



UNIVERSIDAD TÉCNICA ESTATAL DE QUEVEDO

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE INGENIERÍA FORESTAL

Proyecto de investigación previo a
la obtención del título de Ingeniero
Forestal.

Tema:

Efectos de la aplicación de estimulantes pregerminativos y diferentes tipos de sustratos,
en la germinación de semillas de *Gmelina arborea* Roxb., en la etapa de vivero.

Autor:

Montoya Véliz Manuel Enrique

Director:

M.Sc. Ing. For. Solano Apuntes Edison Hidalgo

Quevedo – Los Ríos – Ecuador.

2021

DECLARACIÓN DE AUTORÍA Y SESIÓN DE DERECHOS

Yo, Montoya Veliz Manuel Enrique, declaro que la investigación aquí es de mi autoría; que no ha sido previamente presentado para ningún grado o calificación profesional; y, que he consultado las referencias bibliográficas que se incluyen en este documento.

La Universidad Técnica Estatal de Quevedo, puede hacer uso de los derechos correspondientes a este documento, según lo establecido por la Ley de Propiedad Intelectual, por su Reglamento y por la normatividad institucional vigente.

f. _____

Montoya Veliz Manuel Enrique

C.C.# 1207952779

CERTIFICACIÓN DE CULMINACIÓN DEL PROYECTO DE INVESTIGACIÓN

El suscrito, Edison Hidalgo Solano Apuntes, Docente de la Universidad Técnica Estatal de Quevedo, certifica que el estudiante Montoya Veliz Manuel Enrique, realizó el Proyecto de Investigación de grado titulado “Efectos de la aplicación de estimulantes pregerminativos y diferentes tipos de sustratos, en la germinación de semillas de *Gmelina arborea* Roxb., en la etapa de vivero”, previo a la obtención del título de Ingeniero Forestal, bajo mi dirección, habiendo cumplido con las disposiciones reglamentarias establecidas para el efecto.

Edison Hidalgo Solano Apuntes

DIRECTOR DEL PROYECTO DE INVESTIGACIÓN



CERTIFICADO DEL REPORTE DE LA HERRAMIENTA DE PREVENCIÓN DE COINCIDENCIA Y/O PLAGIO ACADÉMICO

El presente proyecto de investigación titulado “Efectos de la aplicación de estimulantes pregerminativos y diferentes tipos de sustratos, en la germinación de semillas de Gmelina arbórea Robx, en la etapa de vivero.”, perteneciente al aspirante a Ingeniero Forestal, Sr. Montoya Veliz Manuel Enrique. El cual fue revisado y subido a la plataforma URKUND, el análisis realizado y posterior informe enviado por la plataforma, el Proyecto de Investigación antes mencionado presenta un 92% de originalidad y un 8% de similitud con otros trabajos publicados.

Particular que pone a conocimiento para lo fines pertinentes. Adjunto foto de pantalla de Plataforma URKUND, donde consta informe.

Document Information

Analyzed document	PROYECTO DE INVESTIGACION -MANUEL MONTOYA-URKUND.docx (D98271690)
Submitted	3/14/2021 2:56:00 PM
Submitted by	José Pedro Suatunce Cunuhay
Submitter email	jsuatunce@uteq.edu.ec
Similarity	8%
Analysis address	jsuatunce.uteq@analysis.orkund.com



UNIVERSIDAD TÉCNICA ESTATAL DE QUEVEDO

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE INGENIERÍA FORESTAL

Tema:

“Efectos de la aplicación de estimulantes pregerminativos y diferentes tipos de sustratos, en la germinación de semillas de *Gmelina arborea* Roxb., en la etapa de vivero”.

Presentado a la Comisión Académica como requisito previo a la obtención del título de Ingeniero Forestal.

Aprobada por:

Jaime Alfredo Morante Carriel, PhD.

PRESIDENTE DEL TRIBUNAL

Nicolas Javier Cruz Rosero, PhD.

MIEMBRO DEL TRIBUNAL

José Nieto Rodríguez, PhD.

MIEMBRO DEL TRIBUNAL

QUEVEDO – LOS RÍOS – ECUADOR

2021

AGRADECIMIENTO

EL autor deja constancia de su agradecimiento a Dios y a las siguientes personas e institución:

A mi madre Veliz Salvatierra Gladys Marisol quien siempre ha sido mi mayor impulso para seguir estudiando, preparándome, formándome profesionalmente; mi apoyo incondicional y sustento en este largo camino en el que siempre ha estado a mi lado.

A mis hermanos Montoya Veliz Ronald Arístides, Montoya Veliz Javier Humberto y Aguilar Veliz Julio Steven por su apoyo, ayuda y entrega en el trayecto de mis años de estudio de formación.

A la Universidad Técnica Estatal de Quevedo por brindar profesionales que nos guían en nuestra carrera.

Al estimado Ing. Edison Hidalgo Solano Apuntes quien fue director de mi trabajo de investigación.

Al estimado Ing. José Pedro Suatunce Cunuhuay docente que apporto con conocimiento en este trabajo investigativo.

A todos los docentes de la escuela de Ingeniería Forestal quienes brindaron su conocimiento en todos los años de estudio.

¡Gracias a ustedes!

Montoya Veliz Manuel Enrique

DEDICATORIA

Dedico mi proyecto de investigación.

A mi madre

Veliz Salvatierra Gladys Marisol a quien amo con mucho amor, respeto, cariño siempre me ha apoyado en el proceso de mi formación como profesional a lo largo de los años, la cual me ha brindado de forma afable, comprensiva y con gran entrega siempre ha estado ahí para mi ayudándome sin límites e incondicionalmente, muchas gracias madre por siempre permanecer a mi lado y continuar impulsándome hacia el éxito te lo agradece mucho tu hijo.

A mis hermanos

Montoya Veliz Ronald Arístides, Montoya Veliz Javier Humberto y Aguilar Veliz Julio Steven, quienes siempre me brindaron el apoyo necesario a través de estos años de estudio en mi formación profesional, lo cual me ha servido de mucha confortación saber que ellos han estado ahí para apoyarme e incentivándome que siga adelante en mi proceso de formación como profesional gracias hermanos.

Con mucho cariño y amor para ustedes de su hijo y hermano...

RESUMEN

El presente proyecto de investigación tiene como finalidad la aplicación de tres tratamientos pregerminativos (ácido nítrico y agua destilada, agua caliente y agua fría) en semillas de *Gmelina arborea* Robx., con tres sustratos combinados (tierra de huerta + arena, tierra común + abono UTEQ, tierra común + cascarilla de arroz), más el testigo al cual no se le aplicara ningún tratamiento pregerminativo, ya que servirá de control, pero si se la sembrara en sustratos combinados. El trabajo se lo realizó en la finca experimental “La Represa” propiedad de la Universidad Técnica Estatal de Quevedo, la misma que se encuentra ubicada en el recinto Fayta, kilómetro 7,5 de la vía Quevedo - San Carlos, provincia de Los Ríos. Se utilizaron 3,5 libras de semillas de melina a la cual se les aplicó el respectivo tratamiento pregerminativo, previo a la siembra de la misma en el área de vivero, estableciendo un total de 1.440 semillas en 36 tubeteras de 40 semillas por tubetera, con tres repeticiones. Posterior a las dos semanas de toma de datos de germinación, se procedió a medir las variables de crecimiento durante 8 semanas, tales como, altura, número de hojas, diámetro de tallo, longitud y ancho de la hoja y longitud de raíz esta ultima una sola vez. Los datos tomados durante la fase de campo se los analizó en el software informático Excel (2019), para luego hacer el respectivo tratamiento de los datos en el programa estadístico InfoStat versión (20.20), en la cual se aplicó prueba del método de Tukey para comparaciones múltiples de intervalos de confianza con una probabilidad de error del 5 %. En los tratamientos donde se obtuvo el mayor porcentaje de germinación fue en el testigo y el tratamiento de agua fría. Además los mejores resultados para crecimiento en variables de altura, diámetros, número de hojas, largo y ancho de hojas, se los observó en los tratamientos de agua fría y sustrato de tierra común + abono UTEQ, tierra común + cascarilla de arroz, seguido del testigo con los mismos sustratos. Al comparar los resultados se observó que existen similitudes estadísticamente entre tratamientos y sustratos.

Palabras claves: tratamiento pregerminativo, combinaciones, germinación, variables de crecimiento.

ABSTRACT

The present research project aims to apply three pregerminative treatments (nitric acid and distilled water, hot water and cold water) in *G. arborea* seeds, with three combined substrates (garden soil + sand, common soil + UTEQ fertilizer, common earth + rice husk), plus the control to which no pregerminative treatment will be applied, since it will serve as a control, but if it will be sown in combined substrates. The work was carried out at the experimental farm "La Represa" owned by the Quevedo State Technical University, which is located in the Fayta site, kilometer 7.5 of the Quevedo - San Carlos road, Los Ríos province. 3.5 pounds of melina seeds were used to which the respective pregerminative treatment was applied, prior to planting it in the nursery area, establishing a total of 1,440 seeds in 36 tubes of 40 seeds per tube, with three repetitions. After two weeks of taking germination data, the growth variables were measured for 8 weeks, such as height, number of leaves, stem diameter, length and width of the leaf and root length, the latter one once. The data taken during the field phase was analyzed in the computer software Excel (2019), and then made the respective treatment of the data in the statistical program InfoStat version (20.20), in which the Tukey method test was applied to multiple comparisons of confidence intervals with a probability of error of 5%. In the treatments where the highest germination percentage was obtained was in the control and the cold water treatment. In addition, the best results for growth in variables of height, diameters, number of leaves, length and width of leaves, were observed in the cold water treatments and common soil substrate + UTEQ fertilizer, common soil + rice husk, followed by control with the same substrates. When comparing the results, it was observed that there are statistically similarities between treatments and substrates.

Keywords: pregerminative treatment, combinations, germination, growth variables.

ÍNDICE GENERAL

Declaración de autoría y sesión de derechos	ii
Certificación de culminación del proyecto de investigación.....	iii
Certificado del reporte de la herramienta de prevención de coincidencia y/o.....	iv
Plagio académico	iv
Agradecimiento	vi
Dedicatoria.....	vii
Resumen	viii
Abstract.....	ix
Codigo dublin	xix
Introducción.....	1
CAPÍTULO I. CONTEXTUALIZACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN	
1.1. Problema de la investigación.....	3
1.1.1. Diagnóstico.....	3
1.1.2. Pronóstico.....	3
1.1.3. Formulación del problema.....	3
1.1.4. Sistematización.....	3
1.2. Objetivos.....	4
1.2.1. General.....	4
1.2.2. Específicos.....	4
1.3. Justificación.....	5
CAPÍTULO II. FUNDAMENTACIÓN TEÓRICA DE LA INVESTIGACIÓN	
2. Fundamentación teórica de la investigación.....	7
2.1. Marco teórico.....	7
2.1.1. Fundamentación conceptual	7
2.1.2. Generalidades de la especie <i>G. arborea</i>	7

2.1.3. Importancia de la melina	7
2.1.4. Descripción taxonómica de <i>G. arborea</i>	7
2.1.5. Descripción botánica de <i>G. arborea</i>	8
2.1.5.1. Copa.....	8
2.1.5.2. Corteza.....	8
2.1.5.3. Raíz.....	8
2.1.5.4. Fuste	8
2.1.5.5. Hojas.....	8
2.1.5.6. Flores	8
2.1.5.7. Frutos	9
2.1.5.8. Semillas	9
2.1.6. Características de la especie.	9
2.1.7. Hábitat.	9
2.1.8. Requerimientos	10
2.1.8.1. Suelo.....	10
2.1.8.2. Altitud.....	10
2.1.9. Usos.....	10
2.2. Propagación	11
2.2.1. Asexual o por partes vegetativas.	11
2.2.2. Sexual o por semilla.	11
2.3. La semilla	11
2.3.1. Partes de la semilla.....	12
2.3.2. Cubierta seminal.....	12
2.3.3. El endospermo.....	12
2.3.4. El embrión	12
2.4. La semilla de <i>G. arborea</i>	13
2.5. Manejo de la semilla.....	13

2.5.1. Recolección de la semilla	13
2.5.2. Prospección preliminar.	13
2.5.3. Identificación botánica.	14
2.5.4. Dimensión de poblaciones.....	14
2.5.5. Época y duración de recolección de la semilla.....	14
2.5.6. Procedencia de la semilla.	15
2.6. Propiedades de la semilla	15
2.6.1. Propiedades externas de las semillas.	15
2.6.1.1. Pureza física.....	15
2.6.1.2. Peso de la semilla.	16
2.6.1.3. Numero de semillas por Kilogramo.	16
2.6.1.4. Humedad de la semilla.	16
2.6.2. Propiedades internas de la semilla.....	17
2.6.2.1. Viabilidad.	17
2.6.2.2. Germinación.	18
2.6.2.3. Latencia.	18
2.6.2.4. Ocurrencia o quiescencia.....	18
2.6.2.5. Energía germinativa.....	19
2.6.2.6. Valor germinativo.....	19
2.6.2.7. Caracterización de la semilla de <i>G. arborea</i>	20
2.7. Tratamientos pregerminativos.	20
2.7.1. Siembra de la semilla.....	20
2.7.2. Profundidad de siembra.	21
2.7.3. Cantidad de semilla a sembrarse.	21
2.7.4. Densidad de siembra.....	21
2.7.5. Protección de la siembra.....	21
2.8. Sustrato	22

2.8.1. Desinfección del sustrato.....	22
2.8.2. Composición del sustrato.	23
2.8.3. Tierra de lugar.	24
2.8.4. Arena fina.	24
2.8.5. Turba.....	24
2.9. Marco referencial.....	25

CAPÍTULO III. METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN

3. Metodología de la investigación.....	28
3.1. Materiales y métodos.....	28
3.1.1. Localización de la zona de estudio.	28
3.1.2. Las características edafoclimáticas de la zona donde se llevará a cabo el estudio son:	28
3.1.3. Límites del área de estudio.	28
3.1.4. Mapa de ubicación del sitio.	29
3.2. Materiales y métodos.....	29
3.2.1. Materiales de campo.....	29
3.2.2. Materiales de oficina.	30
3.2.3. Tipo de investigación.	30
3.3. Metodología.....	30
3.3.1. Adquisición de la semilla.	30
3.3.2. Tratamientos pregerminativos a aplicar a las semillas de <i>G. arborea</i>	30
3.3.3. Estimulantes pregerminativo de la semilla.	31
3.3.4. Sustratos orgánicos a usar en la siembra de las semillas.	31
3.3.5. Tratamientos.	32
3.4. Variables evaluadas previamente a la aplicación de los estimulantes pregerminativos.	33
3.5. Variables evaluadas en campo.....	33

3.6. Diseño experimental.....	34
-------------------------------	----

CAPÍTULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4. Resultados.....	37
--------------------	----

4.1. Resultados.....	37
----------------------	----

4.1.1. Determinación de número de semillas por Kilogramo de melina.	37
--	----

4.1.2. Determinación de la viabilidad del número de semillas de melina.	37
--	----

4.1.3. Semillas germinadas y porcentaje de germinación.....	37
---	----

4.1.3.1. Porcentaje de mortalidad y sobrevivencia de las plantas.	38
--	----

4.2. Cuadrados medios, promedios de altura, con efecto simple de interacción.....	38
---	----

de estimulantes y sustratos.	38
-----------------------------------	----

4.3. Cuadrados medios, promedios número de hojas, con efecto simple de interacción	
--	--

de estimulantes y sustratos.	40
-----------------------------------	----

4.4. Cuadrados medios, promedios de diámetro de tallo, con efecto simple.....	41
---	----

de interacción de estimulantes y sustratos.....	41
---	----

4.5. Cuadrados medios, promedios longitud de hojas, con efecto simple de interacción	
--	--

de estimulantes y sustratos.	42
-----------------------------------	----

4.6. Cuadrados medios, promedios ancho de hojas, con efecto simple de interacción	43
---	----

de estimulantes y sustratos.	43
-----------------------------------	----

4.7. Cuadrados medios, promedios longitud de raíz, con efecto simple de interacción	
---	--

de estimulantes y sustratos.	44
-----------------------------------	----

4.8. Discusión	46
----------------------	----

CAPÍTULO V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusiones.....	49
------------------------	----

5.2. Recomendaciones	50
----------------------------	----

CAPÍTULO VI. BIBLIOGRAFÍA

6. Bibliografía.....	52
----------------------	----

6.1. Referencias bibliográficas.	52
---------------------------------------	----

CAPÍTULO VII. ANEXOS

7. Anexos.....	55
----------------	----

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Se presentan los métodos pregerminativos según el siguiente detalle (Factor A):	30
Tabla 2: Se detalla los sustratos según el siguiente detalle (Factor B):	31
Tabla 3: La combinación de los factores A y B se presentan:	32
Tabla 4: Tabla ADEVA del diseño experimental (DCA).	34
Tabla 5: Esquema de distribución de tratamientos con repeticiones.	34
Tabla 6: Numero de semillas por Kg.	37
Tabla 7: Germinación de semillas viabilidad.	37
Tabla 8: Germinación de semillas G. arborea.	37
Tabla 9: Porcentaje de germinación de melina.	38
Tabla 10: Mortalidad y sobrevivencia de plantas de G. arborea.	38
Tabla 11: Porcentaje de mortalidad y sobrevivencia de G. arborea.	38
Tabla 12: Cuadrados medios altura de plantas de melina.	38
Tabla 13: Promedios altura de plantas con cuatro estimulantes.	39
Tabla 14: Promedios altura de plantas con tres sustratos.	39
Tabla 15: Cuadrados medios números de hojas de melina.	40
Tabla 16: Promedios número de hojas con cuatro estimulantes.	40
Tabla 17: Promedios de número de hojas con tres sustratos.	40
Tabla 18: Cuadrados medios diámetro de tallo de melina.	41
Tabla 19: Promedios de diámetro de tallo con cuatro estimulantes.	41
Tabla 20: Promedios de diámetro de tallo con tres sustratos.	42
Tabla 21: Cuadrados medios longitud de hojas de melina.	42
Tabla 22: Promedios longitud de hojas cuatro estimulantes.	43
Tabla 23: Promedios longitud de hojas tres sustratos.	43
Tabla 24: Cuadrados medios ancho de hojas de melina.	43
Tabla 25: Promedios ancho de hojas cuatro estimulantes.	44
Tabla 26: Promedios ancho de hojas tres sustratos.	44
Tabla 27: Cuadrado medio longitud de raíz de melina.	45
Tabla 28: Promedios longitud de raíz cuatro estimulantes.	45
Tabla 29: Promedios longitud de raíz tres sustratos.	45
Tabla 30: Germinación de la repetición 1.	55
Tabla 31: Germinación de la repetición 2.	55
Tabla 32: Germinación de la repetición 3.	56

Tabla 33: Mortalidad y sobrevivencia de la repetición 1.	56
Tabla 34: Mortalidad y sobrevivencia de la repetición 2.	57
Tabla 35: Mortalidad y sobrevivencia de la repetición 3.	58
Tabla 36: Interacción de estimulantes x sustratos altura de plantas.	58
Tabla 37: Interacción de estimulantes x sustratos número de hojas.	59
Tabla 38: Interacción de estimulantes x sustratos diámetro de tallo.	59
Tabla 39: Interacción de estimulantes x sustratos longitud de hoja.	60
Tabla 40: Interacción de estimulantes x sustratos ancho de hojas.	60
Tabla 41: Interacción de estimulantes x sustratos longitud de raíz.	61

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Tablas de germinación de las tres repeticiones.....	55
Anexo 2. Resultados obtenidos de mortalidad y sobrevivencia de las tres repeticiones del experimento.....	56
Anexo 3. Resultados obtenidos salida de datos de la interacción de estimulantes x sustratos en variables de crecimiento a los 5, 21, 35 y 49 días.....	58
Anexo 4. Tratamientos pregerminativos de las semillas de melina.	62
Anexo 5. Combinación de sustratos orgánicos.	63
Anexo 6. Llenado de tubeteras y puesta de semillas a germinación.	64
Anexo 7. Etiquetado y riego de las semillas puestas a germinar en las tubeteras.....	65
Anexo 8. Germinación de las semillas de melina semana 1 y 2.	65
Anexo 9. Toma de datos de las plantas (altura, diámetro, número de hojas, largo y ancho de la hoja) durante 8 semanas.	66
Anexo 10. Toma de datos de raíz de las plantas en la octava semana.	67
Anexo 11. Material y suministros usados durante la etapa previa a aplicación de tratamientos pregerminativos y posterior toma de datos.....	68

CÓDIGO DUBLIN

Título:	“Efectos de la aplicación de estimulantes pregerminativos y diferentes tipos de sustratos, en la germinación de semillas de <i>Gmelina arborea</i> Roxb., en la etapa de vivero”.			
Autor:	Montoya Veliz Manuel Enrique			
Palabra clave:	tratamiento pregerminativo	combinaciones	germinación	variables de crecimiento
Fecha de publicación:				
Editorial:				
Resumen (hasta 300 palabras)	<p>Resumen. - Esta investigación tiene como finalidad la aplicación de tres tratamientos pregerminativos más testigo en semillas de <i>Gmelina arborea</i> Robx., con tres sustratos combinados. El trabajo se lo realizó en la finca experimental “La Represa”. Se utilizaron 3,5 libras de semillas de melina, estableciendo un total de 1.440 semillas en tubeteras con tres repeticiones. Se tomo datos de germinación, se procedió a medir las variables de crecimiento durante 8 semanas. Se aplicó prueba del método de Tukey con probabilidad de error del 5 %. En los tratamientos donde se obtuvo el mayor porcentaje de germinación fue en el testigo y el tratamiento de agua fría. Los mejores resultados en variables de crecimiento, se observó en los tratamientos de agua fría y sustrato de tierra + abono UTEQ, tierra + cascarilla de arroz, igual que el testigo. Al comparar los resultados se observó que hay diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos y sustratos.</p> <p>Abstract. - The purpose of this research is the application of three pregerminative treatments plus control in seeds of <i>Gmelina arborea</i> Robx., With three combined substrates. The work was carried out in the experimental farm "La Represa". 3.5 pounds of melina seeds were used, establishing a total of 1,440 seeds in tubes with three replications. Germination data was taken, the growth variables were measured for 8 weeks. Tukey's method test was applied with a probability of error of 5%. In the treatments where the highest germination percentage was obtained was in the control and the cold</p>			

	<p>water treatment. The best results in growth variables are applied in the treatments of cold water and soil substrate + UTEQ fertilizer, soil + rice husk, just like the control. When comparing the results, results are shown that there are statistically significant differences between treatments and substrates.</p>
Descripción	
URL:	

INTRODUCCIÓN

G. arborea., comúnmente llamada melina es una especie forestal de rápido crecimiento y una de las pocas que en nuestro país ofrece amplias posibilidades para el desarrollo de reforestaciones industriales (Merchán, 2015), debido entre otros aspectos a su rápido crecimiento, su relativa facilidad de manejo, sus propiedades adecuadas tanto físicas como mecánicas y la versatilidad de usos de la madera.

Las semillas forestales para alcanzar su punto máximo de madurez, inicia un período de letargo producido por factores internos y externos de la naturaleza, que normalmente interrumpen cuando se presentan las condiciones adecuadas para la germinación (Pérez, 2014). Sin embargo, en diversas ocasiones las semillas no germinan o lo hacen paulatinamente, debido a que presentan algún grado de letargo o reposo.

El manejo de las semillas forestales presenta dificultades en la baja germinación y el tiempo de la germinación prolongada, ocasionado por mecanismos de latencia, un tratamiento adecuado sería aquel que garantice altos porcentajes en la producción de plantas, y a la vez, presente menos pérdidas de éstas por factores adversos durante el proceso germinativo (Trujillo, 2015), también los tratamientos pregerminativos ayudan a la latencia de las semillas forestales.

Los árboles y arbustos son fuente de innumerables beneficios para la sociedad. Una diversidad de productos como alimento, forraje, madera, leña, medicinas, entre otros y una serie de beneficios, como la sombra, la protección de cultivos, la belleza de un paisaje, la transformación del dióxido de carbono en carbohidratos y oxígeno es una de las funciones más importantes en el marco del proceso de la fotosíntesis, así mismo la disposición de frutos, fibras celulósicas, son sólo algunas de las bondades que brindan las diversas especies forestales (Jiménez, 2016). Además, sirven de protección del suelo contra la erosión hídrica y eólica, en algunos casos como fijación de nitrógeno atmosférico.

CAPÍTULO I
CONTEXTUALIZACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN

1.1. Problema de la investigación.

1.1.1. Diagnóstico.

Existe escasa información acerca de la aplicación de estimulantes pregerminativos, sustratos, y su efecto en la germinación de *G. arborea.*, en vivero que, permitan evidenciar el proceso germinativo de esta especie por semilla hasta alcanzar la etapa de plántula apta para el establecimiento en una plantación.

1.1.2. Pronóstico.

Se pronostica el uso de estimulantes pregerminativos y sustratos en semillas de *G. arborea.*, ayudara al proceso de germinación y crecimiento, obteniendo plántulas con muy buena calidad, viabilidad y vigor, permitiendo determinar cuál es el mejor método pregerminativo aplicado en el proceso de crecimiento de la plántula en el área de vivero.

1.1.3. Formulación del problema.

¿Porque la semilla de *G. arborea.*, tiene una baja germinación sin la aplicación de tratamiento pregerminativo en el área de vivero?

1.1.4. Sistematización.

¿Qué tratamiento pregerminativo da mejores resultados al aplicarlos a las semillas de *G. arborea?*

¿Cuál tratamiento pregerminativo ayudará a la eclosión de la semilla de *G. arborea?*

¿Qué método pregerminativo facilitará la germinación de las plántulas de la especie *G. arborea?*

¿Cuáles sustratos permitirán mejor crecimiento de las plántulas de melina en el área de vivero.?

1.2. Objetivos.

1.2.1. General

Analizar los efectos de la aplicación de estimulantes pregerminativos y diferentes tipos de sustratos en la germinación de *G. arborea.*, en la etapa de vivero.

1.2.2. Específicos

- Evaluar la aplicación de estimulantes pregerminativos y su efecto en la eclosión de las semillas.
- Determinar el mejor método pregerminativo aplicado para las semillas de *G. arborea.*
- Evaluar el efecto del estimulante y sustrato sobre las variables de crecimiento en plántulas de *G. arborea.*

1.3. Justificación.

Se conoce que el uso de estimulantes pregerminativos y sustratos en semillas a nivel de vivero se lo aplica para diferentes tipos de especies forestales, no todas son fáciles de germinar, o no tienen un alto valor germinativo, debido a que son semillas de testa muy dura o recalcitrantes. Los métodos pregerminativos como escarificación de semilla (ácido nítrico), o remojo en agua fría y caliente, facilitan al embrión en la ruptura de la testa y la eclosión de la semilla, permitiendo la germinación de la planta, los estimulantes pregerminativos incrementan las posibilidades de germinación de las semillas y los sustratos proporcionan mejores resultados de crecimiento, obteniendo mayor número de semillas germinadas, de plántulas de *G. arborea* en el área de vivero.

CAPÍTULO II
FUNDAMENTACIÓN TEÓRICA DE LA INVESTIGACIÓN

2. FUNDAMENTACIÓN TEÓRICA DE LA INVESTIGACIÓN.

2.1. MARCO TEÓRICO

2.1.1. FUNDAMENTACIÓN CONCEPTUAL

2.1.2. Generalidades de la especie *G. arborea*.

La *G. arborea*., de la familia Verbenácea es una especie forestal de rápido crecimiento y una de las pocas que en nuestro país ofrece amplias posibilidades para el desarrollo de reforestaciones industriales, debido entre otros aspectos a su rápido crecimiento, su relativa facilidad de manejo, sus propiedades adecuadas tanto físicas como mecánicas y la versatilidad de usos de la madera (Merchán, 2015).

2.1.3. Importancia de la melina

La melina una especie exótica que en el trópico ha desempeñado un papel muy importante en el crecimiento y en la producción de madera, en un tiempo corto y a mediano plazo, en comparación con otras especies nativas; que, junto al gran crecimiento, tienen bajos costos en el manejo silvicultural, como también existe el paquete tecnológico, para manejar plantaciones exitosas con esta especie (Jiménez, 2016).

2.1.4. Descripción taxonómica de *G. arborea*.

Reino: Plantae
División: Angiospermae
Clase: Eudicotyledoneae
Orden: Lamiales
Familia: Verbenácea
Género: *Gmelina*
Especie: *Gmelina arborea* Roxb.

Nombre común: melina

Fuente: (Jiménez, 2016).

2.1.5. Descripción botánica de *G. arborea*.

Para Jiménez (2016) se describe de la siguiente manera:

2.1.5.1. Copa

Presenta una copa amplia en sitios abiertos, pero en plantación su copa es densa y compacta.

2.1.5.2. Corteza

Lisa o escamosa, de color marrón pálida a grisácea, en árboles de 6 a 8 años de edad se exfolia en la parte engrosada de la base del tronco y aparece una nueva corteza, de color más pálido y lisa.

2.1.5.3. Raíz

Presenta un sistema radical profundo, aunque puede ser superficial en suelos con capas endurecidas u otros limitantes de profundidad.

2.1.5.4. Fuste

Tiene un fuste marcadamente cónico, por lo regular de 50-80 cm de diámetro, en ocasiones hasta de 143 cm, sin contrafuertes, pero en ocasiones engrosado en la base.

2.1.5.5. Hojas

Son grandes (10-20 cm de largo), simples, opuestas, enteras, dentadas, usualmente más o menos acorazonadas, de 10-25 cm de largo y 5-18 cm de ancho, decoloradas, el haz verde y glabra, el envés verde pálido y aterciopelado, nerviación reticulada, con nervios secundarios entre 3 y 6 pares y estípulas ausentes. Usualmente la especie se defolia durante los meses de enero o febrero en casi todas las regiones donde se cultiva. Las hojas nuevas se producen en marzo o a principios de abril.

2.1.5.6. Flores

Son numerosas, amarillo-anaranjadas, en racimos, monoicas perfectas, cuya inflorescencia es un racimo o panícula cimosa terminal, cáliz tubular, corola con 4-5 sépalos soldados a la base del ovario, de color amarillo brillante, cáliz de 2,5 cm de largo y 4 estambres.

2.1.5.7. Frutos

Es un fruto carnoso tipo drupa, de forma ovoide u oblonga, carnoso, succulento, con el pericarpio coriáceo y endocarpio óseo, de color verde lustroso, tornándose amarillo brillante al madurar, momento en que caen al suelo, lo que facilita su recolección. Para producir un kg de semilla de melina se necesita aproximadamente 14 kg de frutos.

2.1.5.8. Semillas

Las semillas de esta especie se encuentran formando parte del endocarpio del fruto, son de forma elipsoidal, comprimidas, de 7-9 mm de largo; testa color café, lisa, opaca, membranosa, muy delgada; el embrión es recto, comprimido, de color amarillo crema y ocupa toda la cavidad de la semilla; los cotiledones son dos, grandes, planos, carnosos y elipsoidales; la radícula es inferior y corta. Hay de una a cuatro semillas por fruto, con promedio de 2,2 semillas/fruto, aunque se ha demostrado que el número de semillas por fruto varía dependiendo del origen de la fuente semillera.

2.1.6. Características de la especie.

La Gmelina arbórea es una especie de rápido crecimiento, oportunista en los bosques húmedos y se clasifica como una pionera de vida larga. Su capacidad de rebrote es excelente y los brotes presentan un crecimiento rápido y vigoroso. Es caducifolia, en las zonas secas, puede llegar a medir 30 m de altura y presentar más de 80 cm de diámetro. Crece usualmente con un fuste limpio de 6 hasta 9 m y con una copa cónica (Jiménez, 2016).

2.1.7. Hábitat.

En su área de distribución natural se desarrolla en hábitat que varían desde húmedos hasta secos. Se encuentra en forma natural principalmente en las selvas mixtas de Birmania, asociado a *Tectona grandis*, *Terminalia tomentosa*, varias especies de latifoliadas y bambúes. Su máximo desarrollo lo alcanza en los bosques más húmedos de Birmania, sobre todo en valles húmedos y fértiles, en estas condiciones puede crecer hasta los 1 200 m de altitud. Es caducifolia, en las zonas secas, puede llegar a medir 30 m de altura y presentar más de 80 cm de diámetro. Crece usualmente con un fuste limpio de 6 hasta 9 m y con una copa cónica Su capacidad de rebrote es excelente y los brotes presentan un crecimiento rápido y vigoroso (Jiménez, 2016).

2.1.8. Requerimientos

2.1.8.1. Suelo.

Los mejores sitios para melina se ubican en las partes bajas de los terrenos, donde por lo general tienen mayor disponibilidad de agua y nutrientes y los sitios con buenos contenidos de calcio y magnesio y los ubicados en áreas donde el uso anterior era charral o cultivos agrícolas. Las plantaciones de Melina no prosperan en suelos muy erosionados o compactados, de topografía quebrada y muy superficiales, en esos sitios los árboles muestran características indeseables como fustes torcidos, poca altura, muy ramificados y aspecto arbustivo, por esta razón, se sugiere plantar esta especie en suelos profundos, húmedos (Saltos, 2019).

2.1.8.2. Altitud.

El rango altitudinal es amplio y en muchos de los casos recomendado plantar la melina de 0-1200 msnm, pero siempre hay que tomar en cuenta la altura óptima que es de 0- 600 msnm para lograr buenos resultados (Saltos, 2019).

2.1.9. Usos.

Una vez secada la madera es utilizada para aserrío, construcciones rurales y construcción en general, tarimas, leña, muebles, artesanía, cajonería, pulpa para papel, contrachapados, embalajes, postes, tableros, carpintería, tableros y aglomerados. La raíz y corteza es usada para propósitos estomacales como laxativo y antihelmíntico, mejora el apetito. La pasta formada a partir de las hojas es aplicada para alivio del dolor de cabeza y en jugo para las úlceras. La planta es recomendada en combinación con otras drogas para el tratamiento de las mordidas de serpientes en una decocción de las raíces y corteza (Saltos, 2019).

La melina evidencia una buena reputación comercial, debido a su elevada resistencia y durabilidad. Es muy estable ante situaciones medioambientales cambiantes, no se rasga ni se pudre, y es muy resistente a la actividad de los xilófagos y los hongos, e inclusive a ciertos ácidos. Estas particularidades convierten a la madera de Melina en una de las maderas más apreciadas (Saltos, 2019).

En mueblería se utiliza en archivadores, bancas, camas, cómodas, juegos de comedor, juego de sala, mesas, sillas, sillones, trinchantes, escritorios y estantes para oficina.

Además se emplea para hacer artesanías, lápices, fósforos, paletas para helados y mondadientes (Saltos, 2019).

2.2. Propagación

2.2.1. Asexual o por partes vegetativas.

En la propagación vegetativa o asexual, casi siempre la nueva planta es genéticamente idéntica al progenitor (un clon), aunque ocasionalmente se pueden dar mutaciones menores. La propagación vegetativa explota esta habilidad natural a través de la separación de partes vegetativas o rametos. Las plantas se consideran organismos modulares, cada módulo es un brote con crecimiento determinado integrado por un entrenudo, un nudo, una hoja y una yema axilar que dará origen a ramas u hojas en la etapa vegetativa y a flores y frutos en la etapa reproductiva. Cada módulo constituye un rameto que al volverse autónomos dan lugar a nuevos individuos que constituyen clones con identidad genética (Osuna et al., 2016).

2.2.2. Sexual o por semilla.

La semilla es el órgano de propagación a través del cual el nuevo individuo se dispersa. El éxito con el cual este nuevo individuo se establece (tiempo, lugar y vigor de la plántula), está en gran medida determinado por las características fisiológicas y bioquímicas de la semilla. Sin embargo, hay factores externos que no siempre son favorables para que esto ocurra como el suelo, clima, competencia y depredación entre otros. Las respuestas de las semillas al ambiente y las sustancias de reserva que contiene (carbohidratos, lípidos, proteínas), son de gran importancia para el éxito del establecimiento de la plántula hasta que ésta sea capaz de utilizar la luz y hacerse autótrofa (Osuna et al., 2016).

La diversidad genética de las semillas provee los genes a partir de los cuales las plantas cubren la mayor parte de la superficie terrestre con sus variaciones ambientales. La selección de semillas ha permitido a los humanos domesticar plantas específicas de valor como alimento, medicina, fibras y madera (Osuna et al., 2016).

2.3. La semilla

Una semilla es una unidad reproductiva que se desarrolla a partir de un ovulo, por lo general una vez que haya sido fecundado (Incapoma, 2017), Rodríguez (2000) define a la semilla como al embrión en estado de vida latente, acompañado o no de tejido nutricio y

protegido por el epispermo; en consecuencia, la semilla es el órgano de reproducción de la planta.

2.3.1. Partes de la semilla.

Según (Megías et al., 2018) menciona que, las semillas están constituidas principalmente por una cubierta seminal, endospermo y embrión.

2.3.2. Cubierta seminal.

Estas envueltas de la semilla son de origen materno y a partir de los tejidos que rodean al ovulo. La formación de la cubierta está inhibida antes de la fecundación y la fecundación elimina esta inhibición permitiendo el desarrollo de la cubierta. La cubierta se origina principalmente a partir de los tegumentos interno y externo del rudimento seminal, los cuales se convertirán en el tegmen y la testa de la semilla, respectivamente. Normalmente tegmen y testa están unidos y es difícil separarlos, excepto en algunas plantas como las judías. Conjuntamente se denominan epispermo o cubierta seminal. El tegmen es normalmente delgado y flexible, mientras que la testa es dura. En la superficie de la testa se sitúa una capa de células a modo de epidermis que desarrollan una cutícula que supone una barrera física para el agua y agentes externos, pero es semipermeable a los gases (Megías et al., 2018).

2.3.3. El endospermo.

El endospermo es un tejido de reserva que proporciona nutrientes al embrión y a las primeras fases del desarrollo de la planta. Las células nutricias almacenan granos de almidón o proteínas que pueden formar gránulos amorfos llamados glútenes o complejos proteicos cristalizados llamados granos de aleurona. En algunas especies de angiospermas hay un tejido de reserva adicional formado por células de la nucela, que es una parte del rudimento seminal, y que forma el denominado perispermo, aunque en la mayoría de las semillas la nucela no está presente (Megías et al., 2018).

2.3.4. El embrión

Está compuesto por un eje embrionario (tigellum) en cuyos extremos se encuentran una radícula y una plúmula, más uno o dos cotiledones. Tiene su origen en la fusión de un núcleo generativo del grano de polen con la ovocélula que se encuentra en el saco embrionario. La célula diploide resultante de la fecundación comienza con una primera

mitosis que dará dos células. La célula más interna será la responsable de formar el embrión, la más externa, por diversas divisiones mitóticas siempre transversales, forma una estructura denominada suspensor que tiene como misión unir el embrión a los otros tejidos del rudimento seminal. En el caso de las semillas dicotiledóneas la célula que forma inicialmente el embrión se divide en dos por medio de un tabique longitudinal, separando los futuros cotiledones. Los cotiledones pueden almacenar sustancias de reserva para la germinación y entonces suelen tener un aspecto carnosos. Están unidos al eje embrionario en un punto llamado nodo y se abren hacia afuera como un libro (Megías et al., 2018).

2.4. La semilla de *G. arborea*

Las semillas son poliembriónicas de las cuales se pueden obtener entre 1 y 4 plántulas por semilla. La activación de los embriones puede depender del origen de la fuente semillera y del tamaño de la semilla (Melo et al., 2019). Además las semillas son de tipo ortodoxas o tolerantes a la desecación, las cuales logran mantener su viabilidad en contenidos de humedad menores al 5% y pueden dañarse cuando se someten a bajas temperaturas y su viabilidad desciende rápidamente durante el almacenamiento (Melo et al., 2019).

2.5. Manejo de la semilla

2.5.1. Recolección de la semilla

Las semillas recolectadas podrán, posiblemente, ser almacenadas en condiciones adecuadas por siglos, pero el tiempo que puedan sobrevivir dependerá en gran parte de su calidad y viabilidad inicial al momento de ingresarlas al banco de semillas. Esto a su vez dependerá de la madurez de las semillas al momento de su cosecha, los niveles de infestación por insectos u otros daños físicos y el manejo postcosecha durante y después de la expedición. Además de la calidad, el recolector también debe asegurarse que la cantidad de semillas existente en la población potencial sea suficiente para satisfacer los requerimientos de investigación, conservación y distribución, ya que esto influirá en la utilidad final de la recolección (Di Sacco, 2018).

2.5.2. Prospección preliminar.

Se recomienda realizar una prospección preliminar para ubicar la o las poblaciones potenciales, confirmar la identificación de la o las especies y determinar la época de producción de semillas para estimar la fecha de recolección. Para registrar los datos

asociados a la muestra de semillas, se recomienda utilizar la Ficha de evaluación previa a la recolección. Si no es posible realizar una prospección preliminar, se puede consultar a lugareños o naturalistas locales para ubicar potenciales poblaciones de las especies prioritarias. Esta información debe ser complementada con datos de herbario, monografías, floras, etc. Todo esto ahorrará tiempo en el momento de la recolección (Di Sacco, 2018).

2.5.3. Identificación botánica.

Se debe identificar la especie a recolectar. Lo ideal es contar con un botánico experimentado dentro del equipo. También se puede utilizar guías botánicas, guías de colecta, y revisar imágenes digitales de los herbarios. Es fundamental que todos los miembros del grupo puedan reconocer y distinguir en terreno la especie a ser recolectada de otras especies similares es importante recolectar el mayor número de semillas una vez que se haya identificado la/es especie (Di Sacco, 2018).

2.5.4. Dimensión de poblaciones.

Se necesita, estimar el tamaño y extensión geográfica de la población. Es decir, cuantos individuos adultos la componen y cuántos de estos están en floración/fructificación, su superficie, accesibilidad de individuos, etc. Esto permitirá definir adecuadamente una estrategia de muestro para recoger muestras adecuadas de la diversidad genética presente y que asegure una cantidad mínima de semillas. La accesibilidad de la población es otro factor a considerar, lo cual es importante para poblaciones de plantas localizadas en sectores de difícil acceso. El conocimiento de la accesibilidad permitirá evaluar el factor de riesgo y, en caso de ser necesario, utilizar equipo de seguridad y escalamiento (Di Sacco, 2018).

Por otro lado, si la población ha sido perturbada, por ejemplo, por incendios, uso de herbicidas, etc., los recolectores deben tomar en cuenta que dichos eventos pueden haber afectado la viabilidad y longevidad potencial de las semillas (Di Sacco, 2018).

2.5.5. Época y duración de recolección de la semilla.

Las prospecciones con fines de recolección pueden durar de 1 a 30 días. La planificación previa de las actividades de recolección es esencial para asegurar que las operaciones se efectúen con la mayor rapidez posible. En la mayoría de las especies, la maduración de la semilla se concentra en unas pocas semanas; entonces, es necesario recoger la mayor

cantidad de semilla posible en el breve plazo en que éstas están ya maduras, pero aún no se han dispersado. La cantidad y la calidad de las semillas disponibles para una cosecha dependen de cada especie, y de factores ambientales y factores bióticos. Muchas especies suelen producir semillas en abundancia con un alto porcentaje de viabilidad, de manera más o menos regular (Varela, 2011).

2.5.6. Procedencia de la semilla.

Zalles (1988) menciona que previamente a la recolección se deben seleccionar los árboles semilleros, de los cuales año tras año se obtendrá la semilla. En primer término, se selecciona todos aquellos que presenten un buen fenotipo: a) Árbol no bifurcado, b) fuste recto y limpio, c) Fuste comerciales largos, d) Copas bien desarrolladas con el fuste continuó y e) Árboles sanos y vigorosos (Incapoma, 2017).

2.6. Propiedades de la semilla

2.6.1. Propiedades externas de las semillas.

2.6.1.1. Pureza física.

Las muestras de semilla de árboles pueden contener impurezas como semillas de malas hierbas, semillas, de otras especies arbóreas, estructuras seminales separadas, partículas de hoja y otros materiales. El análisis de pureza tiene por finalidad determinar la composición, en peso, de la muestra que es objeto del ensayo. Para ello se separa la muestra en las partes que la componen. Cuando se efectúa el análisis de pureza, es el primer ensayo que debe realizarse, pues los ensayos ulteriores se efectúan únicamente sobre el componente de semilla pura (Willan, 1991).

Con la expresión semilla pura se hace referencia a la semilla de la especie de que se trate, y además de las semillas maduras y sin daños se incluyen las semillas de tamaño inferior al normal, consumidas, inmaduras y germinadas, siempre que puedan identificarse claramente como pertenecientes a la especie de que se trate, y los trozos de semillas rotas cuyo tamaño es superior a la mitad del original (ISTA, 1976).

Las semillas de leguminosas y coníferas que han perdido por completo la cubierta se consideran materia inerte. Entre los otros componentes de la muestra pueden figurar otras semillas, correspondientes a todas las especies salvo la que es objeto del ensayo, y materia inerte. Esta última comprende trozos de semillas rotas o dañadas cuyo tamaño es inferior a

la mitad del original, a las de coníferas, semillas de leguminosas y coníferas que han perdido por completo la cubierta y otros materiales como fragmentos de hoja, ramitas, piedras o tierra (Willan, 1991).

2.6.1.2. Peso de la semilla.

El peso de la semilla se mide en el componente de semilla pura que se ha separado mediante el ensayo de pureza. Se expresa normalmente como el peso de 1 000 semillas puras. Es muy sencillo convertir esta cifra en el número de semillas puras por gramo o por kilogramo, según se requiera. El peso puede determinarse sencillamente contando 1 000 semillas y pesándolas, pero la utilización de varias muestras más pequeñas permite al analista estimar la variación que existe dentro de la muestra. La ISTA (1976) prescribe ocho réplicas de 100 semillas cada una, con las que se puede calcular la desviación típica y el coeficiente de variación, así como la media (Willan, 1991).

2.6.1.3. Numero de semillas por Kilogramo.

Existen entre 900 y 1 500 semillas por kg dependiendo de la fuente de germoplasma, se reportan 900 plantas reales por kilogramo a nivel de vivero (Jiménez, 2016).

2.6.1.4. Humedad de la semilla.

Es esencial secar las semillas hasta obtener un contenido de humedad inocuo, porque el nivel de humedad es probablemente el factor más importante que influye en la viabilidad de las semillas durante el almacenamiento. En general, si el contenido de humedad aumenta, disminuye la duración del almacenamiento. Un alto contenido de humedad puede dar lugar a la formación de moho y consiguientes pérdidas rápidas; un contenido de humedad muy bajo (CH menor del 4%) puede ocasionar una desecación extrema, y causar daños a las semillas o endurecimiento (FAO, 2019).

El contenido de humedad inocuo depende de (FAO, 2019):

- la duración de almacenamiento prevista;
- los tipos de estructuras de almacenamiento;
- el tipo de semillas; y
- el tipo de material de embalaje que se utilice.

Por ejemplo, en condiciones de almacenamiento normales de 12 a 18 meses, secar a un CH del 10% es suficiente para los cereales, mientras que el almacenamiento en contenedores sellados, secar a un CH del 5% al 8% puede ser necesario (FAO, 2019).

2.6.2. Propiedades internas de la semilla.

2.6.2.1. Viabilidad.

La viabilidad de un lote de semillas, no durmientes, hace referencia a su capacidad de germinar y de originar plántulas normales en condiciones ambientales favorables. Para evaluar y cuantificar la viabilidad se pueden realizar diferentes tipos de test, entre los que destacan (Pérez, 2014):

a) Ensayos de germinación: si una semilla es viable, y no presenta dormición, germinará cuando se la ponga en las condiciones adecuadas de humedad, luz y temperatura. Por ello se acepta que la capacidad germinativa de un lote de semillas es un reflejo directo de su viabilidad. Para la realización de este tipo de ensayos, las semillas se disponen sobre papel de filtro humedecido con agua destilada, en placas Petri o en bandejas; incubándose, a continuación, en cámaras de germinación con control de temperatura e iluminación.

b) Ensayo topográfico al tetrazolio: este ensayo es especialmente indicado para conocer la viabilidad de semillas que presentan dormición, o con una velocidad de germinación muy baja. El ensayo al tetrazolio presenta las ventajas de que puede realizarse rápidamente y no requiere un equipamiento muy sofisticado. La metodología de este ensayo ha sido puesta a punto para numerosas especies de plantas cultivadas por la ISTA (International Seed Testing Association).

c) Radiografía con rayos X: es un ensayo rápido y no destructivo que se suele emplear para evaluar la viabilidad de semillas de especies forestales. Presenta el inconveniente de que es necesario un equipamiento costoso para su realización. En las radiografías que se obtienen se pueden diferenciar entre semillas sin embriones (semillas vanas), de las que tienen un embrión bien formado; así como distinguir si en el embrión existen malformaciones o algún tipo de daños: mecánicos, por insectos, esto ayuda a ver la estructura de la semilla ver su capacidad germinativa esto dependiendo del estado físico interno de la misma etc.

2.6.2.2. Germinación.

La germinación de las semillas comprende tres etapas sucesivas (Vázquez-Yanes, et al., 1997): 1) la absorción de agua por imbibición, causando su hinchamiento y la ruptura final de la testa, 2) inicio de la actividad enzimática y del metabolismo respiratorio, translocación y asimilación de reservas alimentarias en zonas en desarrollo del embrión y 3) el crecimiento y la división celular que provoca la emergencia de la radícula y posteriormente de la plántula (Rodríguez, 2009).

En la mayoría de las semillas la radícula del embrión está cerca del micrópilo, por donde el agua se absorbe con más facilidad y rapidez que atravesando la cubierta seminal. A medida que la radícula se hincha, ejerce una presión sobre la cubierta, que normalmente se abre por vez primera en este punto para liberar la radícula. Esta da lugar a la raíz primaria, que penetra en el suelo y produce pronto raíces laterales (Willan, 1991).

2.6.2.3. Latencia.

El término “latencia” se refiere a una condición de una semilla viable que impide que ésta germine en presencia de los factores que normalmente se consideran suficientes para la germinación: temperatura adecuada, humedad y medio ambiente gaseoso. Una semilla viable es la que puede germinar en condiciones favorables, siempre que en su caso se elimine la latencia que pueda estar presente (Willan, 1991).

La propuesta más ampliamente extendida sobre latencia es la aportada por Harper (1959), según la cual existen tres tipos de latencia: (1) Innata o primaria, que puede ser producida por inmadurez del embrión en el momento de la diseminación, por algún factor bioquímico que afecta a nivel del embrión, por algún otro inhibidor diferente al bioquímico, o por la presencia de una barrera física que impide el paso del agua (la semilla es incapaz de embeberse y por ello resulta imposible la germinación); (2) Inducida o secundaria, considerada como la incapacidad adquirida para germinar una vez que la semilla ha sido diseminada, y que es motivada por constricciones ambientales y (3) Impuesta, debida a las características del medio, resultado de la presencia de inhibidores (Pérez, 2003).

2.6.2.4. Ocurrencia o quiescencia.

El estado de reposo de la semilla puede ser clasificado como quiescencia o latencia. La quiescencia se produce por falta de agua, como ocurre con las semillas almacenadas en

condiciones artificiales. Por el contrario, la latencia es el reposo de las semillas cuando no germinan a pesar de encontrarse en condiciones óptimas de temperatura y humedad. La latencia es una estrategia adaptativa ante ambientes desfavorables y se expresa en regulaciones cronológicas de interrupción del crecimiento y de disminución del metabolismo durante el ciclo de vida de la semilla (Vázquez-Yanes, et al., 1997). La latencia puede ser: 1) innata o endógena o 2) inducida o secundaria (Rodríguez, 2009).

La latencia innata o endógena se presenta cuando hay inmadurez en el embrión y es causada por el equilibrio de las sustancias reguladoras del crecimiento en la semilla (Vázquez-Yanes, et al., 1997). La duración de la latencia innata o natural es muy variable, depende de la especie y hasta de los individuos. Por lo que cuando se usen semillas de especies tropicales es importante considerar los tiempos de latencia y planear de acuerdo a ello (Rodríguez, 2009).

La latencia inducida o secundaria ocurre cuando las semillas están en condiciones fisiológicas y ambientales adversas para germinar. Muchas de las semillas en este estado, por lo general, no pueden germinar a pesar de continuar vivas. Sin embargo, algunos estímulos hormonales o una perturbación en el ambiente que modifica el régimen lumínico o el contenido de oxígeno disponible, ayuda a romper el estado de latencia (Rodríguez, 2009).

2.6.2.5. Energía germinativa.

Representa la velocidad de germinación y la rapidez de la semilla para desarrollar una plántula normal. El tiempo estipulado para calcular el porcentaje de semillas que germinan varía con la especie y suele ser aproximadamente $\frac{1}{4}$ del tiempo que se considera para %PG (Borrajo, 2006).

La energía germinativa es un parámetro muy útil porque nos da una idea de la cantidad de la semilla que rápidamente emergerá en el campo, minimizando las pérdidas de semilla por depredadores (Borrajo, 2006).

2.6.2.6. Valor germinativo.

El objetivo fundamental de los análisis de germinación consiste en evaluar la capacidad germinativa de las semillas, ya que la irregularidad de la germinación ocasiona plantas con tamaños distintos, afecta el éxito del trasplante e incrementa los costos de producción

(Arriaga, et al., 1994). Según (Rodríguez, 2009) para evaluar el proceso germinativo se consideran los siguientes aspectos:

Capacidad de germinación: es el número de semillas que germinan bajo condiciones definidas o tratamiento específico. Se expresa en porcentaje (%) o en números absolutos.

Velocidad de germinación: evalúa la rapidez o tasa con que ocurre la germinación bajo tratamiento.

Homogeneidad de germinación: señala qué tan simultánea es la germinación entre plantas, en un tiempo determinado, esto permite ver la capacidad germinativa que posee cada semilla al ser colocada a germinar bajo factores ambientales.

2.6.2.7. Caracterización de la semilla de *G. arborea*.

Las semillas de *G. arborea*., se encuentran formando parte del endocarpo del fruto, son de forma elipsoidal, comprimidas, de 7-9 mm de largo; testa color café, lisa, opaca, membranosa, muy delgada. Las semillas son poliembriónicas de las cuales se pueden obtener entre 1 y 4 plántulas por semilla. La activación de los embriones puede depender del origen de la fuente semillera y del tamaño de la semilla (Melo et al., 2019).

2.7. Tratamientos pregerminativos.

2.7.1. Siembra de la semilla.

Muchas clases de semillas aparentemente maduras, fracasan en la germinación, aun en el caso de ser favorables todos los factores ambientales, a este estado de crecimiento inhibido de las semillas o de otros órganos vegetales resultante de causas internas se denominan generalmente latencia (Saltos, 2019).

Para una mejor germinación de la semilla se recomienda la escarificación, que consiste en procesos que tiene por finalidad hacer que el endocarpio u otras capas protectoras de la semilla sean más permeables al agua y al aire, de tal modo que no interfiera en el desarrollo de la germinación como función normal, la escarificación puede ser mecánica o química. Escarificación es el tratamiento que se le da a la semilla con el fin de eliminar los tegumentos y otras estructuras de la semilla con mesocarpio cariáceo. La escarificación consiste en romper, rayar, alterar mecánicamente o ablandar las cubiertas de las semillas para que sean permeables al agua y a los gases, y posteriormente iniciar el proceso de germinación (Saltos, 2019).

2.7.2. Profundidad de siembra.

La profundidad de la siembra, o lo que es lo mismo, el tapado de la semilla, es una cuestión importante. Si es demasiado superficial se produce un arraigo defectuoso, con posibilidad de desecación de la plántula y mayor riesgo de predación. Si es demasiado profunda se puede producir un agotamiento de las sustancias de reserva en la emergencia o imposibilitarse ésta por resistencia mecánica. La regla general en este sentido, como se ha mencionado antes, consiste en enterrar la semilla de 1,5 a 2 veces el diámetro máximo de la semilla que se esté empleando (Jiménez, 1994).

2.7.3. Cantidad de semilla a sembrarse.

En base a los datos de análisis de semillas, como el porcentaje de capacidad germinativa o potencia germinativa o porcentaje de germinación, pureza, área a sembrarse y número de semillas por unidad de peso, se puede determinar la cantidad de semillas necesarias para la siembra (Incapoma, 2017).

2.7.4. Densidad de siembra.

La densidad de siembra, se puede definir como la cantidad de semillas sembradas por una unidad de área (metro cuadrado); y está relacionada con el tamaño de la semilla, de tal forma que, a mayor tamaño de semilla, será menor la densidad de siembra y viceversa. Vale señalar que las densidades reportadas para las especies forestales varían según la especie, pero oscilan entre 500 y 6.000 semillas/m², aunque hay excepciones. Naturalmente la cantidad de semillas a sembrar por metro cuadrado está determinada por la especie, con relación directa con tamaño de la semilla y el porcentaje de germinación; si la germinación es alta se producen una mayor cantidad de plantas y, por tanto, la densidad será mayor (Trujillo, 2015).

2.7.5. Protección de la siembra.

En zonas con climas con alta irradiancia solar y de acuerdo a las especies, es necesario brindar a las plantitas (en almácigo y en canteros) una media sombra, para protegerlas del posible quemado de hojas por la alta irradiancia además para un mejor manejo del agua de riego, al reducir la evapotranspiración. Lo más conocido para esto es la tela media sombra; también se pueden usar entramados de caña, listones de madera, totora, ramas. Se puede

hacer una sola estructura para todos los canteros o individuales (una para cada cantero) (Mercuri, 2018).

2.8. Sustrato

Calderón y Cevallos (2001) mencionan que un sustrato es un material sólido cuyas funciones son: anclar la planta, proteger las raíces de la luz, permitir la aireación, contener y retener el agua y los nutrientes requeridos para el desarrollo de la planta (Hernández, 2012).

Serrano (2004) comenta que un sustrato es cualquier material sólido que se diferencia del suelo, la naturaleza de este sustrato puede ser natural u obtenido mediante síntesis o de material residual de alguna actividad humana el cual colocado en un contenedor desempeña un papel de soporte similar al suelo, dando las condiciones al sistema radical para su anclaje y obtención de nutrientes mediante soluciones nutritivas (Hernández, 2012).

Además, Medrano (1995) menciona que el sustrato es un medio que está dividido en tres fases: la fase sólida, la cual está constituida por las partículas del sustrato, la fase líquida, formada por el agua contenida y retenida por el sustrato la cual contiene nutrientes disueltos y la fase gaseosa, constituida por los espacios del sustrato ocupados por el aire (Hernández, 2012).

2.8.1. Desinfección del sustrato.

El sustrato debe estar libre de semillas de malezas, bacterias y hongos patógenos, insectos, etcétera. Para asegurarnos de que ninguno de estos microorganismos esté presente, se realizan tareas de desinfección (Mercuri, 2018).

Vaporización: Se coloca el sustrato húmedo y se lo somete a la acción del vapor que difunde entre sus partículas. El procedimiento se lleva a cabo con un equipo llamado caldera de vapor. Durante la aplicación del vapor se deberá controlar una temperatura uniforme de 70 °C durante un lapso de una hora. Luego de completado el proceso se dejará enfriar a temperatura ambiente, pudiéndolo utilizar de manera inmediata. Este sistema tiene la ventaja de ser inocuo para el ambiente y las personas, el sustrato desinfectado por este método de desinfección queda totalmente listo para uso en germinación (Mercuri, 2018).

Solarización: Se refiere a una práctica de desinfección por medio de energía solar. La energía del sol atrapada, eleva la temperatura del suelo lo suficiente como para inactivar muchas plagas y enfermedades (patógenos, malezas, artrópodos y nematodos). La energía de la radiación solar es capturada cuando se coloca una lámina de polietileno transparente sobre el suelo. Hace cien años, se usaba el calor del sol para calentar el suelo o parte de plantas exponiéndose directamente al sol durante el verano. Pero el uso de polietileno (u otro material plástico adecuado) como tratamiento del suelo y replantación, permite un mejor control y una solarización más efectiva (Mercuri, 2018).

Productos de síntesis química: Los productos químicos para la desinfección de suelo pueden ser de un amplio espectro de actividad (fumigantes), o de un espectro de actividad específico sobre una plaga en particular (fungicidas y nematicidas). Los fumigantes son sustancias tóxicas que se aplican al suelo en forma de gas, polvo, agentes mojantes o gránulos, para el control de diferentes hongos del suelo, bacterias, nemátodos, insectos y malezas. Los fumigantes sólidos, una vez incorporados al suelo, se tornan volátiles de forma que penetran (fumigan) completamente el suelo (Mercuri, 2018).

2.8.2. Composición del sustrato.

Para lograr una tierra ideal o sustrato óptimo, se prepara un sustrato mezclando distintos materiales como arena, mantillo, lombricompuesto, abono, tierra, etc. La mezcla debe pasarse por una zaranda para que sea bien fina y no lleve piedras, basura o terrones. Amasando un poco de sustrato se prueba si la mezcla es buena para retener el agua y los nutrientes. La mezcla no debe ser demasiado arenosa (se escapa el agua) o demasiado arcillosa (absorbe el agua muy despacio). Según (Mercuri, 2018) estos nutrientes, o elementos básicos para que las plantas se nutran y desarrollen con normalidad son:

Nitrógeno (N): aproximadamente un 95% de este nutriente tiene su fuente en la materia orgánica del suelo. Pero se puede agregar al suelo en forma de urea, por ejemplo. Consecuentemente un suelo pobre en Materia orgánica, tendrá un bajo contenido en NNO_3^- para la planta.

Fósforo (P): se considera que un 50% del P-PO 4-3 absorbido por el vegetal proviene de la materia orgánica del suelo, el otro 50% restante corresponde al material original del suelo roca madre es un nutriente importante es uno de los tres elementos principales para el crecimiento de las plantas.

Potasio (K): la roca madre es el origen de este nutriente; Calcio (Ca) y Magnesio (Mg): igual fuente que el K; Azufre (S): aproximadamente iguales características que el N.

Hierro (Fe), Molibdeno (Mo), Cobre (Cu), Zinc (Zn), Manganeseo (Mn), Boro (B): son considerados como micronutrientes u oligoelementos (también elementos menores) por su baja concentración en la solución del suelo. La planta necesita una reducida provisión de los mismos para su metabolismo. Su disponibilidad está fuertemente influida por el valor de pH en el suelo.

2.8.3. Tierra de lugar.

La tierra vegetal es, de igual manera, de formación natural; es la capa superior de humus o materia orgánica de un bosque, que fue acumulándose y descomponiéndose lentamente sobre el suelo a medida que fue pasando el tiempo; su magnitud y grado de descomposición depende del tipo de vegetación y de las condiciones climáticas del lugar (Incapoma, 2017).

2.8.4. Arena fina.

Al igual que las gravas, las arenas son sustratos naturales. Solo son aceptables por el cultivo las arenas silíceas o cuyo componente mayoritario sea el cuarzo. Las arenas que se utilizan en la agricultura suelen ser las del río (silíceas) puesto que, en muchos países, la extracción de arenas de playa o calcárea a menudo está prohibida por la ley. La única diferencia con las gravas descritas en el punto anterior es la granulometría. El diámetro de las arenas se sitúa alrededor de 2 a 0,05 mm. Con el tiempo, la arena se meteoriza y pierde su propiedad de aireación, aunque suele durar varios años (Muñoz, 2012).

2.8.5. Turba.

La turba es el sustrato utilizado tradicionalmente debido a su excelente combinación de propiedades fisicoquímicas como bajo pH, alta capacidad de intercambio catiónico y porosidad adecuada (Nieto, 2015).

Según (Nieto, 2015) los motivos por los que la turba es un componente de gran importancia en la elaboración de sustratos de cultivo son los siguientes:

- aumenta la capacidad de retención de agua;
- aumenta la porosidad, lo que mejora la aireación y el drenaje;

- aumenta la densidad aparente, facilitando el desarrollo radicular;
- aumenta el efecto amortiguador, que permite equilibrar el pH y las sales solubles;
- es una fuente de liberación lenta de N;
- mejora la disponibilidad de nutrientes para la planta.

El proceso de formación de la turba se realiza durante siglos y consiste en la acumulación y fosilización de residuos vegetales en tierras húmedas llamadas turberas. Las turberas son áreas en las que se deposita materia orgánica en distintos estados de degradación anaeróbica (sin presencia de oxígeno). En condiciones deficitarias de temperatura o

aireación, la actividad biológica y la mineralización pueden verse sumamente dificultadas, y si el aporte de materia orgánica se encuentra asegurada por parte de una vegetación adaptada a dichas características del medio, se produce una progresiva acumulación de la misma, que se enriquece en sus componentes de más difícil degradación, y se humifica parcialmente, permaneciendo estable durante siglos, enterrada por la aposición de sucesivas capas de materia orgánica que experimenta el mismo proceso (Nieto, 2015).

2.9. Marco referencial.

Según el estudio de Muñoz (2012) “Efectos de tres métodos pregerminativos y tres sustratos en la propagación de melina (*Gmelina arborea* Robx.) En el recinto Sabanetillas, cantón Echendia provincia Bolívar.”

De acuerdo con Muñoz (2012) aplicó 9 tratamientos + 1 testigo con dos repeticiones, 30 individuos por tratamiento.

Se experimentó con un total de 900 plantas como unidad experimental, de las cuales se evaluaron y tomaron datos de las siguientes variables por tratamiento:

Métodos de evaluación y datos tomados	
Días de brotación	Ancho de hoja
Porcentaje de brotación	Longitud de peciolo
Altura de planta	Diámetro de peciolo
Diámetro de tallo	Numero de ramas
Numero de hojas	Porcentaje de sobrevivencia
Longitud de hoja	Volumen radicular

Resultados obtenidos en el estudio realizado por (Muñoz y Vera, 2012):

Las diferencias estadísticas fueron significativas para la mayoría de las variables evaluadas en la propagación de melina.

Los porcentajes más elevados de sobrevivencia de las plantas de melina fueron a los 90 días en los métodos pregerminativos se registró en el factor A3 (Remojo de semilla de melina en agua fría por 48 horas) con una media del 95%.

El sustrato, que tuvo mayor efectividad en cuanto a la variable porcentaje de sobrevivencia de plantas de melina a los 90 días fue el B1 (75% de tierra de huerta más 25% de arena) con una media del 75% de sobrevivencia de plantas.

En la interacción de factores métodos pregerminativos por tipos de sustratos, los tratamientos efectivos fueron el T7: A3B1 (Semilla en remojo con agua fría por 48 horas más sustrato 75% de tierra de huerta + 25% de arena) y T9: A3B3 (Semilla en remojo con agua fría por 48 horas más sustrato 50% de tierra de huerta + 25% de arena + 25% de pulpa de café) se tuvo el 96% de sobrevivencia de plantas de melina a los 90 días.

Las variables independientes que contribuyeron a obtener un porcentaje de sobrevivencia de plantas de melina más vigorosas a los 90 días fueron: porcentaje de brotación; altura de plantas a los 60 días; diámetro del tallo a los 60 y 90 días; número de hojas a los 60 y 90 días; ancho de la hoja a los 60 días; longitud del pecíolo a los 60 días y volumen de raíz en cm^3 .

El análisis económico de presupuesto parcial el tratamiento con el beneficio neto más elevado fue el T7: A3B1 (Semilla en remojo con agua fría por 48 horas, más sustrato 75% de tierra de huerta, más 25% de arena) con \$. 16,17/tratamiento con un valor de la TMR de 105%.

Finalmente, esta investigación contribuyó a mejorar la propagación de plantas de melina con una efectividad promedio del 85%.

CAPÍTULO III
METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN

3. METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN

3.1. Materiales y métodos.

3.1.1. Localización de la zona de estudio.

La investigación se realizará en la finca experimental "La Represa", propiedad de la Universidad Técnica Estatal de Quevedo (UTEQ), la misma que se encuentra ubicada en el recinto Fayta, kilómetro 7,5 de la vía Quevedo - San Carlos, provincia de Los Ríos, cuya ubicación geográfica es 01°03'18" de latitud sur y 79°25'24" de longitud oeste, a una altura de 73 m.s.n.m.

3.1.2. Las características edafoclimáticas de la zona donde se llevará a cabo el estudio son:

Altitud:	73 m.s.n.m.
Precipitación anual:	2026,5 mm
Temperatura media:	24,6 °C
Humedad relativa:	86,0%
Zona ecológica:	bh - T
Topografía:	Irregular
Textura del suelo:	Franco arcilloso – limoso
Valor de pH del suelo:	5,6 – 6,0
Heliofanía:	848,2 Horas luz/año

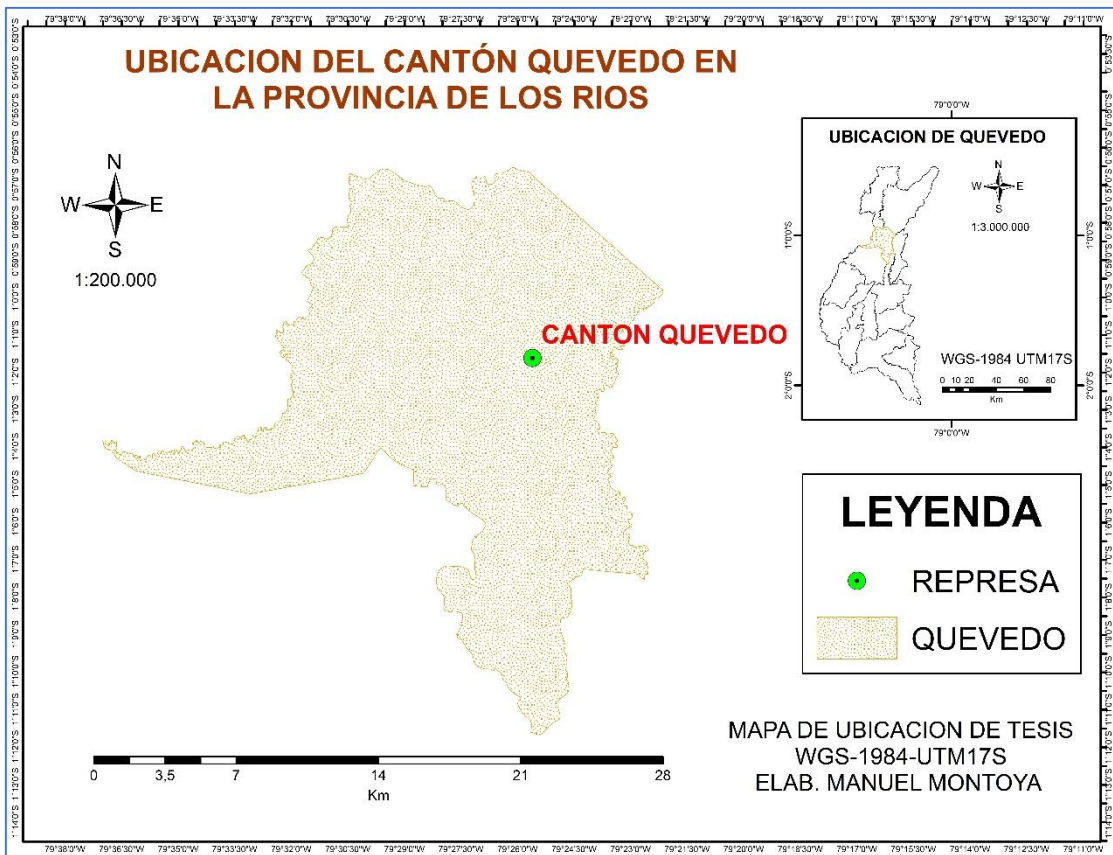
Fuente: INAMHI (77)

3.1.3. Límites del área de estudio.

El área de estudio se encuentra ubicada en el cantón Quevedo, provincia de Los Ríos, la cual limita al Norte con la provincia de Santo Domingo de los Tsáchilas, al Sur y Oeste con la provincia del Guayas, por el Este con las provincias de Cotopaxi y Bolívar y al noroccidente con la provincia de Manabí. En esta zona se lleva a cabo la fase investigativa o (fase de campo) la cual permitirá analizar todo el proceso de los tratamientos pregerminativos aplicados a las semillas de *G. arborea*; y crecimiento en los diferentes sustratos es lo que se pondrán a germinar las semillas.

3.1.4. Mapa de ubicación del sitio.

Figura 1: Mapa ubicación de la finca experimental " La Represa".



Fuente: Elaboración propia

3.2. Materiales y métodos.

Se emplearán los siguientes materiales de campo y de oficina:

3.2.1. Materiales de campo.

- Tubeteras
- Semillas de *G. arborea*
- Fundas para plántulas
- Libreta de campo
- Lápiz
- Etiquetas auto adhesivas
- Cámara fotográfica

3.2.2. Materiales de oficina.

- Hojas
- Ordenador
- Impresión
- Flash memory
- Carpetas
- CD`s

3.2.3. Tipo de investigación.

En la presente investigación se empleará el método Hipotético-Deductivo, debido que el objetivo es evaluará el efecto de aplicación de estimulantes pregerminativos con distintos tipos de sustratos, en semillas de *G. arborea*; por lo tanto, este método permitirá la observación y evaluación del fenómeno a estudiar.

3.3. Metodología.

3.3.1. Adquisición de la semilla.

La semilla de *G. arborea.*, será comprada o recolectada en la zona de Quevedo.

3.3.2. Tratamientos pregerminativos a aplicar a las semillas de *G. arborea.*

Tabla 1: Se presentan los métodos pregerminativos según el siguiente detalle (Factor A):

Código	Detalle
A0	Semilla sin tratamiento (control)
A 1	Tratamiento en ácido nítrico y agua destilada
A 2	Tratamiento en agua caliente a 80 °C
A 3	Tratamiento en agua fría por 48 horas

3.3.3. Estimulantes pregerminativo de la semilla.

a. Estimulante (T0) no se hará ningún tratamiento a las semillas (testigo).

Se hizo uso de las semillas de *G. arborea.*, las cuales no fue objeto de ningún estimulante, frente a los demás estimulantes pregerminativos, posteriormente se procederá a sembrarlas directamente en los tubeteras con los diferentes sustratos.

b. Estimulante (T1) tratamiento en ácido nítrico y agua destilada.

Se procedió a sumergir las semillas en ácido nítrico a una concentración del 15% (el otro 85% será agua destilada) durante 5 minutos, después se procedió a sembrarlas.

c. Estimulante (T2) tratamiento con agua fría por 48 horas.

Este tratamiento se colocarán las semillas en un recipiente con agua fría por 48 horas luego de haberse cumplido este tiempo se procedió a sembrarlas en el respectivo sustrato.

d. Estimulante (T3) tratamiento en agua caliente a temperatura de 80 °C durante 5 minutos y enfriado gradual a temperatura ambiente.

Se introdujo las semillas en agua caliente a 80 °C, dejó sumergidas durante 5 minutos al cabo de este tiempo se dejará enfriar las semillas gradualmente a temperatura ambiente, se procedió a la siembra con su respectivo sustrato.

3.3.4. Sustratos orgánicos a usar en la siembra de las semillas.

Tabla 2: Se detalla los sustratos según el siguiente detalle (Factor B):

Código	Detalle
B1	75% Tierra de huerta + 25% de arena
B2	50% Tierra común + 50% abono UTEQ
B3	60% Tierra común + 40% cascarilla de arroz

3.3.5. Tratamientos.

Tabla 3: La combinación de los factores A y B se presentan:

N°	Combinaciones	Código	Detalle
T1	Testigo x sustrato 1	A0B1	Semillas sin tratamiento, más 75% tierra de huerta + 25% de arena.
T2	Testigo x sustrato 2	A0B2	Semilla sin tratamiento, más 50% Tierra + 50% abono UTEQ.
3	Testigo x sustrato 3	A0B3	Semilla sin tratamiento, más 60% Tierra + 40% cascarilla de arroz.
4	Estimulante 1 X sustrato 1	A1B1	Tratamiento en ácido nítrico y agua destilada más 75% tierra de huerta + 25% de arena.
5	Estimulante 1 X sustrato 2	A1B2	Tratamiento en ácido nítrico y agua destilada más 50% Tierra común + 50% abono UTEQ.
6	Estimulante 1 X sustrato 3	A1B3	Tratamiento en ácido nítrico y agua destilada más 60% Tierra común + 40% cascarilla de arroz.
7	Estimulante 2 x sustrato 1	A2B1	Tratamiento en agua caliente más 75% tierra de huerta + 25% de arena
8	Estimulante 2 x sustrato 2	A2B2	Tratamiento en agua caliente más 50% Tierra + 50% abono UTEQ.
9	Estimulante 2 x sustrato 3	A2B3	Tratamiento en agua caliente más 60% Tierra común + 40% cascarilla de arroz.
10	Estimulante 3 x sustrato 1	A3B1	Tratamiento en agua fría más 75% tierra de huerta + 25% de arena.
11	Estimulante 3 x sustrato 2	A3B2	Tratamiento en agua fría más 50% Tierra + 50% abono UTEQ.
12	Estimulante 3 x sustrato 3	A3B3	Tratamiento en agua fría más 60% Tierra + 40% cascarilla de arroz.

Cada tratamiento contara con tres repeticiones con un total de 12 combinaciones entre diferentes estimulantes a las que se les aplicara a las semillas de *G. arborea*; y tipos de sustratos con 40 individuos a evaluar por tratamiento y un total de 1440 plantas como unidad experimental.

3.4. Variables evaluadas previamente a la aplicación de los estimulantes pregerminativos.

a) Determinación del número de semillas por kilogramo. Para este cálculo se usó una balanza y se pesaran 1kg de semillas de melina, y contándolas manualmente determinando así la cantidad de semilla contenida en un kilogramo de peso de aproximadamente de 900 a 1.500 semillas por Kilogramo esta cantidad depende de la fuente donde se adquirió el germoplasma y las condiciones en que estén las semillas.

b) Viabilidad. Zalles (1988) define a la viabilidad como la capacidad potencial que posee una semilla para poder germinar, para su determinación se tomó en cuenta la respuesta germinativa de las semillas puestas a prueba Se tomaron dos muestras con 100 semillas cada una, se las introdujo en diferentes recipientes con agua a temperatura ambiente las dos muestras y al cabo de 30 min, se observó semillas precipitadas y otras flotando, las semillas precipitadas son las que se usaran para el experimento.

3.5. Variables evaluadas en campo.

a) Número de semillas germinadas. Se procedió a tomar datos de esta variable una sola vez realizando el conteo de las semillas germinadas y no germinadas de cada tratamiento y repetición, durante dos semanas al haber realizado la siembra, se identificó por la aparición de los primeros cotiledones de la planta.

b) Altura de plantín. Esta variable se determinó cada 8 días, midiendo en unidades de cm, con una regla graduada la longitud de la planta, desde la superficie del suelo, hasta la parte apical de las hojas más largas, un total de 8 tomas de datos durante dos meses.

c) Número de hojas. El conteo de hojas se determinó cada 8 días contando las hojas por planta muestreada de los diferentes tratamientos, este conteo se hizo en forma manual sin tomar en cuenta los cotiledones, un total de 8 tomas de datos durante dos meses hasta la finalización del proceso de investigación.

d) Diámetro del tallo. Se tomo el diámetro del tallo cada 8 días, midiendo en unidades de cm, con un calibrador (forcípula), un total de 8 tomas de datos durante dos meses.

e) Longitud y ancho de la hoja. Se tomo los datos cada 8 días midiendo el ancho y largo de la hoja con una regla graduada en cm, un total de 8 tomas de datos durante dos meses.

f) Longitud de la raíz. Esta variable se registró al finalizar el experimento, con el debido cuidado se procedió a extraer el plantín con su raíz, antes de medir se tendrá que remojar en agua, así poder limpiar la tierra y facilitar la medición con la ayuda de una regla graduada en cm.

3.6. Diseño experimental.

El diseño experimental que se realizó es un (DCA) con doce tratamientos y tres repeticiones.

Tabla 4: Tabla ADEVA del diseño experimental (DCA).

Tabla ADEVA	
Fuente de Variación	Grados de Libertad
Total (t x r) -1	39
Repeticiones (r-1)	2
Tratamientos (t-1)	11
Factor A Métodos Pregerminativos (a-1)	3
Factor B Sustratos (b-1)	2
Factor A x B	6
Testigo	1
Error experimental (t-1) (r-1)	22

Tabla 5: Esquema de distribución de tratamientos con repeticiones.

Factor A y B	Tratamientos	Repetición 1	Repetición 2	Repetición 3
A0B1	T1	40	40	40
A0B2	T2	40	40	40
A0B3	T3	40	40	40
A1B1	T4	40	40	40

A1B2	T5	40	40	40
A1B3	T6	40	40	40
A2B1	T7	40	40	40
A2B2	T8	40	40	40
A2B3	T9	40	40	40
A3B1	T10	40	40	40
A3B2	T11	40	40	40
A3B3	T12	40	40	40
		480	480	480
TOTAL PLANTAS			1440	

El área donde se realizó la fase investigativa o fase de (campo) es en la finca experimental la represa, en un área de 5 m de largo x 3 m de ancho con 36 tubeteras y 40 semillas por tubetera, con un total de 1440 unidades experimentales.

Para las diferencias estadísticas significativas de comparación de promedios, se utilizó la prueba del método de Tukey para comparaciones múltiples de intervalos de confianza con una probabilidad de error del 5 %. El tratamiento de los datos se los realizó con el software estadístico InfoStat (versión 20.20), adicional el software Excel versión (2019).

CAPÍTULO IV
RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4. RESULTADOS

4.1. Resultados

4.1.1. Determinación de número de semillas por Kilogramo de melina.

Tabla 6: Numero de semillas por Kg.

Número de replicas	1
Número de semillas en 1 Kg.	975

4.1.2. Determinación de la viabilidad del número de semillas de melina.

Tabla 7: Germinación de semillas viabilidad.

Replicas	1	2	TOTAL
Semillas ensayadas	100	100	200
Semillas sumergidas	77	60	137
Semillas que flotaron	23	30	53

4.1.3. Semillas germinadas y porcentaje de germinación.

De acorde al primer objetivo específico, de evaluar la aplicación de estimulantes pregerminativos en la eclosión de las semillas de melina, se obtuvo los siguientes resultados:

Tabla 8: Germinación de semillas *G. arborea*.

GERMINACIONES REPTICIONES 1-2-3	
Repetición 1	231
Repetición 2	251
Repetición 3	226
TOTAL	708

Se obtuvo un total de germinación en la repetición 1 con (231 semillas germinadas), repetición 2 con (251 semillas germinadas), y la repetición 3 con (266 semillas germinadas) un total de 708 semillas germinadas.

Tabla 9: Porcentaje de germinación de melina.

SEMILLAS GERMINADAS	PORCENTAJE
708	49 %

Se obtuvo un total del 49 % de germinación en las tres repeticiones.

4.1.3.1. Porcentaje de mortalidad y sobrevivencia de las plantas.

Tabla 10: Mortalidad y sobrevivencia de plantas de *G. arborea*.

REPETICIONES	MORTALIDAD	SOBREVIVENCIA
Repetición 1	17	214
Repetición 2	30	221
Repetición 3	17	209
TOTAL	64	644

Se obtuvo un total de mortalidad en la repetición 1 con (17 plantas), repetición 2 con (30 plantas), y la repetición 3 con (17 plantas) un total 64 plantas muertas.

En cuanto a la sobrevivencia se obtuvo un total de sobrevivencia en la repetición 1 con (214 plantas), repetición 2 con (221 plantas), y la repetición 3 con (209 plantas) un total 644 plantas vivas.

Tabla 11: Porcentaje de mortalidad y sobrevivencia de *G. arborea*.

PORCENTAJE MORTALIDAD	PORCENTAJE SOBREVIVENCIA
9 %	91%

Se obtuvo un total del 9 % de mortalidad y 91% de sobrevivencia en las tres repeticiones del experimento.

4.2. Cuadrados medios, promedios de altura, con efecto simple de interacción de estimulantes y sustratos.

Tabla 12: Cuadrados medios altura de plantas de melina.

F de V	GL	5 días	21 días	35 días	49 días (sem.8)
--------	----	--------	---------	---------	-----------------

		(sem.1)	(sem.4)	(sem.6)	
Factor A	3	0,85 *	318,98 ns	570,54 ns	598,72 ns
Factor B	2	0,08 *	15,91 ns	45,96 ns	83,24 ns
Interacción (AxB)	6	0,36 *	32 ns	114,77 ns	151,62 ns
Error	7	0,80	807,27	1361,27	1481,62
CV (%)		9,22	72,68	51,56	38,20

Variable altura se obtuvo datos significativos de efecto estimulante (0,85 *) para el sustrato con (0,08 *) la interacción de los dos factores significativamente fue de (0,36 *). Los valores menos significativos de estimulante (598,72 ns), sustrato (83,24 ns), la interacción de factores es (151,62 ns).

Tabla 13: Promedios altura de plantas con cuatro estimulantes.

Estimulante	5 días	21 días	35 días	49 días
	(sem.1)	(sem.4)	(sem.6)	(sem.8)
1	3,40 a	4,25 b	9,60 b	15,29 b
2	3,49 a	9,14 ab	16,52 ab	21,68 ab
3	3,90 a	12,17 a	20,02 a	26,44 a
4	3,83 a	6,36 ab	12,28 ab	18,86 ab

Efecto simple del estimulante sobre la altura no fue significativa, es decir que todas las combinaciones presentaron resultados estadísticamente similares, con promedio de 1 (3,40 a) y 3 (26,44 a) respectivamente.

Tabla 14: Promedios altura de plantas con tres sustratos.

Sustrato	5 días	21 días	35 días	49 días
	(sem.1)	(sem.4)	(sem.6)	(sem.8)
1	3,72 a	7,15 a	13,40 a	18,98 a
2	3,68 a	8,02 a	14,31 a	20,10 a
3	3,56 a	8,78 a	16,10 a	22,62 a

Efecto simple del sustrato sobre la altura no fue significativa, es decir que todas las combinaciones presentaron resultados estadísticamente similares, con promedio de 3 (3,56 a) y 3 (22,62 a) respectivamente.

4.3. Cuadrados medios, promedios número de hojas, con efecto simple de interacción de estimulantes y sustratos.

Tabla 15: Cuadrados medios números de hojas de melina.

F de V	GL	5 días (sem.1)	21 días (sem.4)	35 días (sem.6)	49 días (sem.8)
Factor A	3	1,33 *	34,71 ns	42,00 ns	36,73 ns
Factor B	2	0,06 *	7,37 ns	0,22 *	0,01 *
Interacción (AxB)	6	0,16 *	7,37 ns	8,26 ns	11,37 ns
Error	24	0,33	96,47	141,37	160,06
CV (%)		8,62	49,84	34,70	27,78

Variable número de hojas se obtuvieron datos significativos de efecto estimulante (1,33 *) para el sustrato (0,01 *) la interacción de los dos factores significativamente fue de (0,16 *). Los valores menos significativos con estimulante (42,00 ns), sustrato (0,22 *), la interacción de factores es (11,37 ns).

Tabla 16: Promedios número de hojas con cuatro estimulantes.

Estimulante	5 días (sem.1)	21 días (sem.4)	35 días (sem.6)	49 días (sem.8)
1	2,43 b	2,80 a	5,68 a	7,98 a
2	2,22 b	4,43 a	7,59 a	9,59 a
3	2,57 a b	5,40 a	8,43 a	10,47 a
4	3,02 a	3,47 a	6,28 a	8,88 a

Efecto simple del estimulante sobre las hojas no fue significativa, es decir que todas las combinaciones presentaron resultados estadísticamente similares, con promedio de 2 (2,22 b) y 3 (10,47 a) respectivamente.

Tabla 17: Promedios de número de hojas con tres sustratos.

Sustrato	5 días (sem.1)	21 días (sem.4)	35 días (sem.6)	49 días (sem.8)
-----------------	---------------------------	----------------------------	----------------------------	----------------------------

1	2,65 a	3,46 a	7,04 a	9,28 a
2	2,50 a	4,05 a	6,88 a	9,30 a
3	2,53 a	4,56 a	7,06 a	9,31 a

Efecto simple del sustrato sobre el número de hojas no fue significativa, es decir que todas las combinaciones presentaron resultados estadísticamente similares, con promedio de 3 (2,53 a) y 3 (9,31 a) respectivamente.

4.4. Cuadrados medios, promedios de diámetro de tallo, con efecto simple de interacción de estimulantes y sustratos.

Tabla 18: Cuadrados medios diámetro de tallo de melina.

F de V	GL	5 días (sem.1)	21 días (sem.4)	35 días (sem.6)	49 días (sem.8)
Factor A	3	5,5 e ns	0,07 *	0,07 *	0,05 *
Factor B	2	3,00 *	0,02 *	0,03 *	0,08 *
Interacción (AxB)	6	1,7 e *	0,01 *	0,02 *	0,03 *
Error	24	1,0 e	0,22	0,26	0,35
CV (%)		7,63	38,84	29,03	25,26

Variable diámetro de tallo se obtuvieron datos significativos de efecto estimulante (0,05 *) para el sustrato (0,02 *) la interacción de los dos factores significativamente fue de (0,01 *). Los valores menos significativos con estimulante (5,5e ns), sustrato (3,00 *), la interacción de factores es (1,7e ns).

Tabla 19: Promedios de diámetro de tallo con cuatro estimulantes.

Estimulante	5 días (sem.1)	21 días (sem.4)	35 días (sem.6)	49 días (sem.8)
1	0,16 a	0,19 a	0,30 a	0,43 a
2	0,16 a	0,26 a	0,39 a	0,49 a
3	0,16 a	0,30 a	0,41 a	0,53 a
4	0,16 a	0,22 a	0,34 a	0,47 a

Efecto simple del estimulante sobre el diámetro del tallo no fue significativa, es decir que todas las combinaciones presentaron resultados estadísticamente similares, con promedio de 1,2,3,4 (0,16 a) y 3 (0,53 a) respectivamente.

Tabla 20: Promedios de diámetro de tallo con tres sustratos.

Sustrato	5 días (sem.1)	21 días (sem.4)	35 días (sem.6)	49 días (sem.8)
1	0,15 a	0,22 a	0,32 a	0,42 a
2	0,16 a	0,25 a	0,36 a	0,51 a
3	0,16 a	0,27 a	0,40 a	0,51 a

Efecto simple del sustrato sobre diámetro de tallo no fue significativa, es decir que todas las combinaciones presentaron resultados estadísticamente similares, con promedio de 1 (0,15 a) y 2,3 (0,51 a) respectivamente.

4.5. Cuadrados medios, promedios longitud de hojas, con efecto simple de interacción de estimulantes y sustratos.

Tabla 21: Cuadrados medios longitud de hojas de melina.

F de V	GL	5 días (sem.1)	21 días (sem.4)	35 días (sem.6)	49 días (sem.8)
Factor A	3	0,66 *	38,25 ns	23,31 ns	21,68 ns
Factor B	2	0,88 *	2,61 *	1,08 *	3,97 *
Interacción (AxB)	6	0,74 *	4,83 *	6,71 ns	9,59 ns
Error	24	0,51	94,94	33,07	44,78
CV (%)		8,28	45,98	18,13	16,75

Variable longitud de hoja se obtuvieron datos significativos de efecto estimulante (0,66 *) para el sustrato (0,88 *) la interacción de los dos factores significativamente fue de (0,74 *). Los valores menos significativos de estimulante (38,25 ns), sustrato con valor significativo de (3,97 *), la interacción de factores es (9,59 ns).

Tabla 22: Promedios longitud de hojas cuatro estimulantes.

Estimulante	5 días (sem.1)	21 días (sem.4)	35 días (sem.6)	49 días (sem.8)
1	2,82 a	3,09 b	5,63 b	7,25 b
2	3,36 a	4,87 ab	6,81 ab	8,05 ab
3	3,32 a	5,72 a	7,63 a	9,39 a
4	3,23 a	3,62 ab	5,82 b	7,93 ab

Efecto simple del estimulante sobre la longitud de la hoja no fue significativa, es decir que todas las combinaciones presentaron resultados estadísticamente similares, con promedio de 1 (2,82 a) y 3 (9,39 a) respectivamente.

Tabla 23: Promedios longitud de hojas tres sustratos.

Sustrato	5 días (sem.1)	21 días (sem.4)	35 días (sem.6)	49 días (sem.8)
1	3,49 a	0,22 a	0,32 a	0,42 a
2	2,92 b	0,25 a	0,36 a	0,51 a
3	3,14 ab	0,27 a	0,40 a	0,51 a

Efecto simple del sustrato sobre longitud de hoja no fue significativa, es decir que todas las combinaciones presentaron resultados estadísticamente similares, con promedio de 1 (0,22 a) y 1 (3,49 a) respectivamente.

4.6. Cuadrados medios, promedios ancho de hojas, con efecto simple de interacción de estimulantes y sustratos.

Tabla 24: Cuadrados medios ancho de hojas de melina.

F de V	GL	5 días (sem.1)	21 días (sem.4)	35 días (sem.6)	49 días (sem.8)
Factor A	3	27,77 ns	32,70 ns	32,02 ns	27,42 ns
Factor B	2	10,80 ns	2,01 *	0,90 *	2,89 *
Interacción (AxB)	6	52,69 ns	3,66 *	6,85 ns	10,97 ns

Error	24	283,92	71,63	50,14	55,95
CV (%)		185,02	53,36	25,84	20,79

Variable ancho de hoja se obtuvieron valor no significativo de efecto estimulante (27,42 ns) para el sustrato significativo de (0,90 *) la interacción de los dos factores significativamente fue de (3,66 *). Los valores menos significativos con estimulante (32,70 ns), sustrato (10,80 ns), la interacción de factores es (52,69 ns).

Tabla 25: Promedios ancho de hojas cuatro estimulantes.

Estimulante	5 días (sem.1)	21 días (sem.4)	35 días (sem.6)	49 días (sem.8)
1	1,87 a	2,06 b	4,56 b	6,36 b
2	2,39 a	3,74 ab	6,06 ab	7,46 ab
3	4,78 a	4,51 a	6,90 a	8,70 a
4	2,45 a	2,64 ab	4,84 b	6,87 ab

Efecto simple del estimulante sobre el ancho de las hojas no fue significativa, es decir que todas las combinaciones presentaron resultados estadísticamente similares, con promedio de 1 (1,87 a) y 3 (8,70 a) respectivamente.

Tabla 26: Promedios ancho de hojas tres sustratos.

Sustrato	5 días (sem.1)	21 días (sem.4)	35 días (sem.6)	49 días (sem.8)
1	2,54 a	3,04 a	5,48 a	7,27 a
2	2,09 b	3,10 a	5,48 a	7,04 a
3	3,98 a	3,57 a	5,82 a	7,72 a

Efecto simple del sustrato sobre ancho de hojas no fue significativa, es decir que todas las combinaciones presentaron resultados estadísticamente similares, con promedio de 2 (2,09 a) y 3 (7,72 a) respectivamente.

4.7. Cuadrados medios, promedios longitud de raíz, con efecto simple de interacción de estimulantes y sustratos.

Tabla 27: Cuadrado medio longitud de raíz de melina.

F de V	GL	49 días (sem.8)
Factor A	3	36,11 ns
Factor B	2	14,87 ns
Interacción (AxB)	6	16,96 ns
Error	24	145,61
CV (%)		19,47

Variable longitud de raíz se obtuvieron valores no significativos de efecto estimulante (36,11 ns) para el sustrato (14,87 ns) la interacción de los dos factores fue de (16,96 ns).

Tabla 28: Promedios longitud de raíz cuatro estimulantes.

Estimulante	49 días (sem.8)
1	11,46 a
2	12,79 a
3	14,18 a
4	12,16 a

Efecto simple del estimulante sobre la longitud de la raíz no fue significativa, es decir que todas las combinaciones presentaron resultados estadísticamente similares, con promedio de 1 (11,46 a) y 3 (14,18 a) respectivamente.

Tabla 29: Promedios longitud de raíz tres sustratos.

Sustrato	49 días (sem.8)
1	12,68 a
2	13,42 a
3	11,85 a

Efecto simple del sustrato sobre longitud de la raíz no fue significativa, es decir que todas las combinaciones presentaron resultados estadísticamente similares, con promedio de 3 (11,85 a) y 2 (13,42 a) respectivamente.

4.8. Discusión

El tratamiento en agua fría presentó un porcentaje del 32% de germinación, al igual que el testigo sin tratamiento con 28%, en los sustratos que contenían tierra de huerta + arena, tierra + abono UTEQ y cascarilla de arroz en las tres repeticiones.

La investigación de Ramos (2016), el mejor tratamiento pregerminativo fue mantener la semilla en remojo en agua al ambiente durante 72 horas (T1), ya que presentó el mayor porcentaje de germinación (61,25%).

En los tratamientos pregerminativos de ácido nítrico + agua destilada con 19%, agua caliente con 18%, se observó un menor porcentaje de germinación.

De acuerdo con Ramos (2016), los tratamientos (T2, T3 y T4) que fueron sumergidos en agua caliente a una temperatura de 73°C, no tuvieron resultados positivos en la germinación, se puede decir que esto se debió a que el embrión de la semilla se cocinó.

El porcentaje de sobrevivencia de las plantas en las tres repeticiones es del 91% y con una mortalidad del 9%.

De acuerdo con Muñoz (2012), quienes obtuvieron porcentajes más elevados de sobrevivencia de las plantas de melina. Los datos fueron tomados a los 90 días después de realizar los métodos pregerminativos, y se registró en el factor A3 (Remojo de semilla de melina en agua fría por 48 horas) con una media del 95%.

De acuerdo con Muñoz (2012), el sustrato, que tuvo mayor efectividad en cuanto a la variable porcentaje de sobrevivencia de plantas de melina a los 90 días fue el B1 (75% de tierra de huerta más 25% de arena) con una media del 75% de sobrevivencia de plantas.

Las plantas que registraron a los 35 y 49 días mayor altura, número de hojas fueron aquellas que se les aplicó tratamiento en agua fría, que contaban con los sustratos de tierra de huerta + arena, tierra + abono UTEQ y tierra más cascarilla de arroz.

De acuerdo a Muñoz (2012), en la interacción de factores métodos pregerminativos por tipos de sustratos, los tratamientos efectivos fueron el T7: A3B1 (Semilla en remojo con agua fría por 48 horas más sustrato 75% de tierra de huerta + 25% de arena) y T9: A3B3

(Semilla en remojo con agua fría por 48 horas más sustrato 50% de tierra de huerta + 25% de arena + 25% de pulpa de café) se tuvo el 96% de sobrevivencia de plantas de melina a los 90 días.

En la variable longitud de raíz en promedios las plantas no se mostró diferencias significativas estadísticamente en cuanto a su longitud.

La investigación de Ramírez (2018), los tratamientos que mayor resultado presentaron en todas las variables analizadas, fueron los tratamientos: 4, 8, 12, 16 y 20 los mismos que están compuestos del sustrato 4 (Tierra negra 80% + Hojarasca de cacao 20%), concluyendo que para el desarrollo de las plántulas a nivel de vivero el factor determinante fue el sustrato que favoreció la producción de plántulas de Gmelina arborea.

De acuerdo con Ramírez (2018), los tratamientos que menor resultados obtuvieron en todas las variables analizadas, fueron los tratamientos: 1, 2 (Arena de río 10% + tierra amarilla 90%) y 5 (Tierra amarilla 70% + Materia orgánica 30%).

De acuerdo con la investigación de Gonzabay (2016), el sustrato que más influyó en el desarrollo de la plántula de melina fue el T2 (tierra amarilla 70% + tierra de sembrar 30%) mostro los mejores resultados al finalizar el ensayo a los 90 días.

El sustrato T1 (Tierra amarilla 90% + arena de río 10%) mostro buenos resultados en el número y Longitud de hojas a los 90 días. El sustrato de tierra de sembrar 95% + humus 5% mantuvo un resultado por debajo de las primeras mezclas de sustrato mencionado.

CAPÍTULO V
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. CONCLUSIONES

- Los tratamientos pregerminativos aplicados a las semillas de melina, agua fría por 48 horas, testigo (control), lograron el mayor porcentaje de germinación de semillas. Para los otros dos tratamientos, tales como ácido nítrico + agua destilada y agua caliente el porcentaje de germinación fue bajo con diferencia a los otros tratamientos.
- El mejor método pregerminativo para aplicar a semillas de melina, es el tratamiento en agua fría por 48 horas, permitiendo un mayor porcentaje germinativo a nivel de vivero.
- Las plantas que tuvieron mejores resultado en promedios de variables de crecimiento en interacción tratamiento x sustrato fueron, altura de planta 3 (22,62 a) - 3 (3,56 a), número de hojas 3 (9,31 a) - 3 (2,53 a), diámetro de tallo 2,3 (0,51 a) - 1 (0,15 a), longitud de hoja 1 (3,49 a) - 1 (0,22 a), ancho de hoja 3 (7,72 a) - 2 (2,09 a), longitud de raíz 2 (13,42 a) - 3 (11,85 a). Los tipos de sustrato son : 1 (tierra de huerta + arena), 2 (tierra + abono UTEQ), 3 (tierra + cascarilla de arroz). Sustratos mejores tierra + cascarilla de arroz, tierra + abono UTEQ.
- Los tratamientos pregerminativos aplicados a semillas de *G. arborea.*, variaron en diferencias sobre germinación entre tratamientos, además de los diferentes sustratos combinados en los que se puso a germinar, se evidenció similitudes en cuantos a variables de crecimiento tomadas durante 8 semanas. Se determinó que la aplicación de diferentes tratamientos pregerminativos y sustratos en semillas de melina existen similitudes estadísticamente entre estimulantes y sustratos.

5.2. RECOMENDACIONES

- Se recomienda el uso de semillas con buena calidad física, prueba de viabilidad en agua durante unos 20 a 30 minutos, descartando las semillas no aptas para la germinación. Regar bien y tapar con un plástico negro para acelerar el proceso germinativo.

- La metodología aplicada en este experimento puede ser replicada para otras semillas de otras especies, pero tomando en consideración el tipo de semilla la consistencia de la testa de la misma ya que no podría aplicarse a semillas de testa blanda en especial si se quiere aplicar los tratamientos de ácido nítrico + agua destilada, agua caliente debido a que podría dañar la semilla durante el proceso de aplicación del mismo o a su vez retrasar el proceso germinativo.

- Se debería hacer más investigaciones con respecto a la aplicación de tratamientos pregerminativos en semillas con distintos tratamientos y sustratos, que permitan altos porcentajes de germinación y reducción de costos en la adquisición de semillas.

CAPÍTULO VI
BIBLIOGRAFÍA

6. BIBLIOGRAFÍA

6.1. Referencias bibliográficas.

- Borrajo Celina. (2006). Importancia De La Calidad De Semillas. *Curso Internacional En Ganaderia Bovina Subtropical*, 1–8.
- Di Sacco, W. M. L. P. y S. C. (2018). Manual de recolección , procesamiento y almacenamiento de semillas de plantas silvestres. V1.2. *Royal Botanic Gardens Kew*, 1.2(January), 1–66. <http://brahmsonline.kew.org/msbp/Training/Resources>
- FAO. (2019). *Materiales para capacitación en semillas*.
<http://www.fao.org/3/ca1492es/CA1492ES.pdf>
- Hernández Román. (2012). "METODOLOGÍAS DE EVALUACIÓN, CARACTERIZACIÓN Y PROGRAMACIÓN DEL RIEGO EN SUSTRATOS. In *Centro de Investigación en Química Aplicada*.
<https://ciqa.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1025/411/1/Roman Antonio Hernandez Hipolito.pdf>
- Incapoma Flores Limber Raul. (2017). *Universidad mayor de san andrés facultad de agronomía carrera ingeniería agronómica tesis de grado*.
- Jiménez. (1994). *VIVEROS FORESTALES PARA PRODUCCION DE PLANTA A PIE DE REPOBLACION*.
- Jiménez, L. (2016). El cultivo de la melina en el trópico. In *Universidad de las fuerzas armadas*. <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.1016/j.injury.2014.05.011>
- Megías, Molist Pilar, & Pombal Manuel. (2018). *Organos vegetales SEMILLA*. Atlas de Histología Vegetal y Animal Animal. <http://mmegias.webs2.uvigo.es/inicio.html>.
- Melo Omar, G. A. y R. A. (2019). *ECOLOGÍA Y FUNCIONALIDAD DE LA Gmelina arborea Roxb. APLICADA A LA SILVICULTURA EN ÁREAS DE BOSQUE SECO TROPICAL*.
- Merchán, C. C. (2015). COMPORTAMIENTO INICIAL DE DOS PROCEDENCIAS DE Gmelina arborea Roxb (MELINA) DE COSTA RICA Y ECUADOR EN LA COMUNA EL CÓNDOR DEL CANTÓN VALENCIA PROVINCIA DE LOS RÍOS. In *SciELO.Sld.Cu* (Vol. 2020, Issue 2).
- Mercuri. (2018). Manual de vivero. In *Dirección de Educación Agraria*.

http://www.agrariahurlingham.com.ar/alumnos/2_vivero_manual.pdf

Muñoz, V. W. (2012). *EFFECTOS DE TRES MÉTODOS PREGERMINATIVOS Y TRES SUSTRATOS EN LA PROPAGACIÓN DE MELINA (Gmelina arborea Roxb.) EN EL RECINTO SABANETILLAS, CANTÓN ECHEANDÍA PROVINCIA BOLÍVAR.*

Nieto, A. (2015). Fabricación , caracterización y utilización de biochar como sustituto de la turba en la preparación de sustratos de cultivo. In *Escuela Tecnica Superior de Ingenieros Ambientales*. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Industriales.

Osuna Helia, O. A. y F. A. (2016). *Manual de propagación de plantas superiores.*

http://www.casadelibrosabiertos.uam.mx/contenido/contenido/Libroelectronico/manual_plantas.pdf

Pérez Félix. (2014). Viabilidad, vigor, longevidad y conservación de semillas. *Igarss 2014*, 1, 1–5. <https://doi.org/10.1007/s13398-014-0173-7.2>

Pérez, G. J. (2003). Importancia e interpretación de la latencia y germinación de semillas en ambientes naturales. *Restauración de Ecosistemas Mediterráneos, September*, 87–112.

Rodríguez, V. M. del C. R. J. S. C. (2009). Germinación y manejo de especies forestales tropicales. In *Germinación y manejo de especies forestales tropicales.*

<https://doi.org/10.25009/uv.1995.121>

Saltos Sampedro Ronny Rene. (2019). *Identificación de microorganismos fungosos asociados a la enfermedad de marchitez vascular y pudrición del fuste de Gmelina arborea Roxb. (Melina) en la zona central del Trópico Húmedo Ecuatoriano.*

Trujillo, E. (2015). Densidad de siembra en vivero y datos básicos de semilla en proyectos forestales. *Revista M&M*, 86, 14–19.

Varela, A. A. (2011). *Aspectos básicos sobre semillas y frutos de especies forestales . Recomendaciones para su. 1*, 1–10.

Willan. (1991). Guía para la manipulación de semillas forestales: con especial referencia a los trópicos. In 2004. <http://www.fao.org/3/ad232s/ad232s00.htm#TOC>

CAPÍTULO VII
ANEXOS

7. ANEXOS

Anexo 1. Tablas de germinación de las tres repeticiones.

Tabla 30: Germinación de la repetición 1.

GERMINACIÓN SEMANA 1 Y 2 - REPETICION			
1			
N°	Código	SEMANA 1	SEMANA 2
1	A0B1	8	14
2	A0B2	11	17
3	A0B3	5	12
4	A1B1	4	8
5	A1B2	6	9
6	A1B3	5	9
7	A2B1	5	10
8	A2B2	7	12
9	A2B3	6	7
10	A3B1	10	14
11	A3B2	9	19
12	A3B3	6	18
TOTAL		231	

Tabla 31: Germinación de la repetición 2.

GERMINACIÓN SEMANA 1 Y 2 - REPETICION			
2			
N°	Código	SEMANA 1	SEMANA 2
1	A0B1	10	17
2	A0B2	7	17
3	A0B3	12	15
4	A1B1	3	14
5	A1B2	3	13
6	A1B3	2	13
7	A2B1	6	7

8	A2B2	8	9
9	A2B3	7	11
10	A3B1	6	13
11	A3B2	9	21
12	A3B3	9	19
TOTAL		251	

Tabla 32: Germinación de la repetición 3.

GERMINACIÓN SEMANA 1 Y 2 - REPETICION			
3			
N°	Código	SEMANA 1	SEMANA 2
1	A0B1	8	16
2	A0B2	7	20
3	A0B3	3	5
4	A1B1	6	10
5	A1B2	6	12
6	A1B3	8	10
7	A2B1	2	5
8	A2B2	5	9
9	A2B3	7	8
10	A3B1	12	17
11	A3B2	7	16
12	A3B3	8	19
TOTAL		226	

Anexo 2. Resultados obtenidos de mortalidad y sobrevivencia de las tres repeticiones del experimento.

Tabla 33: Mortalidad y sobrevivencia de la repetición 1.

MORTALIDAD Y SOBREVIVENCIA	
REPETICION 1	

N°	Código	Mortalidad	Sobrevivencia
1	A0B1	3	19
2	A0B2		28
3	A0B3	3	14
4	A1B1		12
5	A1B2		15
6	A1B3		14
7	A2B1		15
8	A2B2	4	15
9	A2B3		13
10	A3B1		24
11	A3B2		28
12	A3B3	7	17
	TOTAL	17	214

Tabla 34: Mortalidad y sobrevivencia de la repetición 2.

MORTALIDAD Y SOBREVIVENCIA			
REPETICION 2			
N°	Código	Mortalidad	Sobrevivencia
1	A0B1	2	25
2	A0B2	8	16
3	A0B3	9	18
4	A1B1		17
5	A1B2		16
6	A1B3		15
7	A2B1		13
8	A2B2	1	16
9	A2B3		18
10	A3B1	6	13
11	A3B2		30
12	A3B3	4	24
	TOTAL	30	221

Tabla 35: Mortalidad y sobrevivencia de la repetición 3.

MORTALIDAD Y SOBREVIVENCIA			
REPETICION 3			
N°	Código	Mortalidad	Sobrevivencia
1	A0B1	4	20
2	A0B2	3	24
3	A0B3		8
4	A1B1		16
5	A1B2		18
6	A1B3	2	16
7	A2B1		7
8	A2B2		14
9	A2B3		15
10	A3B1	3	26
11	A3B2	2	21
12	A3B3	3	24
	TOTAL	17	209

Anexo 3. Resultados obtenidos salida de datos de la interacción de estimulantes x sustratos en variables de crecimiento a los 5, 21, 35 y 49 días.

Tabla 36: Interacción de estimulantes x sustratos altura de plantas.

Estimulante	Sustrato	5 días (sem.1)	21 días (sem.4)	35 días (sem.6)	49 días (sem.8)
3	2	4,18 a	11,09 a	17,46 a	23,56 a
4	1	4,10 a	5,82 a	10,70 a	17,69 a
4	2	3,82 a	7,49 a	14,22 a	20,47 a
3	3	3,78 a	14,74 a	24,79 a	32,48 a
3	1	3,76 a	10,68 a	17,80 a	23,27 a
2	1	3,62 a	8,56 a	15,96 a	20,32 a
4	3	3,57 a	5,77 a	11,91 a	18,41 a

2	3	3,47 a	10,50 a	18,98 a	24,99 a
1	3	3,44 a	4,10 a	8,74 a	14,58 a
1	1	3,42 a	3,53 a	9,12 a	14,64 a
2	2	3,38 a	8,36 a	14,62 a	19,74 a
1	2	3,35 a	5,11 a	10,95 a	16,64 a

Tabla 37: Interacción de estimulantes x sustratos número de hojas.

Estimulante	Sustrato	5 días	21 días	35 días	49 días
		(sem.1)	(sem.4)	(sem.6)	(sem.8)
3	2	2,60 a	4,88 a	7,70 a	10,18 a
4	1	3,20 a	3,43 a	6,51 a	9,41 a
4	2	3,05 a	3,57 a	6,52 a	9,01 a
3	3	2,60 a	6,93 a	9,54 a	11,73 a
3	1	2,52 a	4,38 a	8,06 a	10,31 a
2	1	2,28 a	3,80 a	7,73 a	8,98 a
4	3	2,80 a	3,40 a	5,80 a	8,23 a
2	3	2,23 a	4,96 a	7,74 a	10,10 a
1	3	2,50 a	2,96 a	5,14 a	7,18 a
1	1	2,60 a	2,21 a	5,87 a	8,44 a
2	2	2,15 a	4,53 a	7,28 a	9,69 a
1	2	2,20 a	3,23 a	6,03 a	8,31 a

Tabla 38: Interacción de estimulantes x sustratos diámetro de tallo.

Estimulante	Sustrato	5 días	21 días	35 días	49 días
		(sem.1)	(sem.4)	(sem.6)	(sem.8)
3	2	0,17 a	0,30 a	0,40 a	0,54 a
4	1	0,16 a	0,21 a	0,33 a	0,45 a
4	2	0,15 a	0,23 a	0,35 a	0,49 a
3	3	0,17 a	0,37 a	0,49 a	0,61 a
3	1	0,14 a	0,24 a	0,34 a	0,45 a
2	1	0,14 a	0,24 a	0,33 a	0,40 a

4	3	0,16 a	0,23 a	0,33 a	0,46 a
2	3	0,16 a	0,28 a	0,44 a	0,54 a
1	3	0,15 a	0,19 a	0,32 a	0,44 a
1	1	0,17 a	0,18 a	0,28 a	0,37 a
2	2	0,17 a	0,27 a	0,39 a	0,53 a
1	2	0,16 a	0,20 a	0,29 a	0,49 a

Tabla 39: Interacción de estimulantes x sustratos longitud de hoja.

Estimulante	Sustrato	5 días	21 días	35 días	49 días
		(sem.1)	(sem.4)	(sem.6)	(sem.8)
3	2	3,07 a	4,94 a	6,73 ab	8,31 a
4	1	3,48 a	3,44 a	5,81 ab	8,40 a
4	2	3,31 a	3,80 a	5,93 ab	7,65 a
3	3	3,45 a	6,79 a	8,57 a	10,50 a
3	1	3,43 a	5,42 a	7,60 ab	9,37 a
2	1	3,51 a	4,71 a	6,64 ab	7,39 a
4	3	2,90 a	3,62 a	5,72 ab	7,73 a
2	3	3,46 a	5,28 a	7,22 ab	9,06 a
1	3	2,73 a	3,09 a	5,04 b	6,92 a
1	1	3,55 a	2,69 a	6,16 ab	7,54 a
2	2	3,13 a	4,62 a	6,58 ab	7,70 a
1	2	2,18 a	3,49 a	5,70 ab	7,29 a

Tabla 40: Interacción de estimulantes x sustratos ancho de hojas.

Estimulante	Sustrato	5 días	21 días	35 días	49 días
		(sem.1)	(sem.4)	(sem.6)	(sem.8)
3	2	2,30 a	3,87 a	6,13 a	7,77 a
4	1	2,69 a	2,56 a	4,84 a	7,40 a
4	2	2,36 a	2,74 a	4,93 a	6,54 a
3	3	9,45 a	5,52 a	7,91 a	9,80 a
3	1	2,59 a	4,15 a	6,67 a	8,52 a

2	1	2,54 a	3,60 a	5,66 a	6,63 a
4	3	2,30 a	2,62 a	4,76 a	6,66 a
2	3	2,38 a	4,12 a	6,57 a	8,49 a
1	3	1,80 a	2,02 a	4,02 a	5,93 a
1	1	2,35 a	1,85 a	4,76 a	6,55 a
2	2	2,25 a	3,50 a	5,95 a	7,26 a
1	2	1,46 a	2,31 a	4,91 a	6,59 a

Tabla 41: Interacción de estimulantes x sustratos longitud de raíz.

Estimulante	Sustrato	49 días (sem.8)
3	2	14,37 a
4	1	12,46 a
4	2	13,76 a
3	3	14,49 a
3	1	13,68 a
2	1	12,44 a
4	3	10,25 a
2	3	12,74 a
1	3	9,91 a
1	1	12,13 a
2	2	13,21 a
1	2	12,35 a

Anexo 4. Tratamientos pregerminativos de las semillas de melina.



Figura 1. Testigo A0.



Figura 2. Ácido nítrico y agua destilada A1.



Figura 3. Agua caliente A2.



Figura 4. Agua fría A3.

Anexo 5. Combinación de sustratos orgánicos.



Figura 5. Combinación tierra de huerta + arena B1.



Figura 6. Combinación tierra + abono UTEQ, B2.



Figura 7. Combinación tierra + cascarilla de arroz B3.



Figura 8. Combinando los sustratos.

Anexo 6. Llenado de tubeteras y puesta de semillas a germinación.



Figura 9. Llenado de 36 tubeteras
3 repeticiones.



Figura 10. Tubeteras llenadas,
tierra y cascarilla de
arroz.



Figura 11. Apertura de orificio para
las semillas.



Figura 12. Colocación de las
semillas en tubeteras
a germinar.

Anexo 7. Etiquetado y riego de las semillas puestas a germinar en las tubeteras.



Figura 13. Ubicación de las tubeteras sobre las camas dentro del vivero.



Figura 14. Etiquetado y riego de las plantas.

Anexo 8. Germinación de las semillas de melina semana 1 y 2.



Figura 15. Germinación semana 1



Figura 16. Germinación semana 2.

Anexo 9. Toma de datos de las plantas (altura, diámetro, número de hojas, largo y ancho de la hoja) durante 8 semanas.



Figura 17. Toma de datos semana 1.



Figura 18. Toma de datos semana 5.



Figura 19. Plantas de melina tres repeticiones en la semana 8.

Anexo 10. Toma de datos de raíz de las plantas en la octava semana.



Figura 20. Planta extraída de la tubetera para medición de longitud de la raíz.



Figura 21. Longitud de raíz de la planta repetición 1.



Figura 22. Longitud de raíz de la planta repetición 2.



Figura 23. Longitud de raíz de la planta repetición 3.

Anexo 11. Material y suministros usados durante la etapa previa a aplicación de tratamientos pregerminativos y posterior toma de datos.

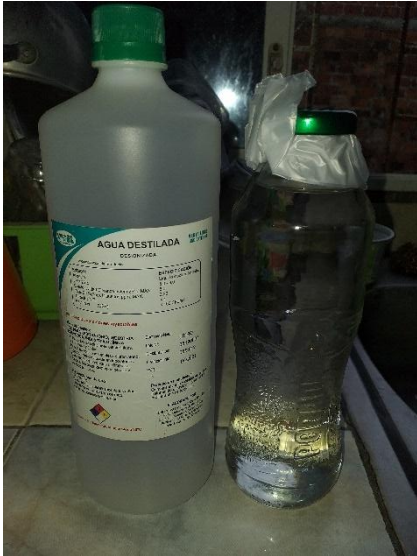


Figura 24. Agua destilada 1 L
y ácido nítrico ½ L.



Figura 25. Calibrador de plástico
15 cm.



Figura 26. Flexómetro de 5 m.