiento radicular entre los tratamientos.

3.2.7.2.3 Tamaño de la raíz más larga. Se midió en centímetros la raíz de mayor longitud en cada esqueje, permitiendo evaluar el desarrollo del sistema radicular en cada tratamiento.

3.2.7.2.4 Supervivencia de esquejes. Se determinó el porcentaje de esquejes que lograron sobrevivir hasta los 45 días de evaluación, permitiendo identificar qué tratamiento garantizó una mayor estabilidad y éxito en el proceso de enraizamiento.

4 Resultados

4.1 Germinación de especies nativas

La germinación de las especies evaluadas presentó diferencias significativas ($p < 0,05$), lo que indica variaciones en su capacidad de establecimiento inicial. Para comprender mejor estos patrones, se realizó un análisis de varianza (ANOVA) con el fin de evaluar cómo los tratamientos pregerminativos influyeron en el porcentaje de germinación, el tiempo promedio de emergencia (TPE) y el índice de velocidad de germinación (IVG). Además, se midió el crecimiento en altura y el diámetro del tallo de las plántulas a los 45 días.

Los resultados mostraron que los tratamientos pregerminativos favorecieron la germinación en fresno y aliso, destacándose el tratamiento con escarificación mecánica y remojo en agua (T2) como el más eficiente ($p < 0,05$). En contraste, en el guayacán de manizales no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p > 0,05$). Por otro lado, el T3 presentó los valores más bajos en la mayoría de los casos, lo que resalta la necesidad de implementar estrategias más efectivas para mejorar la germinación en vivero.

El tiempo de emergencia también presentó diferencias notables entre especies. El guayacán de manizales germinó más rápido que las demás especies, seguido por el aliso, mientras que el fresno tardó más días en completar el proceso ($p < 0,05$). De manera similar, el índice de velocidad de germinación (IVG) reflejó un comportamiento paralelo: el guayacán de manizales mostró una germinación rápida y uniforme, mientras que el fresno presentó el IVG más bajo, lo que indica un proceso más lento e irregular ($p < 0,05$).

Por otro lado, el crecimiento inicial de las plántulas, medido en términos de altura y diámetro del tallo, fue mayor en aquellas que recibieron tratamientos pregerminativos en comparación con las que no fueron tratadas ($p < 0,05$). Estos resultados confirman la importancia de aplicar técnicas adecuadas que favorezcan su desarrollo y fortalezcan su establecimiento en campo. En términos generales, el ANOVA confirmó diferencias significativas en el tiempo de emergencia y en el IVG ($p < 0,05$), evidenciando la necesidad de seleccionar cuidadosamente los tratamientos pregerminativos según la especie, con el objetivo de optimizar su propagación en vivero y mejorar su éxito en la restauración ecológica.

4.1.1 Porcentaje de germinación

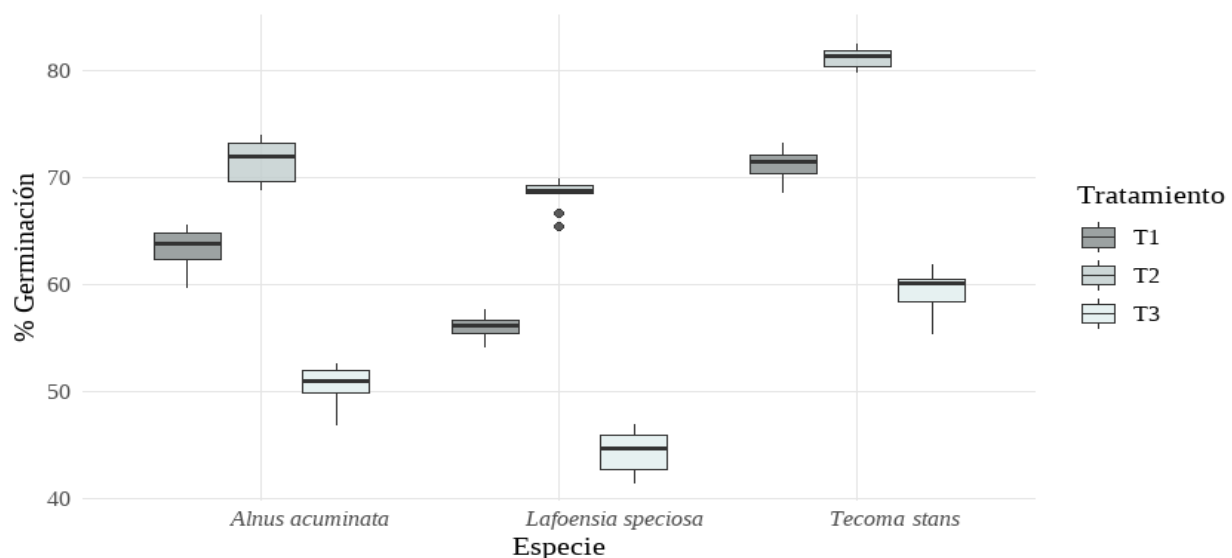
El éxito en la propagación de especies nativas en vivero depende en gran medida de su capacidad de germinación, la cual puede verse influenciada por los tratamientos pregerminativos

aplicados. En este estudio, se evaluó el comportamiento germinativo del aliso, guayacán de manizales y fresno bajo diferentes condiciones, con el fin de determinar qué tratamiento favorece una mayor respuesta. La (Figura 2) muestra los resultados obtenidos para esta variable. Para verificar la distribución de los datos, se realizó la prueba de Shapiro-Wilk, cuyos resultados ($W = 0,96436$; $p = 0,01436$) indicaron que no se cumplía el supuesto de normalidad. Por esta razón, se aplicó la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis, la cual mostró diferencias significativas entre los tratamientos ($\chi^2 = 60,196$; $df = 2$; $p < 0,001$), evidenciando que los métodos pregerminativos influyeron en la tasa de germinación.

Los resultados mostraron que el tratamiento T2 favoreció la mayor tasa de germinación en todas las especies evaluadas, lo que indica que la combinación de escarificación y absorción de agua mejora significativamente la respuesta germinativa. En contraste, el T3 presentó los valores más bajos en cada una de las especies, sugiriendo que la ausencia de un método pregerminativo reduce la eficiencia del proceso de germinación.

Figura 2

Porcentaje de germinación



4.1.1.1 Prueba de Dunn para la germinación. Para determinar qué tratamientos diferían entre sí, se realizó la prueba de Dunn, cuyos resultados se presentan en la (Tabla 3). Se encontró que, en todas las especies evaluadas, el tratamiento T2 mostró una germinación significativamente mayor en comparación con T1 ($p = 0,033$) y con T3 ($p < 0,001$).

La diferencia entre T1 y T3 también fue significativa ($p = 0,033$), indicando que el remojo en agua mejora la germinación en relación con la ausencia de tratamiento, aunque en menor medida que la escarificación.

Tabla 3

Prueba de Dunn para la germinación

Especie	Comparación	P
<i>Tecoma stans</i>	T1 - T2	0,033255499
<i>Tecoma stans</i>	T1 - T3	0,033255499
<i>Tecoma stans</i>	T2 - T3	1,13227E-06
<i>Alnus acuminata</i>	T1 - T2	0,033255499
<i>Alnus acuminata</i>	T1 - T3	0,033255499
<i>Alnus acuminata</i>	T2 - T3	1,13227E-06
<i>Lafoensia speciosa</i>	T1 - T2	0,033255499
<i>Lafoensia speciosa</i>	T1 - T3	0,033255499
<i>Lafoensia speciosa</i>	T2 - T3	1,13227E-06

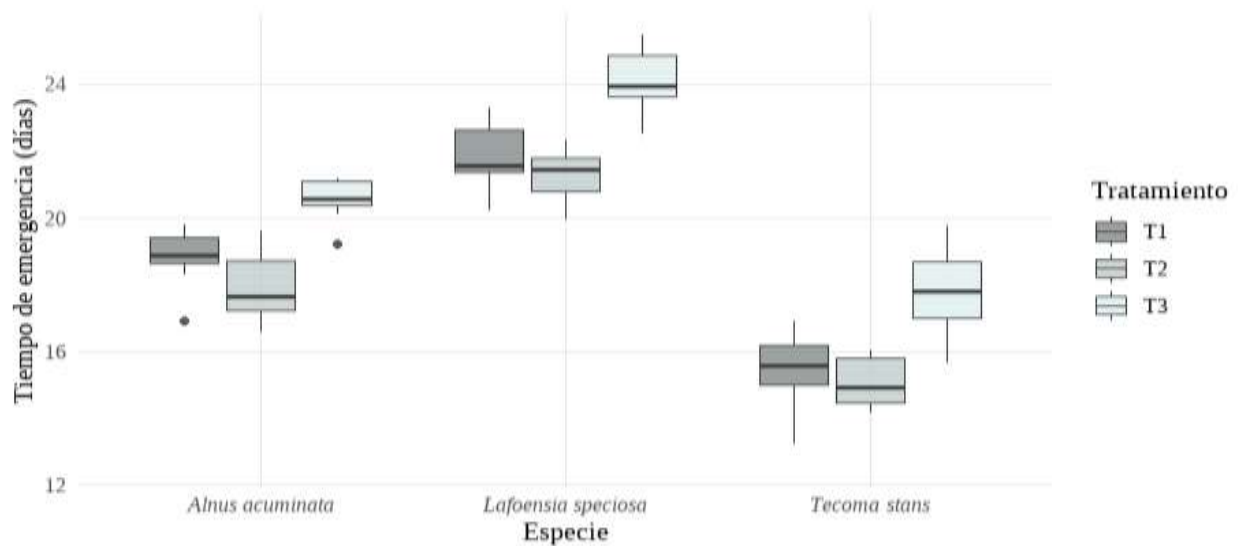
4.1.2 Tiempo promedio de emergencia (TPE)

El tiempo de emergencia es un indicador clave para evaluar la rapidez con la que una especie inicia su desarrollo luego de la siembra. Este parámetro puede verse influenciado por las condiciones ambientales y los tratamientos pregerminativos aplicados. En este estudio, se analizaron las diferencias en el tiempo de emergencia del aliso, guayacán de manizales y fresno bajo distintos tratamientos, cuyos resultados se presentan en la (Figura 3).

Para evaluar la normalidad de los datos, se aplicó la prueba de Shapiro-Wilk ($W = 0,99076$; $p = 0,7852$), la cual confirmó que los datos seguían una distribución normal. Por lo tanto, se realizó un ANOVA, que reveló diferencias altamente significativas entre los tratamientos ($F = 73,74$; $p < 0,001$). Los resultados reflejan que el tratamiento T2 ayudó a que las semillas germinaran en menos tiempo en comparación con T3 en todas las especies evaluadas. La combinación de escarificación mecánica y remojo en agua acelera el proceso de emergencia. En el caso del aliso y el fresno, los tiempos de emergencia con T1 y T2 fueron bastante similares, lo que indica que el remojo por sí solo también puede ser una estrategia efectiva. Sin embargo, en el guayacán de manizales, T2 logró reducir aún más el tiempo de emergencia en comparación con los otros tratamientos. Por otro lado, T3 fue el tratamiento con los tiempos más largos, lo que resalta la importancia de aplicar métodos pregerminativos para optimizar la producción de plántulas en vivero.

Figura 3

Tiempo de emergencia



4.1.2.1 Prueba de Tukey para el tiempo promedio de emergencia. Como el ANOVA mostró diferencias significativas entre los tratamientos ($F = 73,74$; $p < 0,001$), se aplicó la prueba

de comparaciones múltiples de Tukey para identificar cuáles grupos presentaban diferencias significativas.

Los resultados (Tabla 4) muestran que, en guayacán de manizales, aliso y fresno, el tratamiento T3 presentó diferencias altamente significativas con respecto a T1 y T2 en todas las especies evaluadas ($p < 0,001$). Esto indica que la aplicación de tratamientos pregerminativos influyó positivamente en la germinación. En cuanto a la comparación entre T2 y T1, no se encontraron diferencias significativas en guayacán de manizales ($p = 0,3059$) ni en fresno ($p = 0,6292$), lo que sugiere que ambos tratamientos tuvieron un efecto similar en estas especies. Sin embargo, en aliso, aunque la diferencia entre T2 y T1 no fue significativa ($p = 0,0705$), el valor estuvo cerca del umbral de significancia, lo que podría indicar una ligera ventaja del tratamiento T2.

Tabla 4

Prueba de Tukey para el TPE

Especie	Comparación	P
<i>Tecoma stans</i>	T2-T1	0,629204939
<i>Tecoma stans</i>	T3-T1	9,09E-05
<i>Tecoma stans</i>	T3-T2	7,77E-06
<i>Alnus acuminata</i>	T2-T1	0,070518039
<i>Alnus acuminata</i>	T3-T1	0,00019885
<i>Alnus acuminata</i>	T3-T2	4,56E-07
<i>Lafoensia speciosa</i>	T2-T1	0,305930982
<i>Lafoensia speciosa</i>	T3-T1	2,03E-05
<i>Lafoensia speciosa</i>	T3-T2	4,11E-07

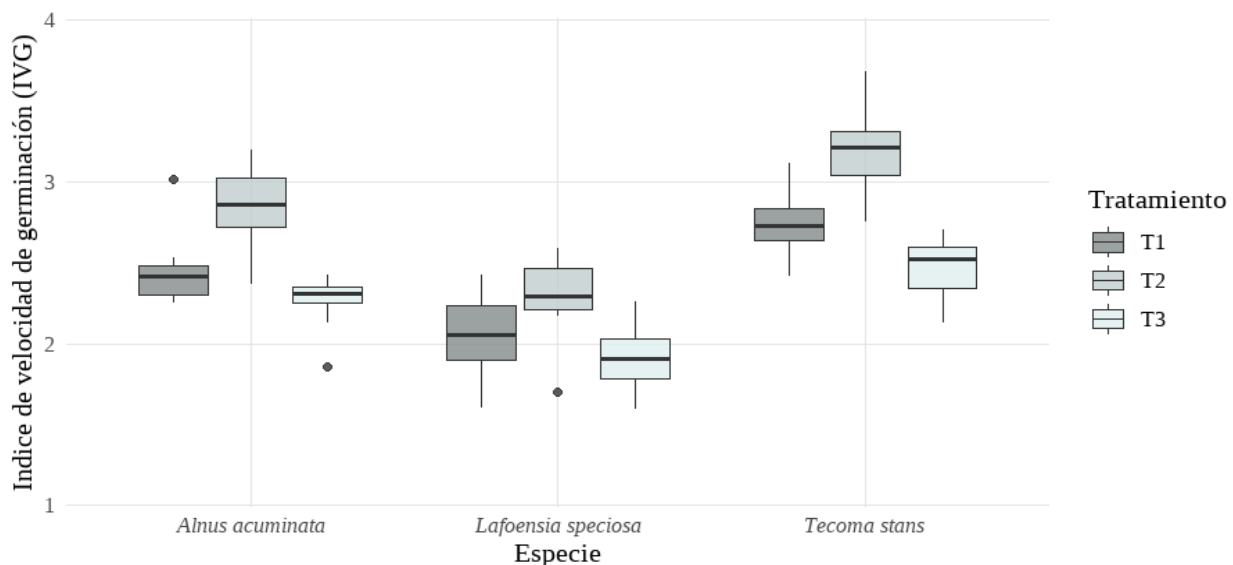
4.1.3 Índice de velocidad de germinación (IVG)

El índice de velocidad de germinación (IVG) es un indicador para evaluar la eficiencia en la germinación de las semillas. En la (Figura 4) se muestra la variación del IVG entre las especies y los tratamientos aplicados.

La prueba de normalidad de Shapiro-Wilk para el Índice de Velocidad de Germinación (IVG) mostró que los datos siguen una distribución normal ($W = 0,98671$; $p = 0,4954$), lo que valida el uso del ANOVA. El análisis de varianza indicó diferencias significativas entre los tratamientos ($F = 45,78$; $p = 3,22e-14$), evidenciando que al menos uno de ellos influyó significativamente en el IVG. Para identificar qué tratamientos difieren entre sí, se aplicó la prueba de comparaciones múltiples de Tukey.

Figura 4

Índice de velocidad de germinación



4.1.3.1 Prueba de Tukey para el Índice de Velocidad de Germinación (IVG). Para identificar diferencias significativas en el IVG entre tratamientos dentro de cada especie, se realizó la prueba de comparaciones múltiples de Tukey.

El tratamiento T2 fue el más efectivo en fresno, con diferencias significativas respecto a T1 y T3 ($p < 0,05$). En aliso, T2 también se destacó, mostrando una mejora significativa en comparación con T1 ($p = 0,0009$), mientras que T3 no mostró diferencias con T1 ($p = 0,15$). Sin embargo, T3 sí fue significativamente diferente de T2 ($p < 0,001$), lo que confirma que T2 fue el

tratamiento más efectivo en esta especie. En guayacán de manizales, T2 resultó ser mejor que T3 ($p = 0,0058$), pero no se encontraron diferencias significativas con T1, lo que indica que ambos podrían ser opciones viables para la propagación de esta especie.

En la (Tabla 5), se presentan los valores p obtenidos en las comparaciones entre tratamientos para cada especie:

Tabla 5

Prueba de Tukey para el IVG

Espece	Comparación	P
<i>Tecoma stans</i>	T2-T1	0,000253539
<i>Tecoma stans</i>	T3-T1	0,028429473
<i>Tecoma stans</i>	T3-T2	2,00852E-07
<i>Alnus acuminata</i>	T2-T1	0,000900417
<i>Alnus acuminata</i>	T3-T1	0,150012622
<i>Alnus acuminata</i>	T3-T2	5,37906E-06
<i>Lafoensia speciosa</i>	T2-T1	0,08344957
<i>Lafoensia speciosa</i>	T3-T1	0,485296137
<i>Lafoensia speciosa</i>	T3-T2	0,005847543

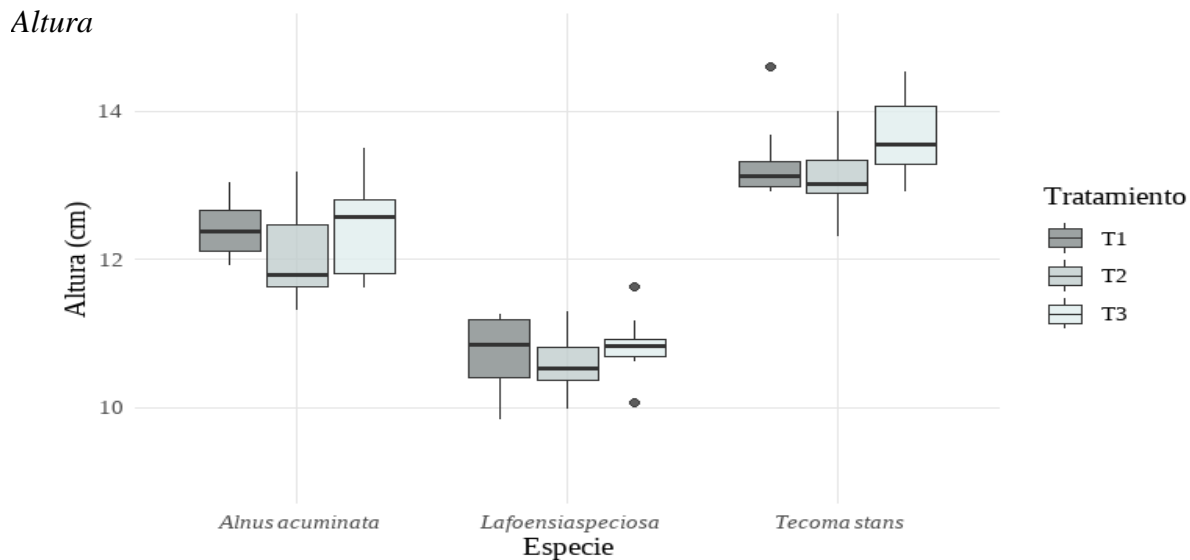
4.1.4 Vigor de plántulas

A los 45 días después de la siembra, se midió la altura y el diámetro del tallo de las plántulas para comparar el desarrollo obtenido y evaluar la calidad del crecimiento.

4.1.4.1 Altura. El crecimiento en altura es un indicador del desempeño de las plántulas bajo diferentes condiciones. La (Figura 5) presenta la variación en altura de las especies evaluadas en función de los tratamientos aplicados. El análisis de varianza indicó diferencias significativas en la altura de las plántulas entre los tratamientos ($F = 4,48$; $p = 0,0141$). La prueba de normalidad de Shapiro-Wilk ($W = 0,97733$; $p = 0,1172$) confirmó que los datos siguen una distribución normal, lo que valida el uso de ANOVA. Posteriormente, la prueba de comparaciones múltiples de tukey

permitió identificar qué tratamientos presentaban diferencias significativas en la altura de las plántulas.

Figura 5



4.1.4.1.1 Prueba de Tukey para altura. La prueba de tukey mostró que no hubo diferencias significativas en la altura de las plántulas entre los tratamientos en ninguna de las especies evaluadas (fresno, guayacán de manizales y aliso), ya que todos los valores de p fueron superiores a 0,05 (Tabla 6). Esto indica que los tratamientos pregerminativos no tuvieron un efecto determinante en el crecimiento en altura de las plántulas durante la fase de establecimiento en vivero.

Tabla 6

Prueba de Tukey para altura

Especie	Comparación	P
<i>Tecoma stans</i>	T2-T1	0,7060757
<i>Tecoma stans</i>	T3-T1	0,2834445
<i>Tecoma stans</i>	T3-T2	0,0654608
<i>Alnus acuminata</i>	T2-T1	0,3871056
<i>Alnus acuminata</i>	T3-T1	0,9834372

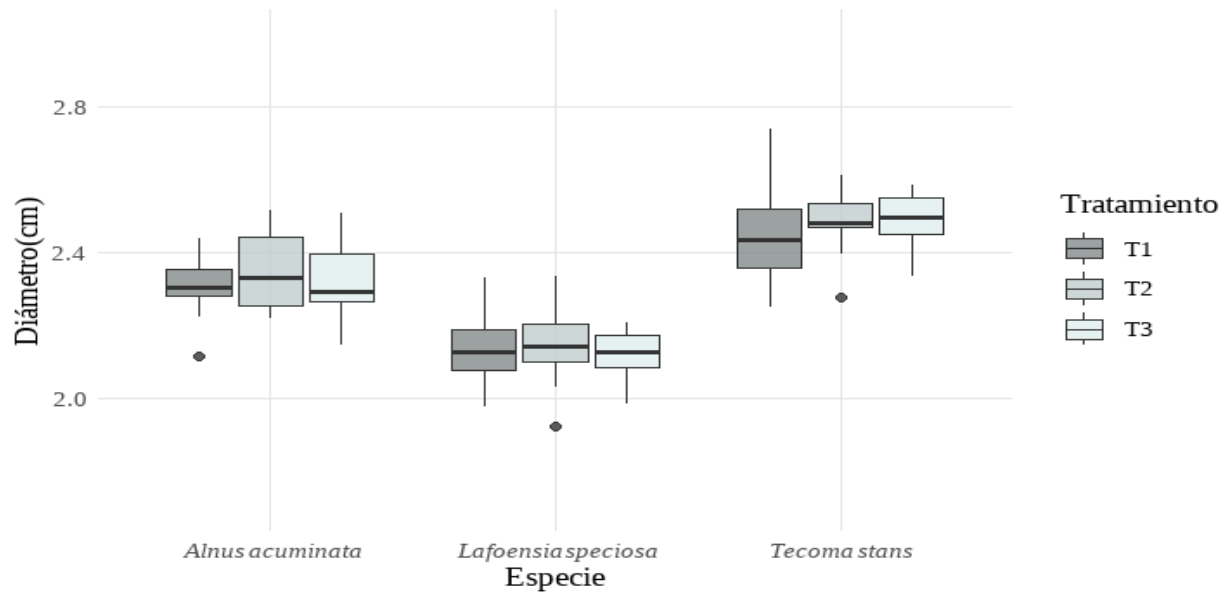
<i>Alnus acuminata</i>	T3-T2	0,3012843
<i>Lafoensia speciosa</i>	T2-T1	0,7941377
<i>Lafoensia speciosa</i>	T3-T1	0,8496743
<i>Lafoensia speciosa</i>	T3-T2	0,466242

4.1.4.2 Diámetro. El diámetro del tallo es un parámetro importante en la evaluación del vigor y estabilidad estructural de las plántulas. La (Figura 6) muestra la distribución del diámetro en las especies evaluadas según los tratamientos aplicados.

La prueba de Shapiro-Wilk ($W = 0,98915$, $p = 0,6685$) confirmó que los datos seguían una distribución normal, lo que permitió realizar un ANOVA. No obstante, los resultados no evidenciaron diferencias significativas entre los tratamientos ($F = 0,307$, $gl = 2$, $p = 0,737$), lo que sugiere que los tratamientos pregerminativos no influyeron en el diámetro del tallo en las plántulas de aliso, guayacán de manizales y fresno.

Figura 6

Diámetro



4.2 Propagación vegetativa por esquejes

Se evaluaron el porcentaje de enraizamiento, el número de raíces por esqueje y la longitud promedio de raíces en liberal y durante.

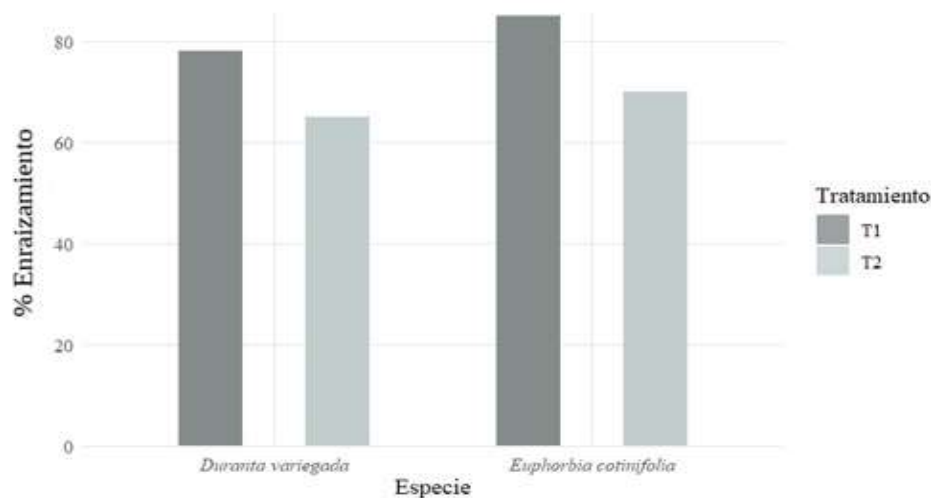
4.2.1 Porcentaje de enraizamiento por tratamiento

El porcentaje de enraizamiento permite evaluar la efectividad de los tratamientos aplicados. La (Figura 7) muestra la comparación entre liberal y durante bajo los tratamientos evaluados.

La prueba de Shapiro-Wilk ($W = 0,64112$, $p < 0,001$) indicó que los datos no seguían una distribución normal, por lo que se empleó la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis. Los resultados mostraron diferencias altamente significativas entre los tratamientos ($\chi^2 = 15,2$, $gl = 1$, $p < 0,001$), evidenciando que la aplicación del tratamiento T1 favoreció el enraizamiento de los esquejes de liberal y durante en comparación con el T2.

Figura 7

Porcentaje de enraizamiento



4.2.1.1 Prueba de Dunn para el porcentaje de enraizamiento. La prueba de Dunn se aplicó para comparar los tratamientos en el enraizamiento de los esquejes de liberal y durante. Los resultados indicaron diferencias significativas entre los tratamientos en ambas especies ($p =$

0,0027), confirmando que T1 promovió un mayor porcentaje de enraizamiento en comparación con T2 (Tabla 7).

Tabla 7

Prueba de Dunn para el porcentaje de enraizamiento

Especie	Comparación	P
<i>Euphorbia cotinifolia</i>	T1 - T2	0,0026998
<i>Duranta variegada</i>	T1 - T2	0,0026998

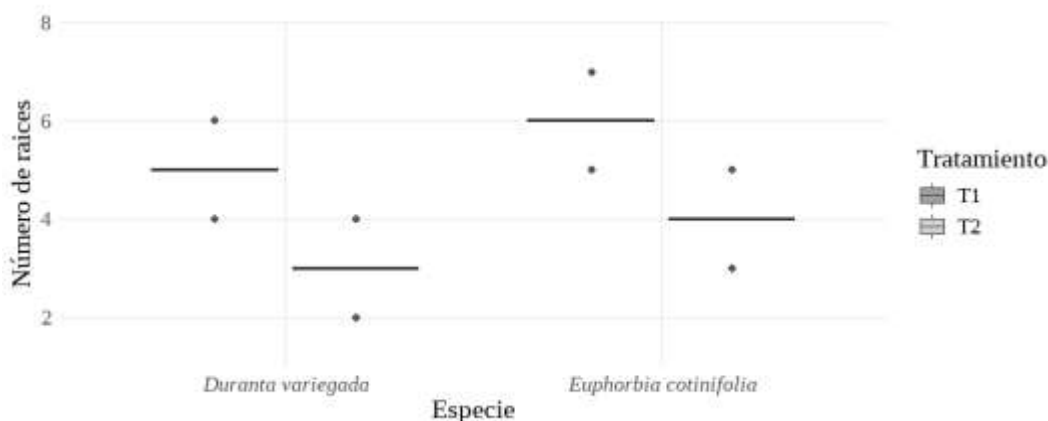
4.2.2 Número de raíces por esqueje

La cantidad de raíces desarrolladas influye directamente en el éxito del enraizamiento de los esquejes. En la (Figura 8) se presentan los valores obtenidos para durante y liberal en cada tratamiento.

El test de Shapiro-Wilk ($W = 0,79263$, $p = 0,00067$) evidenció que los datos no cumplen con el supuesto de normalidad. Por esta razón, se utilizó la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis, la cual mostró diferencias significativas entre los tratamientos ($\chi^2 = 12,12$, $gl = 1$, $p < 0,001$), indicando un efecto claro del tratamiento sobre la cantidad de raíces producidas.

Figura 8

Número de raíces



En liberal, el tratamiento con sábila T1 presentó un mayor número de raíces en comparación con el control T2. De manera similar, en durante, los esquejes tratados con sábila también mostraron una mayor cantidad de raíces en relación con el tratamiento sin aplicación.

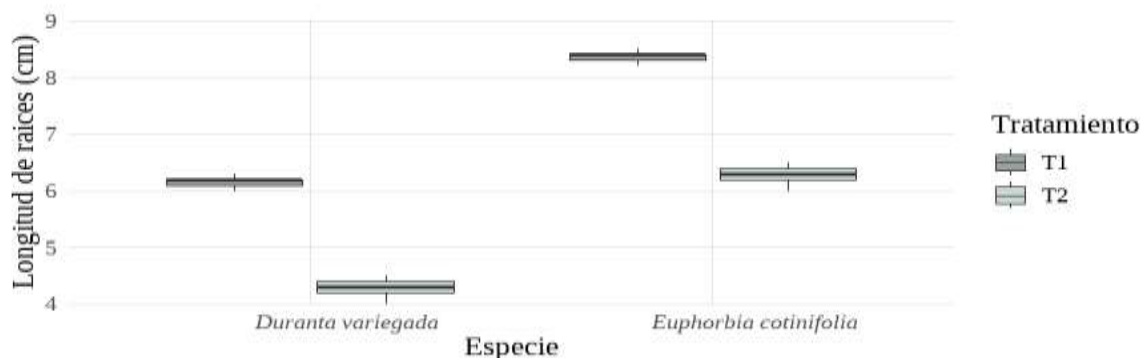
4.2.3 Longitud promedio de raíces

La extensión de las raíces refleja el vigor de los esquejes enraizados. En la (Figura 9) se presentan los valores obtenidos para durante y liberal bajo cada tratamiento.

El test de Shapiro-Wilk ($W = 0,97367$, $p = 0,8297$) confirmó que los datos seguían una distribución normal, lo que permitió aplicar un ANOVA. Este análisis mostró diferencias significativas entre los tratamientos ($F = 740,5$, $gl = 1$, $p < 0,001$), indicando que el tipo de tratamiento influyó de manera clara en la longitud de las raíces. Posteriormente, la prueba de Tukey reveló que los esquejes tratados con sábila T1 desarrollaron raíces mucho más largas que aquellos en el tratamiento control T2 en ambas especies ($p < 0,001$). En liberal, la sábila favoreció un crecimiento radicular más pronunciado, mientras que, en la durante, aunque la diferencia también fue notable, T1 permitió un mejor desarrollo de raíces en comparación con T2. Estos resultados resaltan el potencial de la sábila como un enraizante natural efectivo en la propagación vegetativa de estas especies.

Figura 9

Longitud de raíces



4.2.3.1 Prueba de Tukey para longitud de raíces. La prueba de Tukey se realizó para comparar los tratamientos en la longitud de raíces de liberal y durante. Los resultados mostraron diferencias altamente significativas en ambas especies ($p < 0,001$), evidenciando que el tratamiento con sábila T1 promovió un mayor desarrollo radicular en comparación con el control T2 (Tabla 8).

Tabla 8

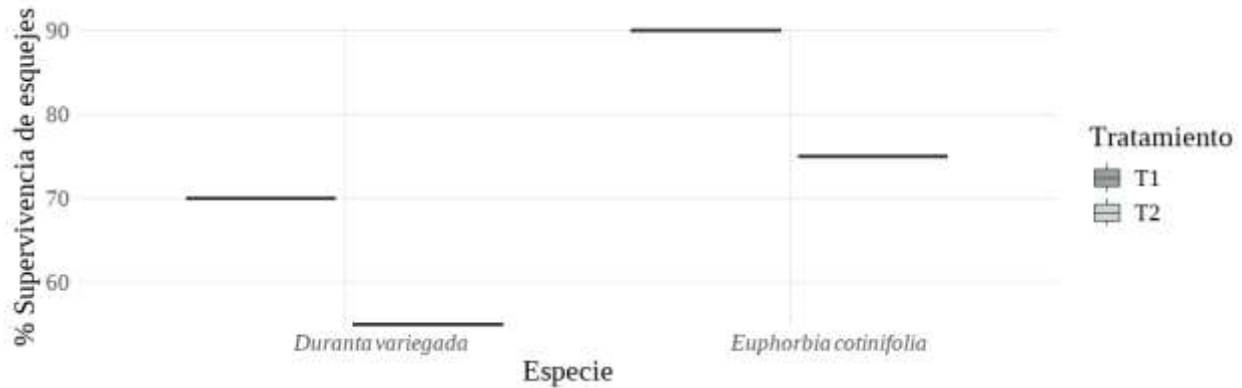
Prueba de Tukey para longitud de raíces

Especie	Comparación	P
<i>Euphorbia cotinifolia</i>	T2-T1	2,454E-08
<i>Duranta variegada</i>	T2-T1	5,924E-08

4.2.4 Supervivencia de esquejes

La viabilidad de los esquejes varió entre especies y tratamientos. En la (Figura 10) se presentan los valores obtenidos para durante y liberal bajo cada condición. El test de Shapiro-Wilk ($W = 0,61071$, $p = 0,00000381$) indicó que los datos no siguen una distribución normal, por lo que se utilizó la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis, la cual reveló diferencias significativas entre tratamientos ($\chi^2 = 3,80$, $gl = 1$, $p = 0,0413$).

Los esquejes tratados con sábila T1 presentaron una mayor supervivencia en ambas especies. En liberal, el porcentaje de supervivencia alcanzó su punto más alto en T1, mientras que, en durante, la diferencia también fue clara, con valores más altos en el mismo tratamiento respecto al control T2.

Figura 10*Supervivencia de esquejes*

4.2.4.1 Prueba de Dunn para la supervivencia de esquejes. Los resultados de la prueba de Dunn (Tabla 9) evidenciaron diferencias significativas en la supervivencia de los esquejes entre los tratamientos aplicados en ambas especies evaluadas. En *liberal* y *duranta* el tratamiento T1 mostró una supervivencia significativamente mayor en comparación con T2 ($p = 0,0027$). Esto confirma que el tratamiento aplicado influyó positivamente en la tasa de supervivencia de los esquejes, resaltando su importancia en la propagación de estas especies.

Tabla 9*Prueba de Dunn para la supervivencia de esquejes*

Especie	Comparación	P
<i>Euphorbia cotinifolia</i>	T1 - T2	0,0026998
<i>Duranta variegada</i>	T1 - T2	0,0026998

5. Discusión

El éxito de cualquier proyecto de restauración y reforestación depende en gran medida de la calidad de las plántulas producidas en vivero. Como señala Trujillo Navarrete (2010), una

adecuada gestión en esta etapa es clave para asegurar que las plantas se adapten y se desarrollen correctamente en su entorno definitivo. En este estudio, se evidenció que la aplicación de tratamientos pregerminativos tuvo un impacto positivo en la germinación de especies nativas, optimizando así la producción en el vivero municipal.

El análisis estadístico reveló diferencias significativas entre los tratamientos aplicados. En particular, *Tecoma stans* presentó la mayor tasa de germinación 80 %, seguido de *Alnus acuminata* 72 % y *Lafoensia speciosa* 65 %. Los tratamientos pregerminativos aceleraron la germinación y aumentaron la viabilidad de las semillas, aunque la respuesta varió según la especie. Esto resalta la importancia de ajustar las estrategias de propagación a las características fisiológicas de cada semilla, en línea con estudios previos sobre la mejora de la viabilidad de semillas forestales mediante tratamientos pregerminativos (Gómez et al., 2022).

En cuanto a la propagación vegetativa, el uso de sábila como bioestimulante mostró efectos positivos en la supervivencia y el enraizamiento de los esquejes. El efecto positivo de la sábila en el enraizamiento de los esquejes puede atribuirse a la presencia de ácido indolacético (AIA), una auxina natural presente en el gel de *Aloe vera*. Esta fitohormona actúa estimulando la división y elongación celular en la base del esqueje, promoviendo la formación de raíces adventicias. Su acción es complementada por otros compuestos bioactivos como polisacáridos, enzimas y vitaminas, que mejoran la absorción de agua, reducen el estrés hídrico y favorecen la regeneración celular (Castro, Herrera & Vásquez, 2021).

Los análisis de varianza y la prueba de Tukey confirmaron que *Euphorbia cotinifolia* alcanzó un 90 % de supervivencia, mientras que *Duranta variegada* logró un 70 %, con diferencias significativas en la longitud de las raíces entre tratamientos. La sábila favoreció un mayor

desarrollo radicular en comparación con el control, lo que sugiere que sus compuestos bioactivos, como polisacáridos y fitoquímicos, facilitan la absorción de agua y nutrientes, promoviendo un mejor enraizamiento (Mendoza et al., 2023).

Desde una perspectiva práctica, fortalecer estas técnicas en el vivero municipal representa una gran oportunidad para mejorar la producción de especies nativas con fines de conservación y restauración ambiental. Sin embargo, para garantizar la sostenibilidad del vivero a largo plazo, es crucial contar con apoyo interinstitucional. Establecer alianzas con entidades gubernamentales y académicas facilitaría la capacitación técnica y garantizaría el suministro de insumos esenciales.

En este sentido, la Universidad Industrial de Santander – Sede Málaga y la Corporación Autónoma Regional de Santander (CAS) pueden jugar un papel clave en la implementación de programas de reforestación en la provincia, ya que cuentan con el conocimiento y los recursos necesarios para impulsar iniciativas de recuperación de áreas degradadas y protección de cuencas hidrográficas.

Se recomienda que la Alcaldía Municipal lidere un plan de reforestación que integre a diferentes actores, promoviendo esfuerzos coordinados para la conservación ambiental. Un vivero municipal eficiente no solo impulsaría estos proyectos, sino que también generaría beneficios a largo plazo, como la mitigación de la escasez de agua y la mejora de las condiciones agroecológicas de la región. Este estudio reafirma la importancia de implementar estrategias adecuadas de propagación en vivero y fortalecer la cooperación institucional para convertir el vivero municipal de Málaga en un referente en restauración ecológica para la región.

6. Conclusiones

Los tratamientos pregerminativos demostraron ser una estrategia efectiva para mejorar la germinación de las especies estudiadas, facilitando la producción de plántulas en el vivero municipal. Los análisis estadísticos confirmaron diferencias significativas entre los tratamientos, destacándose *Tecoma stans* con la mayor tasa de germinación 80 %, seguida de *Alnus acuminata* 72 % y *Lafoensia speciosa* 65 %.

La propagación vegetativa también mostró resultados positivos, especialmente con el uso de sábila como bioestimulante natural. Los análisis de varianza (ANOVA) y la prueba de Tukey confirmaron que los esquejes tratados con sábila desarrollaron raíces más largas y tuvieron una mayor tasa de supervivencia, alcanzando un 90 % en *Euphorbia cotinifolia* y un 70 % en *Duranta variegada*.

La calidad de las plántulas es clave para garantizar el éxito de los programas de restauración ecológica. Aplicar técnicas como los tratamientos pregerminativos y el uso de bioestimulantes naturales puede hacer que el vivero municipal sea más eficiente, reduciendo los tiempos de producción y aumentando la tasa de supervivencia de las plantas en campo.

Para que el vivero tenga un impacto duradero en la reforestación de la región, es necesario fortalecer la colaboración con instituciones como la Universidad Industrial de Santander – Sede Málaga y la Corporación Autónoma Regional de Santander (CAS). Estas alianzas pueden facilitar el acceso a conocimientos técnicos y recursos claves para impulsar iniciativas de restauración ambiental.

Se recomienda que la Alcaldía Municipal lidere programas de reforestación que integren a diferentes sectores de la comunidad. Un vivero bien gestionado no solo contribuiría a la conservación ambiental, sino que también ayudaría a mitigar problemas como la escasez de agua y la degradación del suelo en la región.

7. Recomendaciones

Se recomienda seguir implementando y perfeccionando las estrategias evaluadas en este estudio, como los tratamientos pregerminativos para semillas y el uso de enraizantes naturales en esquejes. Además, sería beneficioso ampliar la investigación a otras especies nativas para conocer su respuesta a diferentes métodos de propagación y así diversificar la oferta de plantas en el vivero.

Es esencial monitorear el crecimiento y adaptación de las plántulas luego de su traslado al campo. Un seguimiento detallado permitirá evaluar su supervivencia en condiciones naturales, asegurando el éxito de los proyectos de reforestación y embellecimiento de espacios verdes.

Para garantizar una producción eficiente y sostenible, se sugiere gestionar convenios con universidades, entidades ambientales y administraciones locales. Estas colaboraciones pueden aportar apoyo técnico, recursos financieros y capacitación especializada para mejorar la operatividad del vivero

Dado que la sábila demostró ser efectiva como bioestimulante natural, se recomienda seguir explorando su uso y evaluar otras opciones ecológicas que favorezcan el enraizamiento y desarrollo de las plántulas. Esto ayudaría a reducir la dependencia de productos químicos y a fomentar prácticas más sostenibles.

Es importante fomentar la educación ambiental y la participación de la comunidad en la conservación de especies nativas. Desarrollar programas que incluyan actividades de reforestación y mantenimiento de áreas verdes fortalecerá el compromiso ciudadano y contribuirá a la sostenibilidad de estas iniciativas.

Referencias Bibliográficas

- Fernández, J., Martínez, L., & Ramírez, P. (2022). *Métodos de propagación de especies forestales en viveros comunitarios*. Editorial Agroecológica.
- Gómez, R., & Torres, D. (2021). *Estrategias para la mejora de la germinación en semillas de especies nativas*. Instituto de Investigación Forestal.
- Gómez, R., Martínez, L., & Pérez, S. (2023). *Análisis de tratamientos pregerminativos en especies forestales nativas*. Universidad Nacional de Colombia.
- González, A., & Ramírez, P. (2021). *Producción de plántulas en viveros forestales: Técnicas y manejo agronómico*. Editorial Bioconservación.
- López, J., & Ramírez, C. (2020). *Factores que afectan la germinación de semillas forestales: Un enfoque práctico*. Red Latinoamericana de Reforestación.
- Martínez, L., & Pérez, S. (2020). *Propagación de plantas nativas mediante técnicas avanzadas de vivero*. Centro de Estudios Ambientales.
- Mendoza, A., & Rojas, V. (2021). *Propagación de árboles y arbustos nativos: Experiencias y desafíos en viveros municipales*. Fundación Biodiversa.
- Mendoza, A., Rojas, V., & Torres, D. (2023). *Efecto de bioestimulantes naturales en la propagación vegetativa de especies forestales*. Universidad de los Andes.
- Pérez, S., & Velasco, J. (2021). *Manejo fitosanitario en la producción de plántulas para la reforestación*. Editorial Científica del Bosque.

Resolución ICA No. 0780006 de 2020. Normas fitosanitarias para la producción y comercialización de material vegetal en viveros forestales. Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural.

Sánchez, M., & Gómez, J. (2021). *Técnicas para la germinación y establecimiento de plántulas en ecosistemas degradados*. Universidad Nacional Autónoma de México.

Trujillo Navarrete, D. (2010). *Gestión y manejo de viveros forestales para la reforestación en zonas tropicales*. Editorial Ecovida.

Apéndices

Apéndice A. Organización bodega de insumos



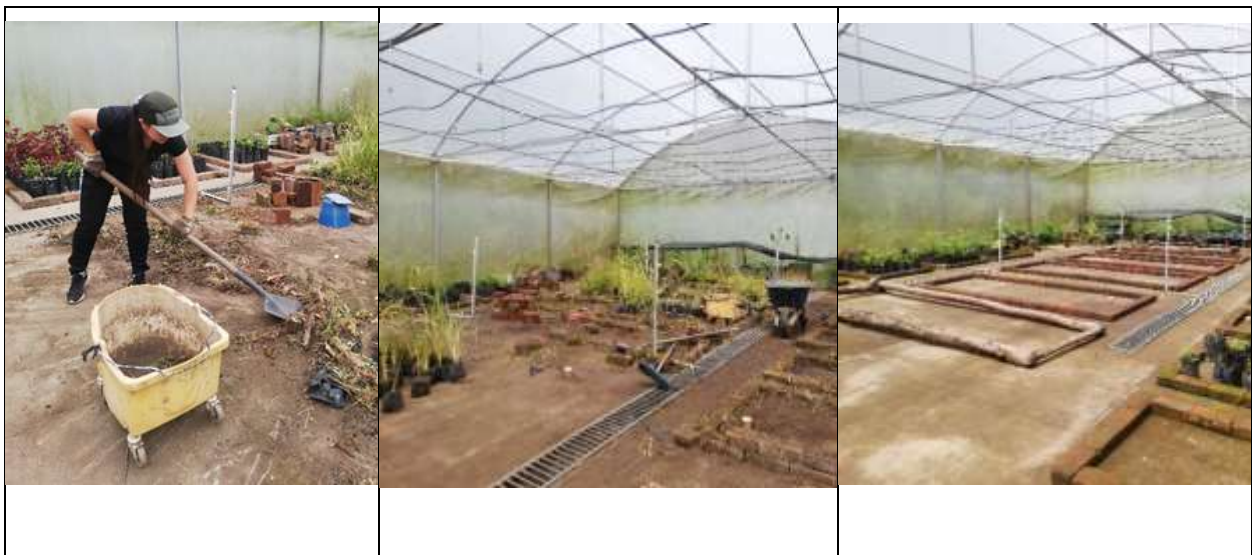
Apéndice B. Control manual de maleza



Apéndice C. Limpieza de las eras de crecimiento



Apéndice D. Organización de eras de crecimiento



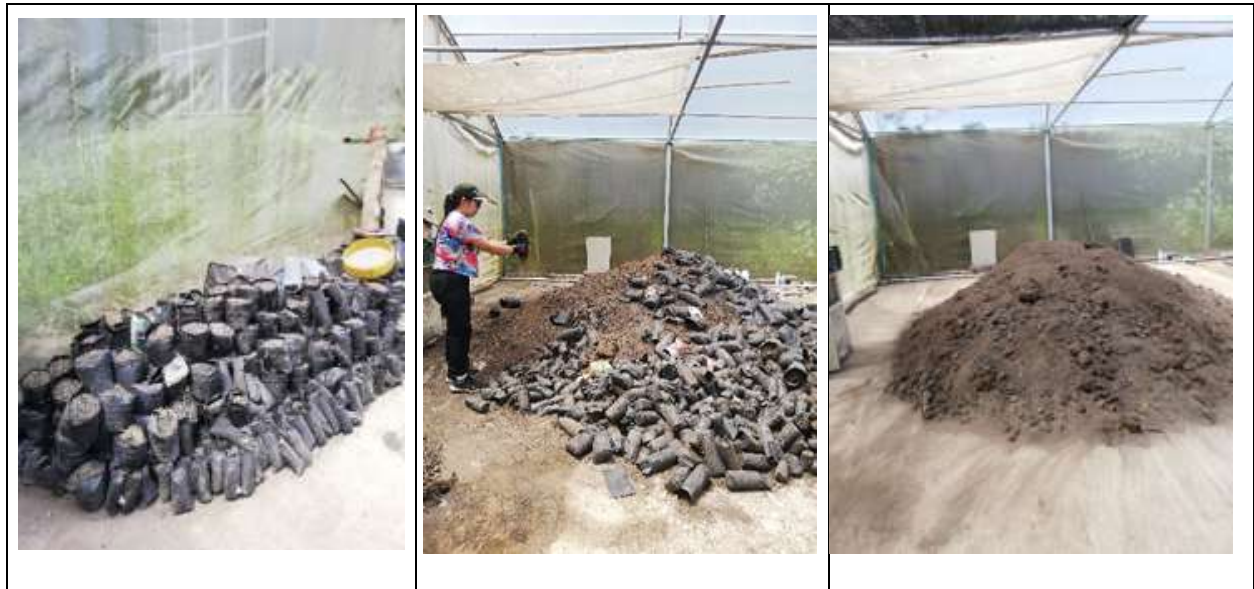
Apéndice E. Limpieza y control del sistema de riego



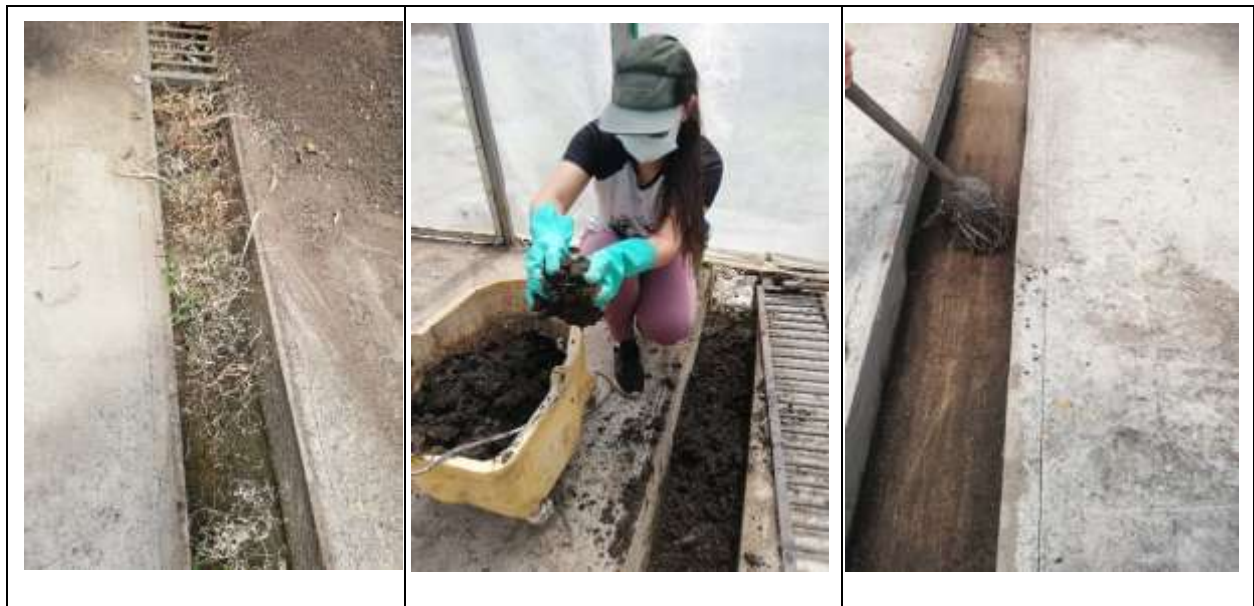
Apéndice F. Limpieza y preparación del sustrato



Apéndice G. Desembolsado de tierra



Apéndice H. Limpieza de alcantarillas



Apéndice I. Tratamientos pregerminativos y siembra de semillas en bandejas y canastillas



Apéndice J. Germinación de semillas



Apéndice K. Medición de variables



Apéndice L. Selección y corte de esquejes



Apéndice M. Aplicación de sábila en esquejes



Apéndice N. Embolsado y siembra de esquejes



Apéndice O. Datos de germinación especies nativas

Especie	Tratamiento	% Germinación	TPE (días)	IVG	Altura (cm)	Diámetro (mm)
<i>Tecoma stans</i>	T1	72,11	16,65	2,63	13,20	2,74
<i>Tecoma stans</i>	T1	72,03	15,56	3,12	13,01	2,43
<i>Tecoma stans</i>	T1	72,79	14,69	2,42	13,67	2,50
<i>Tecoma stans</i>	T1	70,25	15,64	2,75	12,97	2,44
<i>Tecoma stans</i>	T1	69,24	15,59	2,63	12,93	2,25
<i>Tecoma stans</i>	T1	71,37	16,39	2,78	13,32	2,53
<i>Tecoma stans</i>	T1	68,55	15,47	2,91	13,30	2,70
<i>Tecoma stans</i>	T1	73,24	16,93	2,65	12,92	2,40
<i>Tecoma stans</i>	T1	70,56	13,26	2,71	13,05	2,35
<i>Tecoma stans</i>	T1	71,60	14,86	2,85	14,59	2,34
<i>Tecoma stans</i>	T2	79,70	14,59	3,08	13,58	2,61
<i>Tecoma stans</i>	T2	81,54	14,28	3,69	12,31	2,40
<i>Tecoma stans</i>	T2	80,34	15,09	3,30	13,99	2,49
<i>Tecoma stans</i>	T2	80,23	14,41	3,32	13,04	2,47
<i>Tecoma stans</i>	T2	81,09	16,03	2,76	13,38	2,47
<i>Tecoma stans</i>	T2	81,90	14,75	3,46	12,86	2,28
<i>Tecoma stans</i>	T2	82,10	14,16	2,88	13,21	2,48
<i>Tecoma stans</i>	T2	81,65	15,89	3,22	12,76	2,53
<i>Tecoma stans</i>	T2	80,33	15,57	3,03	13,00	2,55
<i>Tecoma stans</i>	T2	82,49	15,97	3,22	12,96	2,54
<i>Tecoma stans</i>	T3	57,82	17,18	2,70	13,40	2,47
<i>Tecoma stans</i>	T3	61,66	19,29	2,31	12,99	2,44
<i>Tecoma stans</i>	T3	61,93	18,97	2,68	13,70	2,34
<i>Tecoma stans</i>	T3	60,56	16,94	2,30	13,29	2,58
<i>Tecoma stans</i>	T3	58,22	15,68	2,44	14,52	2,48
<i>Tecoma stans</i>	T3	60,09	19,78	2,52	13,31	2,54
<i>Tecoma stans</i>	T3	60,50	16,86	2,13	14,14	2,52
<i>Tecoma stans</i>	T3	60,20	17,91	2,56	14,47	2,55
<i>Tecoma stans</i>	T3	58,82	17,87	2,61	12,91	2,59
<i>Tecoma stans</i>	T3	55,36	17,77	2,53	13,84	2,42
<i>Alnus acuminata</i>	T1	61,99	18,74	2,27	12,43	2,30
<i>Alnus acuminata</i>	T1	62,36	19,80	2,47	13,04	2,12
<i>Alnus acuminata</i>	T1	62,97	19,52	2,34	12,42	2,30
<i>Alnus acuminata</i>	T1	65,32	18,32	2,53	12,11	2,37
<i>Alnus acuminata</i>	T1	64,77	19,16	3,01	11,95	2,44
<i>Alnus acuminata</i>	T1	59,68	16,92	2,25	11,91	2,32
<i>Alnus acuminata</i>	T1	65,58	18,75	2,47	12,76	2,38

<i>Alnus acuminata</i>	T1	62,35	18,64	2,49	12,74	2,22
<i>Alnus acuminata</i>	T1	64,82	19,03	2,36	12,14	2,31
<i>Alnus acuminata</i>	T1	64,74	19,50	2,29	12,32	2,28
<i>Alnus acuminata</i>	T2	73,63	17,06	2,85	12,63	2,46
<i>Alnus acuminata</i>	T2	69,99	17,34	2,61	11,67	2,48
<i>Alnus acuminata</i>	T2	69,52	17,18	3,06	11,62	2,38
<i>Alnus acuminata</i>	T2	69,17	19,25	2,37	11,62	2,25
<i>Alnus acuminata</i>	T2	73,94	17,97	2,73	13,17	2,52
<i>Alnus acuminata</i>	T2	73,34	17,38	2,72	11,86	2,31
<i>Alnus acuminata</i>	T2	68,74	18,55	3,20	12,86	2,25
<i>Alnus acuminata</i>	T2	73,05	19,62	3,11	12,00	2,35
<i>Alnus acuminata</i>	T2	71,68	18,81	2,88	11,32	2,27
<i>Alnus acuminata</i>	T2	72,40	16,57	2,92	11,74	2,22
<i>Alnus acuminata</i>	T3	52,68	20,12	2,31	11,62	2,51
<i>Alnus acuminata</i>	T3	49,39	21,10	2,24	12,80	2,15
<i>Alnus acuminata</i>	T3	49,99	20,34	1,86	12,99	2,26
<i>Alnus acuminata</i>	T3	50,49	21,18	2,13	13,49	2,30
<i>Alnus acuminata</i>	T3	46,88	20,60	2,30	12,77	2,19
<i>Alnus acuminata</i>	T3	51,86	19,24	2,43	11,84	2,28
<i>Alnus acuminata</i>	T3	52,13	21,12	2,36	12,81	2,43
<i>Alnus acuminata</i>	T3	52,12	20,55	2,33	11,74	2,29
<i>Alnus acuminata</i>	T3	51,64	21,13	2,29	12,39	2,41
<i>Alnus acuminata</i>	T3	49,84	20,53	2,38	11,80	2,35
<i>Lafoensia speciosa</i>	T1	55,92	23,28	2,05	10,87	2,14
<i>Lafoensia speciosa</i>	T1	54,14	21,35	2,31	11,23	2,13
<i>Lafoensia speciosa</i>	T1	55,30	22,59	2,24	10,82	2,22
<i>Lafoensia speciosa</i>	T1	56,63	21,49	1,60	11,26	2,13
<i>Lafoensia speciosa</i>	T1	54,64	20,24	1,93	11,20	2,07
<i>Lafoensia speciosa</i>	T1	56,39	20,99	1,89	9,83	1,98
<i>Lafoensia speciosa</i>	T1	55,86	22,68	2,07	10,39	2,33
<i>Lafoensia speciosa</i>	T1	56,67	23,17	2,42	10,02	2,11
<i>Lafoensia speciosa</i>	T1	56,96	21,40	2,21	10,49	2,05
<i>Lafoensia speciosa</i>	T1	57,66	21,63	1,87	11,20	2,20
<i>Lafoensia speciosa</i>	T2	68,69	20,62	2,26	10,45	2,34
<i>Lafoensia speciosa</i>	T2	69,88	20,16	2,43	10,62	2,16
<i>Lafoensia speciosa</i>	T2	69,09	22,08	2,23	10,85	1,93
<i>Lafoensia speciosa</i>	T2	65,49	21,88	2,21	10,38	2,10
<i>Lafoensia speciosa</i>	T2	69,39	19,94	1,70	10,36	2,22
<i>Lafoensia speciosa</i>	T2	68,69	22,32	2,17	9,98	2,15
<i>Lafoensia speciosa</i>	T2	68,48	21,31	2,59	11,01	2,14
<i>Lafoensia speciosa</i>	T2	69,43	21,50	2,57	11,30	2,25
<i>Lafoensia speciosa</i>	T2	66,70	21,48	2,33	10,38	2,03

<i>Lafoensia speciosa</i>	T2	68,99	21,42	2,48	10,69	2,10
<i>Lafoensia speciosa</i>	T3	46,64	22,51	2,00	10,84	2,18
<i>Lafoensia speciosa</i>	T3	42,30	25,50	2,04	10,93	2,06
<i>Lafoensia speciosa</i>	T3	46,08	24,05	2,24	10,08	2,12
<i>Lafoensia speciosa</i>	T3	45,82	23,81	1,92	10,62	2,12
<i>Lafoensia speciosa</i>	T3	41,38	24,97	1,90	10,86	2,14
<i>Lafoensia speciosa</i>	T3	43,95	23,87	1,59	11,17	2,21
<i>Lafoensia speciosa</i>	T3	41,60	23,59	1,75	10,71	2,16
<i>Lafoensia speciosa</i>	T3	46,97	25,12	2,26	10,69	1,99
<i>Lafoensia speciosa</i>	T3	44,77	24,63	1,75	11,63	2,19
<i>Lafoensia speciosa</i>	T3	44,59	23,29	1,87	10,84	2,08

Apéndice P. Datos de propagación vegetativa por esquejes

Especie	Tratamiento	% Enraizamiento	Nº raíces	Longitud raíz (cm)	Supervivencia (%)
<i>Euphorbia cotinifolia</i>	T1	85	6	8,4	90
<i>Euphorbia cotinifolia</i>	T1	85	7	8,2	90
<i>Euphorbia cotinifolia</i>	T1	85	6	8,5	90
<i>Euphorbia cotinifolia</i>	T1	85	5	8,3	90
<i>Euphorbia cotinifolia</i>	T1	85	6	8,4	90
<i>Euphorbia cotinifolia</i>	T2	70	4	6,5	75
<i>Euphorbia cotinifolia</i>	T2	70	5	6,2	75
<i>Euphorbia cotinifolia</i>	T2	70	4	6,3	75
<i>Euphorbia cotinifolia</i>	T2	70	3	6	75
<i>Euphorbia cotinifolia</i>	T2	70	4	6,4	75
<i>Duranta variegada</i>	T1	78	5	6,2	70
<i>Duranta variegada</i>	T1	78	6	6	70
<i>Duranta variegada</i>	T1	78	5	6,3	70
<i>Duranta variegada</i>	T1	78	4	6,1	70
<i>Duranta variegada</i>	T1	78	5	6,2	70
<i>Duranta variegada</i>	T2	65	3	4,5	55
<i>Duranta variegada</i>	T2	65	4	4,2	55
<i>Duranta variegada</i>	T2	65	3	4,3	55
<i>Duranta variegada</i>	T2	65	2	4	55
<i>Duranta variegada</i>	T2	65	3	4,4	55