



Esta obra está bajo una [Licencia Creative Commons Atribución - 4.0 Internacional \(CC BY 4.0\)](https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/)

Vea una copia de esta licencia en <https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/deed.es>



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA
INSTITUTO DE INVESTIGACIÓN
CONCURSO DE PROYECTOS DE INVESTIGACIÓN PARA TESIS
A NIVEL DE PREGRADO 2020



Evaluación de tipos de sustratos y de tratamientos pregerminativos en la germinación del indano *Byrsonima spicata* (Cav.) DC

Tesis para optar el título profesional de Ingeniero Agrónomo

AUTOR:

Ulises Sánchez Lozano

ASESOR:

Ing. M.Sc. Marvin Barrera Lozano

Tarapoto - Perú

2022

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA
INSTITUTO DE INVESTIGACIÓN
CONCURSO DE PROYECTOS DE INVESTIGACIÓN PARA TESIS
A NIVEL DE PREGRADO 2020



Evaluación de tipos de sustratos y de tratamientos pregerminativos en la germinación del indano *Byrsonima spicata* (Cav.) DC

AUTOR:

Ulises Sánchez Lozano

Sustentado y aprobado el 26 de julio de 2022, por los siguientes jurados

Ing. M.Sc. Patricia Elena García Gonzáles
Presidente

Ing. M.Sc. Elias Torres Flores
Secretario

Ing. M.Sc. María Emilia Ruiz Sánchez
Miembro

Ing. M.Sc. Marvin Barrera Lozano
Asesor



UNIVERSIDAD NACIONAL
DE SAN MARTÍN

FACULTAD DE CIENCIAS
AGRARIAS

"Año del Fortalecimiento de la Soberanía Nacional"

ACTA DE SUSTENTACIÓN VIRTUAL

Para optar el Título de Ingeniero Agrónomo Modalidad Informe de Tesis

Mediante emisión video conferencia vía plataforma Zoom UNSM, a las 9:00 horas, del día 26 del mes de Julio del año dos mil veintidós, en virtud a la DIRECTIVA N°01-2020-UNSM-T "Sustentación de Tesis de Pregrado según la Modalidad No Presencial en el Marco de la Emergencia Nacional por la COVID – 19, En la Facultad de Ciencias Agrarias de la UNSM, aprobado con Resolución N° 266-2021-UNSM/CU-R, de fecha 15/03/2021, se reunió el Jurado de Tesis, integrado por:

PRESIDENTE : Ing. M. Sc. Patricia Elena García Gonzáles
SECRETARIO : Ing. M. Sc. Elías Torres Flores
MIEMBRO : Ing. M. Sc. Maria Emilia Ruíz Sánchez
ASESOR : Ing. M. Sc. Marvin Barrera Lozano

Para evaluar el Informe de Tesis titulado: "Evaluación de tipos de sustratos y de tratamientos pregerminativos en la germinación del indano *Byrsonima spicata* (Cav.) DC, Presentado por el Bachiller en Agronomía: ULISES SÁNCHEZ LOZANO.

Los Miembros del Jurado de Informe de Tesis, después de haber observado la sustentación virtual, las respuestas a las preguntas formuladas y terminada la réplica, luego de debatir entre sí, reservada y libremente lo declaran **APROBADO** con el calificativo de **MUY BUENO**, en fe de lo cual se firmó la presente acta, siendo las **10:35 am** horas del mismo día, dándose por terminado el acto de sustentación.

Ing. M. Sc. Patricia Elena García Gonzáles
PRESIDENTE

Ing. M. Sc. Elías Torres Flores
SECRETARIO

Ing. M. Sc. Maria Emilia Ruíz Sánchez
MIEMBRO

Ing. M. Sc. Marvin Barrera Lozano
ASESOR

Ulises Sánchez Lozano
SUSTENTANTE

RECIBIDO POR: **Ulises Sánchez Lozano.**
DNI N.° 73009684 FECHA: 26 de Julio del 2022

Declaratoria de autenticidad

Ulises Sánchez Lozano con DNI N° 73009684, egresado de la Escuela Profesional de Agronomía, Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de San Martín, autor de la tesis titulada **Evaluación de tipos de sustratos y de tratamientos pregerminativos en la germinación del indano Byrsonima spicata (Cav.) DC.**

Declaro bajo juramento que:

1. La tesis presentada es de mi autoría.
2. La redacción fue realizada respetando las citas y referencias de las fuentes bibliográficas consultadas.
3. Toda la información que contiene la tesis no ha sido auto plagiada;
4. Los datos presentados en los resultados son reales, no han sido alterados ni copiados, por tanto, la información de esta investigación debe considerarse como aporte a la realidad investigada.

Por lo antes mencionado, asumo bajo responsabilidad las consecuencias que deriven de mi accionar, sometiéndome a las leyes de nuestro país y normas vigentes de la Universidad Nacional de San Martín.

Tarapoto, 26 de julio de 2022.




.....
Ulises Sánchez Lozano
DNI N° 73009684

Dedicatoria

Con eterna gratitud quiero dedicar este trabajo de investigación a mis padres: Ulises Sánchez Benzaquén, Aide Lozano Lozano, Hermanas: Keyti Sánchez lozano, Dalmith Sánchez lozano, Yoseli Sánchez lozano; familiares y amigos más cercanos, quienes me acompañaron y apoyaron en todo el trayecto de esta carrera profesional.

A todos ellos les dedico este trabajo de investigación, por ayudarme a subir este primer peldaño para mi vida profesional.

Agradecimiento

En primer lugar, agradezco a Dios por ser mi guía en el desarrollo de esta tesis, por darme esas fuerzas de seguir adelante y cumplir una de mis metas planteadas, gracias por tu amor infinito.

Agradezco a la Universidad Nacional San Martín-Facultad de Ciencias Agrarias por haberme aceptado ser parte de ella, y abierto las puertas de su seno científico para poder estudiar mi carrera, así como también a los diferentes docentes que brindaron su conocimiento y su apoyo para seguir adelante día a día.

Agradezco a mi Asesor de Tesis Ing. M.Sc. Marvin Barrera Lozano, por haberme brindado la oportunidad de recurrir a su capacidad y conocimiento científico, así como también haberme tenido toda la paciencia del mundo para guiarme durante todo el desarrollo de la tesis. A jurados de tesis Ing. M.Sc. Patricia Elena García Gonzales, Ing. M.Sc. Elías Torres Flores y Ing. M.Sc. María Emilia Ruiz Sánchez

Índice general

Dedicatoria.....	vi
Agradecimiento	vii
Índice general	viii
Índice de tablas	x
Índice de figuras	xi
Resumen	xiii
Abstract.....	xiv
Introducción.....	1
CAPÍTULO I.....	3
REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	3
1.1. Antecedentes de la investigación	3
1.2. Bases teóricas.....	5
1.2.1. <i>Byrsonima spicata</i> (Indano)	5
1.2.2. Origen.....	5
1.2.3. Descripción botánica	5
1.2.4. Manejo de semillas.....	6
1.2.5. Propiedades externas de la semilla.....	7
1.2.6. Propiedades internas de la semilla	8
1.2.7. Tratamientos pregerminativos.....	9
1.2.8. Sustrato.....	11
1.2.9. Desinfección del sustrato	11
1.2.10. Características del sustrato ideal	12
1.2.11. Tipos de Sustratos	13
1.2.12. Propagación vegetativa	14
1.2.13. Medio de cultivo.....	15
1.2.14. Propagación in vitro	15
1.3. Definición de términos básicos	16
CAPÍTULO II	18
MATERIALES Y MÉTODOS.....	18
2.1. Tipo y nivel de investigación	18
2.1.1. Tipo de investigación	18

2.1.2. Nivel de investigación.....	18
2.2. Diseño de investigación	18
2.3. Población y muestra.....	18
2.3.1. Población.....	18
2.3.2. Muestra.....	18
2.4. Técnicas e instrumentos de recolección de datos	18
2.4.1. Fuentes primarias	18
2.4.2. Fuentes secundarias.....	19
2.5. Técnicas de procedimiento y análisis de datos	19
2.5.1. Modelo matemático del diseño estadístico experimental DCA.	19
2.5.2. Evaluación de la eficiencia de diferentes tipos de sustratos y métodos pre germinativos en la propagación de <i>Byrsonima spicata</i> (Cav.) DC.	19
2.6. Materiales y métodos	21
2.6.1. Materiales	21
2.6.2. Métodos.....	21
CAPITULO III	37
RESULTADOS Y DISCUSIONES	37
3.1. Resultados.....	37
3.2. Discusiones	64
CONCLUSIONES.....	80
RECOMENDACIONES	81
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	82

Índice de tablas

Tabla 1. <i>Descripción de tratamientos</i>	20
Tabla 2. <i>Análisis de varianza para el porcentaje de germinación a los 90 días después de la siembra. (datos transformados $\sqrt{(x+1)}$) Mc Cune y Grace (2002).</i>	37
Tabla 3. <i>Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN (Interacción A*B) para porcentaje de germinación de semilla a los 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)</i>	39
Tabla 4. <i>Análisis de varianza para días a germinación después de la siembra</i>	40
Tabla 5. <i>Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN (interacción A*B) para días a germinación de semilla ($\alpha=5\%$)</i>	42
Tabla 6. <i>Análisis de varianza para número de raicillas a los 75 días después de la siembra. (datos transformados \sqrt{x}) Mc Cune y Grace (2002).</i>	44
Tabla 7. <i>Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN (interacción A*B) para número de raicillas a los 75 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)</i>	46
Tabla 8. <i>Análisis de varianza para longitud (mm) de raicillas a los 75 días después de la siembra (datos transformados $\sqrt{(x+1)}$) Mc Cune y Grace (2002).</i>	48
Tabla 9. <i>Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN (interacción A*B) para longitud (mm) de raicillas a los 75 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)</i>	50
Tabla 10. <i>Análisis de varianza para número de hojas a los 90 días después de la siembra (datos transformados $\sqrt{(x+1)}$) Mc Cune y Grace (2002).</i>	52
Tabla 11. <i>Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN (interacción A*B) para número de hojas a los 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)</i>	55
Tabla 12. <i>Análisis de varianza para diámetro (mm) del tallo a los 90 días después de la siembra (datos transformados $\sqrt{(x+1)}$) McCune y Grace (2002).</i>	56
Tabla 13. <i>Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN (interacción A*B) para diámetro (mm) del tallo a los 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)</i>	58
Tabla 14. <i>Análisis de varianza longitud (mm) del tallo a 90 días después de la siembra (datos transformados $\sqrt{(x+1)}$) Mc Cune y Grace (2002).</i>	60
Tabla 15. <i>Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN (interacción A*B) para longitud (mm) del tallo a 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)</i>	62

Índice de figuras

Figura 1. Colecta de frutos, A: plantas en producción, B: elección solo de frutos maduros, C: selección de frutos en laboratorio.....	27
Figura 2. Despulpado de frutos. A: eliminación de la pulpa, B: semillas sin residuo de pulpa. C: Almacenado de semilla.	28
Figura 3. Desinfección y tratamiento preventivo de la semilla, A: hipoclorito de sodio 0.3%, B: solución de captan, C: eliminación de agua.	28
Figura 4. Colocación de las semillas en diferentes sustratos. A: bolsas de sustratos, B: medio de cultivo MS.....	29
Figura 5. Proceso de estratificación de semillas en medio húmedo, A y B: remojo en agua por 15 días, C: bolsas con semillas, D: semilla en medio MS.....	30
Figura 6. Proceso de estratificación mecánica de semillas, A: semillas para escarificación, B y C: semilla con endocarpio y semilla sin endocarpio.	30
Figura 7. Preparación de medio de cultivo MS, A, B, C, D: proceso de preparación del medio MS, E, F, G: medio de cultivo listos.....	31
Figura 8 . Porcentaje de germinación de semillas A: emergencia en sustrato “vivero”, B: emergencia en medio de cultivo MS “Laboratorio”.....	32
Figura 9. Días a la germinación en A, B, C se realizó en medio Ms de laboratorio, D, E, F se realizó en los diferentes sustratos en vivero.....	33
Figura 10. Número de raicillas, A, B mostraron una sola raíz principal en sustrato MS, C con una sola raíz, D presentaron de raicillas secundarias.....	34
Figura 11. A: longitud de raicillas en Ms y B: mayor presencia de raicillas sustratos en vivero.....	35
Figura 12. Número de hojas (A) se presentaron solo un par, (B) en algunos casos hasta tres pares de hojas.....	35
Figura 13. Diámetro del tallo medidas a la altura del cuello A y B.	36
Figura 14. Longitud del tallo A: menor longitud en medio MS, B: mayor longitud en vivero, C: medición en la cámara de flujo laminar.....	36
Figura 15. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para porcentaje de germinación de semilla según tipo de sustrato a los 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$).....	38
Figura 16. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para porcentaje de germinación de semilla según el tratamiento pre germinativo a los 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$).....	39
Figura 17. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN (interacción A*B) para porcentaje de germinación de semilla a los 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$).....	40
Figura 18. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para días a germinación de semilla según tipo de sustrato después de la siembra ($\alpha=5\%$).....	41
Figura 19. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para días a la germinación de semilla según el tratamiento pre germinativo ($\alpha=5\%$).....	42
Figura 20. Prueba DUNCAN (Interacción A*B) para días a germinación de semilla ($\alpha=5\%$).....	43

Figura 21. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para número de raicillas a los 75 días después de la siembra según tipo de sustrato después de la siembra ($\alpha=5\%$).	45
Figura 22. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para número de raicillas a los 75 días después de la siembra según tratamiento pregerminativo ($\alpha=5\%$)	46
Figura 23. Prueba DUNCAN (Interacción A*B) para número de raicillas a los 75 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)	47
Figura 24. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para longitud (mm) de raicillas a los 75 días después de la siembra según tipo de sustrato después de la siembra ($\alpha=5\%$)	49
Figura 25. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para longitud de raicillas a los 75 días después de la siembra según tratamiento pregerminativo ($\alpha=5\%$)	50
Figura 26. Prueba DUNCAN (Interacción A*B) para longitud (mm) de raicillas a los 75 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)	51
Figura 27. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para número de hojas a los 90 días después de la siembra según tipo de sustrato después de la siembra ($\alpha=5\%$)	53
Figura 28. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para número de hojas a los 90 días después de la siembra según tratamiento pregerminativo ($\alpha=5\%$)	54
Figura 29. Prueba DUNCAN (interacción A*B) para número de hojas a los 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)	55
Figura 30. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para diámetro (mm) del tallo a los 90 días después de la siembra según tipo de sustrato después de la siembra ($\alpha=5\%$)	57
Figura 31. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para diámetro (mm) del tallo a 90 días después de la siembra según tratamiento pregerminativo ($\alpha=5\%$)	58
Figura 32. Prueba DUNCAN (Interacción A*B) para diámetro (mm) del tallo a los 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)	59
Figura 33. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para longitud (mm) del tallo a 90 días después de la siembra según tipo de sustrato después de la siembra ($\alpha=5\%$)	61
Figura 34. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para longitud (mm) del tallo a 90 días después de la siembra según tratamiento pregerminativo ($\alpha=5\%$)	62
Figura 35. Prueba DUNCAN (interacción A*B) para longitud (mm) del tallo a 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)	63

Resumen

La investigación se ejecutó en las instalaciones de la Universidad Nacional de San Martín, desarrollándose en vivero y laboratorio. La especie *Byrsonima spicata* (Cav.) DC. “indano” tiene una germinación lenta que dificulta su propagación y el desarrollo del arbusto, por tal razón se planteó el objetivo de: evaluar tres tipos de sustratos y tres tratamientos pregerminativos en la germinación del indano *Byrsonima spicata* (Cav.) DC. Se realizó la evaluación de los factores A: tipos de sustratos compuestos por a1 (Suelo agrícola (3 partes) + humus (2 partes) + Arenilla (1 parte), a2 (Suelo recolectado en las plantaciones naturales), a3 (medio de cultivo Murashige y Skoog 1982) en laboratorio y factor B: tratamientos pregerminativos, b1 (Estratificación en medio húmedo), b2 Escarificación (Semilla extraída del endocarpio), b3 Sin tratamiento. Según los resultados, para llegar al 100% de germinación no es necesario realizar tratamientos pregerminativos, en cuanto al tipo de sustrato se logró buenos resultados con a2 y a1. Las semillas sin endocarpio tardan 75 días en germinar, las que fueron sometidas a medio húmedo tardaron 65 días, se contó 24.53 raicillas a los 75 días en tratamiento compuesto por suelo del lugar y semillas sin tratamiento y al mismo tiempo alcanzaron una mayor longitud de 5.71 cm. El mayor número de hojas fue igual tanto en semillas con tratamiento pregerminativo como en las sin tratamiento excepto en las semillas que estaban en sustrato Murashige y Skoog donde fue menor, el diámetro alcanzado fue 2.7 mm y 35.88 mm de longitud de tallo con semillas sin tratamiento y suelo del lugar.

Palabras clave: Germinación, porcentaje, sustratos, suelo, escarificación, *Byrsonima spicata* (Cav.) DC.,nativo, medio.

Abstract

The research was carried out in the facilities of the National University of San Martín, developing in a nursery and laboratory. The species *Byrsonima spicata* (Cav.) DC. "indano" its propagation is limited by its low germination, so the objective was set: to evaluate three types of substrates and three pre-germination treatments in the germination of indano *Byrsonima spicata* (Cav.) DC. The evaluation of factors A was carried out: types of substrates composed of a1 (Agricultural soil (3 parts) + humus (2 parts) + Sand (1 part), a2 (Soil collected in natural plantations), a3 (culture medium Murashige and Skoog 1982) in the laboratory and factor B: pregerminative treatments, b1 (stratification in a humid medium), b2 scarification (seed extracted from the endocarp), b3 without treatment According to the results, to reach 100% germination it is not necessary to perform pregerminative treatments, and as a substrate good results were achieved with a2 and a1. The seeds without endocarp take 75 days to germinate, those that were subjected to a humid medium took 65 days, 24.53 rootlets were counted at 75 days in a treatment composed of soil from the place and seeds without treatment and at the same time they reached a greater length of 5.71 cm. The greatest number of leaves was the same both in seeds with pregerminative treatment and in those without treatment except in the seeds illas that were in Murashige and Skoog substrate where it was smaller, the diameter reached was 2.7 mm and 35.88 mm in stem length with untreated seeds and local soil.

Keywords: Germination, percentage, substrates, soil, scarification, *Byrsonima spicata* (Cav.) DC., Native, medium.



Introducción

La Amazonía peruana tiene una gran diversidad tanto de animales como de plantas, pero destacamos lo último. La gran diversidad enmarca a los frutales de origen nativo como recurso trascendente para la civilización que se encuentra en la amazonia, estas especies forman parte de la dieta de la población, animales silvestres y animales domésticos; así como materia prima para la agroindustria regional (Jernigan, 2012). El estudio florístico de las especies del ecosistema juega un papel importante en la vida de las comunidades indígenas y mestizas; debido a que ellos lo utilizan como fuente de nutrientes es decir para la alimentación, para dar color a sus vestimentas y utensilios para la comodidad de las poblaciones (Gonzales, 2007).

Varela y Anara (2011), refiriéndose a la propagación de *Byrsonima spicata* (Cav.) DC. indican que “la propagación es sexual y el endocarpio recubre a la unidad de dispersión; la consistencia impermeable de dicha cubierta ejerce un efecto que le impide a pesar que existen las condiciones apropiadas tanto de temperatura y humedad”. Debido a esta característica, tiene una germinación muy lenta e irregular, lo que dificulta el desarrollo de las plantas (Alberto et al., 2011). La no germinación de las semillas se debe a la dureza del endocarpio, principalmente a su resistencia mecánica a la expansión del embrión.; siendo estas circunstancias, limitantes que dificultan la obtención de plántones de la especie y lograr su masificación en los ecosistemas; requiriéndose estudios sobre diferentes tipos de propagación de esta especie, que permitirán promover la multiplicación de la planta (FAO, 2010).

Uno de estos frutales nativos es *B. spicata* (Cav.) DC. (“indano”), siendo una especie con valor comercial en la región amazónica, no tiene predilección sobre determinado tipo de suelo o sustrato para su crecimiento, es decir tiende a crecer en suelos ácidos con las condiciones adversas de estos tipos de suelo, y principalmente se aprovecha el fruto en fresco. Su crecimiento natural en áreas grandes se ha reducido de tal manera que ahora podemos encontrar solo pequeños manchones o indebidos lejanos. No existen grandes plantaciones establecidas con intervención humana, sino que crecen de manera espontánea (Santos et al., 2020).

B. spicata (Cav.) DC “indano” apenas se distribuye en la Amazonía peruana, es conocida local y regionalmente, pero puede ser potencialmente productiva y generar importantes retornos económicos en las áreas donde prospera. “Tiene una amplia distribución y se le localiza, por ejemplo, en suelos degradados con pendientes pronunciadas” (DeLuycker, 2021).

Yáñez (2004) y Jiménez *et al.* (2006), mencionan que los productores de escasos recursos económicos recolectan los frutos y los venden frescos o como licor local, son muy demandados por el aroma, color y tamaño de los frutos; esta actividad es estacional y sus ventas son locales. En determinados años, la recolección es difícil porque hay escasez de fruta en algunas temporadas y la maduración se produce de forma asincrónica. Por otro lado, son un recurso genético valioso para los programas de reforestación.

Para el restablecimiento de esta especie en los diferentes lugares de la región es necesaria la realización de estudios, experimentos y pruebas de germinación debido a la dureza de la semilla que dificulta la germinación, siendo este uno de los limitantes para promover la multiplicación de la planta, para lograr su masificación (Santos *et al.*, 2020).

La investigación planteó como principal objetivo:

Evaluar tres tipos de sustratos y tres tratamientos pregerminativos en la germinación del indano *Byrsonima spicata* (Cav.) DC y como objetivos específicos: Evaluar la eficiencia de sustratos y tratamientos pre germinativos en la propagación de *Byrsonima spicata* (Cav.) DC. Así como también. Evaluar la eficiencia de un tratamiento pre germinativo de *Byrsonima spicata* (Cav.) DC.

CAPÍTULO I

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1.1. Antecedentes de la investigación

Jaimes (2009), trató de demostrar que la morfología de los frutos y semillas de Indano *Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth está relacionada con el comportamiento germinativo de la especie y su latencia, al evaluar el efecto de diferentes tratamientos de germinación sobre métodos que facilitan la germinación de semillas; para ello se evaluaron las características morfológicas cuantitativas y cualitativas de la planta, hojas, frutos y semillas en dos tipos de germinación, una con semillas extraídas del endocarpio y otra sin. Se concluyó que la imbibición de la semilla con ácido sulfúrico presentó un alto porcentaje de germinación (16,7%).

Riveros (2015), evaluó dos tipos de sustrato y dos tratamientos pregerminativos en *Pinus radiata* y *Eucalyptus globulus* Labill. Los tratamientos que tenían mayor cantidad de turba en los sustratos turba (3 partes), tierra de lugar (2 partes), arenilla (1 parte), y remojándolos por 48 horas a T° ambiente, alcanzando una longitud de raíz diferente entre cada tratamiento. Los métodos de germinación los evaluó en viveros para 10 especies. Estas especies fueron encontradas predominando en el suelo con presencia de hidrocarburos, pueden ser consideradas como promisorias las cuales son consideradas como fitoremediadoras. Los ensayos de germinación los realizó en un vivero, con condiciones controlada y 60% sombra, condiciones óptimas para la germinación de las semillas.

En estudios realizados por Chan (2011), donde evaluó diversos métodos de germinación para 10 especies arbóreas en condiciones de vivero, entre ellas *Byrsonima crassifolia*, *Cedrela odorata*, *Guazuma ulmifolia*, *Inga inicuil*, *Psidium guajava*, *Swietenia macrophylla* y *Tabebuia rosea*. Bajo condiciones de vivero de sombra de 60%, que son las propicias para que las semillas germinaran y crecieran. Los tratamientos más recomendables según los resultados son remojo en agua durante 6 hrs (R6), remojo en agua durante 12 hrs (R12), remojo en agua durante 24 hrs (R24), remojo en agua durante 34 hrs (R34), remojo en agua durante 48 hrs. (R48), remojo con agua caliente durante 10 min más remojo en agua a temperatura ambiente por 24 hrs y lavado de semilla (RAC 10 R24LS), remojo con agua hirviendo durante 10 min más remojo en

agua a temperatura ambiente por 24 hrs y lavado de semilla (RAH 10 R24 LS), escarificación mecánica más remojo en agua a temperatura ambiente durante 24 hrs (EMR24), Remojo en agua hirviendo por 30 s (RA H30S).

Estudio realizado por Navarro (2003), abordó algunos de los aspectos referidos al desempeño fisiológico de las semillas durante la germinación de especies de árboles leguminosos que son empleados en los sistemas agroforestales y que constituyen puntos conforman nuevas vías de desarrollo para la de tecnología de producción, procesamiento y conservación de derivados de cada especie, junto con las características biológicas y genéticas, así como las del ambiente en que se desarrollan y la influencia entre ambas. El autor señala que se encontró que *Stryphnodendron microstachyum* germinó al 94% con la ayuda de tratamientos pregerminativos, al igual *Acacia* spp. logró germinar el 90% de las semillas.

FAO (1987), según sus estudios indican que “*Byrsonima ferruginea* Kunth. “murici”, se propaga generalmente por semillas, que empiezan a germinar a los 12 - 14 días y generan buenos porcentajes si se siembran frescas tras su extracción del fruto”. Francis (1990) reporta que *B. spicata* (cav). DC “Maricao”, “la germinación se promueve mediante la apertura del rodal o la remoción del estrato inferior del bosque y a través de incendios, la germinación en vivero es irregular y ocurre en promedio 35 días después de la siembra”, es así que pueden mantenerse hasta más de un año en el suelo y no germinan. Los ensayos en Trinidad y Tobago produjeron tasas de germinación que oscilaban entre 0 % y 15 % y no se produjo ninguna germinación cuando las semillas estaban bajo sombra.

En Puerto Rico, un grupo de semillas obtuvo un 35 % de germinación en cinco meses bajo sombra de 50%, otro ensayo resultó una mejor germinación de las semillas al ser almacenadas por largo tiempo a temperatura ambiente. “La germinación de las semillas de esta especie es muy baja; después de dispersar al vuelo 9,600 semillas se observó que, en los siguientes seis meses, no se produjeron plántulas y después de un año emergieron 50 plántulas en terrenos labrados” (Francis, 1990).

Guerrero (1993), obtuvo “escarificando con lija el endocarpio, obtuvo 35 % de germinación y 19 % en la muestra testigo (semilla contenida en el endocarpio) entre 14

y 70 días posteriores a la siembra, bajo precipitación y temperatura de 1178.9 mm anuales y 26.4 °C respectivamente”

1.2. Bases teóricas

1.2.1. *Byrsonima spicata* (Indano)

Arbusto que mide de altura entre 2 a 10 m, posee tronco tortuoso - ramificado, las ramas casi que logran llegar al suelo y con un crecimiento de forma horizontal, corteza gruesa y escamosa. Inflorescencia en racimos, flores hermafroditas pentámeras, el fruto es drupa globosa de color verde y se pone de color amarillo en su madurez; endocarpio con forma ovalada, de contextura leñosa, en su interior puede contener una, dos o tres semillas viables (Pennington y Sarukhán, 2005) citados por (Olortegui, 2016).

1.2.2. Origen

Se desarrolla desde el sur de México, llegando hasta Perú, y también a los países vecinos de Bolivia, Paraguay y Brasil. Fue plantada en el sur de Florida, USA (secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, 2019).

Un aproximado del 80 % de los géneros y un 90 % de las especies se encuentran ubicadas en el Nuevo Mundo (Indias Occidentales y de la parte sureste de Estados Unidos hasta Argentina), donde se pueden encontrar “14 a 15 géneros en América Central” (Williams, 1981). Dentro del “género *Byrsonima* comprende el más alto índice de esta especie de la familia; abarca alrededor de 150 especies “(Gentry, 1996), “generalmente son árboles característicos de sabana o del dosel forestal, especialmente prefieren suelos degradados para su crecimiento y desarrollo” (Martínez-Moreno *et al.*, 2006) mencionado por (Jaimes, 2009).

1.2.3. Descripción botánica

a. Raíz

La raíz del árbol de indano tiene un crecimiento pivotante característica de las dicotiledóneas, aunque puede cambiar bajo diferentes condiciones de suelo y humedad presente en el suelo (Santos, 2013).

b. Tallo

“Tronco tortuoso, ramas ascendentes y frecuentemente ramificado desde el suelo” (SEMARNAT, 2001). En la parte que se une al leño es de color crema rosada

cambiando a pardo rosado. Es fibroso, amargo, su diámetro total es de 12 a 25 cm, contiene vasos grandes, rayas estrechas, y numerosas (Santos, 2013).

c. Hojas

“Copa amplia, abierta o irregular. Hojas de longitud prolongada, longitud de 5 a 15 cm de por 2 a 7.5 de ancho, elípticas con el margen entero; verde oscuras y casi que no poseen tricomas en el haz y verde amarillentas grisáceas pubescentes en el envés” (SEMARNAT, 2001).

d. Flor

De sexualidad hermafrodita, agrupada en racimos o también en panículas de cinco a quince centímetros de largo, con muchas vellosidades; flores divididas en partes simétricas, de color amarillo-rojizo, de 1.5 cm de diámetro; cáliz verde, con 6 a 10 glándulas; pétalos 5, redondeados (SEMARNAT, 2001).

e. Fruto

Dispuesto en racimos péndulos de 10 a 15 cm de longitud; con forma globosas, de 1.7 a 2 cm de diámetro, con color amarillo a ligeramente anaranjados, con una abundante pulpa agrídulce el cual está rodeando al hueso. Con mayor frecuencia se encuentra una semilla en cada fruto (SEMARNAT, 2001). Es comestible, y tiene una textura suave y pastosa, con medio centímetro aprovechable de espesor y tiene olor y sabor agradables propio de esta especie.

Para ser cosechados los frutos deben desprenderse por sí solos del árbol sin sacudir el árbol para que no se lastime el fruto, debe ser recogidos diariamente debido a que poseen una descomposición rápida y sujetos a las pudriciones del fruto destaca el moho azul conocido como *Penicillium italicum* y moho verde de los cítricos llamado *Penicillium digitatum*, estos aparecen cuando están en suelo húmedo por varios días (Hernández, 2016).

f. Semilla

“Un hueso duro que contiene de una a tres semillas blancas, rodeadas por una testa delgada morena” (SEMARNAT, 2001).

1.2.4. Manejo de semillas

a) Recolección de semillas

Se cosechan desde el suelo. La recolección de las semillas es muy fácil; se las retira frotándolas con la mano, se desprende su cascara.

1.2.5. Propiedades externas de la semilla

a) Pureza Física

Se deben tener en cuenta los materiales inertes y las semillas extrañas porque cambian el peso final de la muestra y dan como resultado semillas menos deseables. “La muestra de semillas se divide en tres fracciones: semillas limpias, semillas extrañas y material inerte. La pureza física (% P) es el porcentaje en peso de semillas de la especie deseada en la muestra total” (Lallana *et al.*, 2004).

b) Cantidad de semilla por kilogramo

Aproximadamente un total de 700 semillas.

c) Humedad de la semilla

“El agua presente en las semillas; se expresa en porcentaje, y se calcula con base en peso seco o en peso húmedo” (Copeland Mac Donald, 2001); éste es el principal factor que afecta la conservación de la calidad, la alta humedad puede causar daños, lo que conduce a una disminución de la viabilidad y viabilidad de las semillas en poco tiempo, y también estimula la reproducción de insectos y hongos en las semillas (María, 2002).

d) Porcentaje de germinación

Para que esto suceda, la semilla debe estar fisiológicamente madura, viable, latente y expuesta a condiciones ambientales favorables (Hartman y Kester, 1990; Agusti, 2004) mencionados por (Jaimes, 2009).

Según Rojas *et al.*, (2014) señalan que:

Para realizar la multiplicación y germinación del *Byrsonima spicata* es muy dificultoso. Encontraron los siguientes resultados.

No se obtuvo ninguna germinación de la fruta con la pulpa amarilla; una germinación del 40% se logra siguiendo el siguiente procedimiento. Se colocan las frutas en recipiente y se las aplasta con los pies separando la pulpa mediante su lavado. A continuación, se secan en un lugar sombreado y ventilado durante dos días e inmediatamente se siembran. La germinación se registró luego de cuatro a seis semanas. Si se secan las semillas bajo sombra y se siembra luego de un mes no se produce ninguna germinación.

1.2.6. Propiedades internas de la semilla

a) Viabilidad

“La viabilidad de un lote de semillas, no durmientes, hace referencia a su capacidad de germinar y de obtener plántulas normales en ambientes favorables” (Pérez y Pita, 2009).

b) Germinación

Se inicia cuando se activa los procesos en la semilla a través de la absorción de agua la cual activa el proceso de germinación, y terminan con el desarrollo del eje embrionario. Cuando emerge la radícula es un signo visible del término de la germinación (Varela y Arana, 2011).

c) Latencia

Es la incapacidad de una semilla sana y viable de germinar bajo condiciones adecuadas y concentración de gases que serían las idóneas para la germinación. Generalmente en el sector agrario o forestal se usa el termino latencia, la cual deriva del latín “latensis” el cual significa oculto, recóndito o aparentemente inactivo, la cual constituye en algunas circunstancias un problema por ejemplo cuando se llevan a cabo labores de producción de especies arbóreas o gramíneas en vivero. Se encarga de frenar la germinación cuando la semilla se encuentra en la planta madre antes que se efectuó la cosecha (Varela y Arana, 2011).

Tipos de latencia:

Según (Hartmann y Kester, 1988; Willan, 1991) citados por (Varela y Arana, 2011).

a1. Latencia por la cubierta de las semillas:

- **Latencia física.** Esta propiedad es característica de muchas plantas con una cubierta de semilla impermeable. El embrión está protegido por una capa impermeable que protege las semillas durante años en condiciones de baja humedad, incluso a altas temperaturas
- **Latencia mecánica.** Si las semillas son muy duras, impiden que el embrión se expanda durante la germinación. Es muy probable que este factor no sea el único que cause latencia, ya que la mayoría de los otros tipos se agregan para retrasar la germinación.
- **Latencia química.** Es la acumulación de sustancias químicas que impiden la germinación.

b2. Latencia morfológica o endógena

Es cuando las semillas no alcanzaron su maduración completa. principalmente, el desarrollo del embrión es favorecido por temperaturas cálidas, pero la respuesta puede ser complicada por la presencia de otros mecanismos de letargo. Se divide en dos grupos:

Embriones rudimentarios. Ocurre en semillas cuyo embrión es un proembrión envuelto en endospermo durante la maduración del fruto. El endospermo también contiene inhibidores de gérmenes químicos que pueden activarse a altas temperaturas.

Embriones no desarrollados. Al final del ciclo fenológico, algunas semillas y frutos tienen embriones subdesarrollados que tienen forma de torpedo, los cuales pueden variar en tamaño y forma en la cavidad de la semilla. El crecimiento posterior del embrión se produce antes de la germinación.

Díaz (2002) mencionados por (Jaimes, 2009), indican que “las semillas provenientes de frutales tropicales y subtropicales, no requieren tratamientos específicos para germinar, ya que solo presentan paradormancia, ecodormancia o ambas, sin embargo, las semillas de frutales caducifolios, necesitan exposición al frío, para disminuir o eliminar las concentraciones de ácido abscísico”.

d) Ocurrencia

Hace referencia a las situaciones que presenta la especie dependiendo de las estaciones, por ejemplo, la zona templada. El caso ocurre cuando se induce la latencia de las semillas mediante el control de las condiciones de almacenamiento o secado (Goitia, 2003) mencionado por (Riveros, 2015).

e) Superación de la latencia

Es el bloqueo natural de la semilla que impide la germinación de cada tipo de especie, para uniformar y mejorar la velocidad de germinación de la misma, es posible la utilización de técnicas llamados tratamientos pre-germinativos, una de estas formas es la estratificación en arena, escarificación mecánica, remojo en agua caliente o fría, utilización de ácidos, hormonas vegetales (Goitia, 2003).

1.2.7. Tratamientos pregerminativos

Todas estas son medidas tomadas para desactivar el estado latente de las semillas, es decir, el estado en el que algunas no pueden germinar, aunque están

vivas, hasta que se crean las condiciones favorables (Donoso, 1993; Arnold, 1996) citados por (Varela y Arana, 2011).

Los tratamientos comunes son:

a) Estratificación:

Generalmente consiste en poner las semillas entre capas que mantengan la humedad, generalmente se utiliza arena o también puede ser turba o vermiculita, en frío o calor (Patiño et al., 1983; Hartmann y Kester, 1977; Hartmann y Kester, 1988, Donoso, 1993) mencionados por (Varela y Arana, 2011). Para esto suelen hacer uso de “arena húmeda con temperaturas de 3 a 5°C, durante períodos que fluctúan entre 30, 60 y 90 días, generan tasas de germinación de 48, 64 y 96%, respectivamente” (Donoso, 1979; y Garrido, 1981).

Estratificación en húmedo. “Se colocan las semillas en un sustrato húmedo y se someten a un periodo de enfriamiento. Se recomiendan temperaturas de 5 a 10 °C. Los periodos varían según los requerimientos de cada especie” (Días, 2005) mencionado por (Jaimes, 2009).

Estratificación química. “Puede efectuarse mediante la aplicación de productos químicos que adelgazan la cubierta. El ácido sulfúrico concentrado es la sustancia más empleada” (Bewley, 1997) mencionado por (Jaimes, 2009).

b) Escarificación

Es cualquier proceso que altere de forma física y suavice las cubiertas de las semillas para que pueda ingresar el agua y a los gases. “Existe una gran cantidad de especies forestales que no germinan debido a que la testa o cubierta seminal es dura o muy gruesa e impide el ingreso de agua (latencia física), y la semilla no germina al menos que esta sea escarificada” (Varela y Arana, 2011).

La escarificación se divide en dos:

- **Mecánica.** – “Consiste en frotar la cubierta de la semilla con lija, lima o martillo, pinzas, máquinas, exposición a cambios de temperatura, remojo en agua caliente, perforación de la cubierta, etc. para permitir la entrada de agua, el intercambio de gases y facilitar la protrusión del haz” (Salisbury y Ross, 1994).

- **Química.** – “La escarificación química, consiste en remojar las semillas por períodos breves (15 minutos) a 2 horas, en compuestos químicos” (Varela y Arana, 2011).

1.2.8. Sustrato

Es todo compuesto diferente a la solución suelo, de síntesis de productos orgánicos, mineral, que colocado en maceteros o mezclado con el suelo ayuda a un mejor desarrollo del sistema radicular. Permite que la planta se desarrolle rápidamente aprovechando al máximo los nutrientes disponibles en la solución suelo (InfoAgro, 2019).

Son una mezcla de compuestos orgánicos descompuestos que pueden estar conformados por cascarilla descompuesta de arroz, plátano, cascarilla de café, etc. Al ser diferente del suelo viene acompañado de micro organismos que mejoran las propiedades químicas, físicas y biológicas del suelo. Generalmente el uso de sustratos en el cultivo surge de la necesidad de poder cultivar algunas hortalizas con fines ornamentales, luego fue cultivado con fines comerciales (Burés, 2002).

“La cascarilla de arroz, un material que se usa como sustrato en hidroponía, para verduras en una proporción de 30% cascarilla de arroz y 70% arenilla, para frutilla 70% cascarilla de arroz y 30% arenilla” (Cabezas, 2018).

1.2.9. Desinfección del sustrato

El medio del terreno dónde se cultiva debe ser cubierto con un material dúctil e impermeable y transparente por causa de ello, el suelo asciende a una temperatura entre los 50 y 60 °C, y el tiempo que debe cubierto es entre los 30 a 40 días, gracias a esta estrategia, causa en el suelo un proceso de esterilización matando; hongos, nemátodos y bacterias (Cabezas, 2018).

a. Desinfección por solarización:

Este método agronómico se puede manejar también en grandes superficies, ya que es una estrategia eficaz si se desea aplicar en suelos de invernadero (Cabezas, 2018).

b. Esterilización con vapor de agua

Este método que es manejado en laboratorios, hospitales u otros ambientes, también es muy utilizado de manera estratégica en el campo ya que se esteriliza el sustrato de la siguiente manera; en un recipiente cilíndrico se llena 30 litros de agua aproximadamente ya que internamente está adherido a un trípode con rejillas, seguidamente se cubre con una malla raschel, y si no se dispone de ese material, también se puede colocar un tipo de lienzo que permita el paso del vapor de agua ya que esto evita a toda forma que el agua se mezcle con el sustrato, al momento de la ebullición del agua el vapor ascenderá y esto causa la pérdida terminante de todo microorganismo. Una vez cocido el sustrato se apaga la estufa y se deja a la intemperie entre los 30 y 40 minutos (Cabezas, 2018).

c. Desinfección con hipoclorito de sodio al 1%

los sustratos a ser utilizados para producción de plantines deben pasar por una desinfección con hipoclorito de sodio al 1% y posterior enjuagado (Cabezas, 2018).

1.2.10. Características del sustrato ideal

a. Propiedades físicas

Probablemente las características físicas más importantes de los sustratos son la densidad aparente o volumen y la retención de agua (Siura, 2016).

- Función de soporte: firme y denso para mantener las “semillas” (botánica o vegetativa) en su lugar.
- Elevada porosidad: que permite un buen intercambio gaseoso y buen drenaje.
- Baja densidad aparente.
- Textura: ideal para la germinación de semilla botánica.
- Estructura estable: debe mantener su volumen; no compactarse mucho al secarse en suelos que predominan cultivos con rizomas, ni "hincharse" demasiado al humedecerse.
- Retentivo aquel agregado que posee elevada capacidad de retención de agua: para mantener en estado húmedo durante todo el periodo de propagación de esta manera los riegos se realizan en intervalos más distantes.

- "Limpio": para evitar ataques de organismos que causan daño a las plantas o la presencia de sustancias residuales (especialmente si los componentes para la preparación de un buen sustrato se deben de tomar de lugares contaminados por agroquímicos).

El sustrato generalmente posee una densidad aparente menor que el suelo compuesto generalmente de minerales. La d.a. es la relación entre la masa o peso de la materia (seca o húmeda) y el volumen aparente que ésta ocupa (Siura, 2016).

b. Propiedades Químicas

Las propiedades químicas y físico-químicas son la composición de los materiales que se formó el sustrato y como están los elementos disponibles o fijados y su relación con el medio. “La estabilidad de un sustrato depende de la reactividad química, puesto que el material que compone el sustrato puede reaccionar con la fase líquida, liberando o absorbiendo elementos nutritivos o bien puede ser un material que no se descomponga ni libere elementos solubles” (Siura, 2016).

- Que se pueda esterilizar, y estas no alteren o causen cambios que puedan afectar el material de propagación.
- No debe tener exceso de sales, por que generará un retraso en la germinación o la muerte de plántulas.
- Posee alto porcentaje de materia orgánica (muy útil para la propagación en semilla botánica)
- Debe contener una baja velocidad de descomposición
- Leve a sublime capacidad de intercambio catiónico

c. Características biológicas

La arenilla y/o gravilla son compuestos muy utilizados para la elaboración y trasplante definitivos de plantines a mangas de sustrato, todo sustrato debe mantener una limpieza para ello es previamente lavado y desinfectar con hipoclorito de sodio (Na Cl) al 1% y finalmente ser bien enjuagado para luego ser usado como sustrato (Cabezas, 2018).

1.2.11. Tipos de Sustratos

Generalmente son seleccionados por sus cualidades físicas y sanitarias, y estas pueden corregir el pH si es preciso. Este producto para ser eficaz en la multiplicación

tendría que tener las siguientes características: Buena porosidad que facilite la evacuación del agua en exceso, adecuada aireación que permita un buen intercambio de gases, de manera que las raíces las raíces jóvenes se desarrollen adecuadamente, sin duda, que sea que sea casi perfecto en el plano sanitario (Boutherin, 1994).

a. Arena fina

“La arena de río tienen como propiedad física es que presentan buena aireación con deficiente retención de humedad” (González, 2007).

b. Turba

Es un compuesto muy utilizado en la preparación de sustratos por que proporcionan más porosidad al sustrato, las turbas rubias que están poco descompuestas tienen buena porosidad y son excelentes en la recepción de soluciones, proporcionando gran aireación a las raíces (González, 2007).

1.2.12. Propagación vegetativa

En la naturaleza existen diversas especies vegetales con su propio mecanismo de reproducción vegetativa, pero con la intervención humana se puede hacer más eficientes y se generen nuevos tipos de multiplicación. Una buena propagación se puede realizar de muchas formas manuales y tecnificadas, a esto también se atribuye a muchos factores, tenemos un claro ejemplo en los caracteres esenciales de cada especie que se desea reproducir, entre ellas está el método de reproducción vegetativa también son las características fisiológicas de la planta a multiplicar, otra similitud es la metodología de manejo y el genotipo empleado utilizada en los procesos de propagación (Instituto Latinoamericano de la Comunicación Educativa, 2012).

La reproducción manual por medio de estacas nos facilita adquirir el material para la siembra de un genotipo uniforme que son muy necesarias para la reproducción de muchas especies que son difícil de propagar de manera sexual.

Cualquier parte vegetal de una planta puede dar vida a una nueva planta de iguales características según sean las condiciones dadas para su crecimiento (Rojas et al., 2004) mencionado por (Cornejo, 2018).

Propagación vegetativa a través de estacas

Es la técnica de producir diversas plantas por medio de un individuo genéticamente igual. Con esto podemos mantener las mismas características de diversas variedades de plantas. Por ello empleamos la propagación asexual, que puede ser por esquejes, acodos e injertos y/o por cultivo in vitro. Rojas et al. (2004) manifiesta que el método de propagación por estaca, es una técnica simple que se realiza por medio de cortes de brotes, ramas o raíces de una variedad de planta que luego de manera selectiva se acomoda en una cama enraizadora, con el propósito de obtener la emisión de raíces y brotación en la parte aérea, hasta conseguir una nueva planta.

1.2.13. Medio de cultivo

“Mezcla completa de nutrientes y reguladores de crecimiento, cuyas cantidades dependen del tipo de tejido vegetal o células que serán usadas para el cultivo” (Sharma y Alam, 2015).

“El medio Murashige & Skoog - MS es ampliamente utilizado en los laboratorios de producción de plántulas, las concentraciones de sales y vitaminas que contiene son las adecuadas para un normal desarrollo de las plantas” (Roca y Mroginski, 1991).

“El medio base MS son sales orgánicas, vitaminas, aminoácidos, carbohidratos, reguladores de crecimiento y suplementos orgánicos; el ácido giberélico, es el que rompe la dormancia de las yemas y acelera el crecimiento del explante. Las vitaminas participan en ello” (Pierik, 1990).

1.2.14. Propagación in vitro

Significa cultivar plantas dentro de un frasco de vidrio, tubos de ensayo y recipientes transparentes con las condiciones ambientales controladas. Agrupa dos características principales: una buena limpieza de los materiales (ausencia de gérmenes, etc), y un buen control de los factores que influyen el crecimiento. Gracias al avance de la tecnología ayuda a las ciencias biológicas un estudio detallado de las plantas como a nivel celular y molecular en condiciones de laboratorio es posible actualmente replicar todos los factores que puedan incidir en el crecimiento y desarrollo de las plantas (Castillo, 2008).

Este método es el más utilizado en la propagación de plantas.

A través de la micropropagación se puede regenerar una planta completa aplicando estímulos adecuados, a partir de cualquier parte de un tejido de cualquier especie vegetal (tejido) tienen la capacidad de formar tallos esta técnica es llamada cultivo in vitro, que consiste en propagar a partir de células o porciones muy pequeñas ya sean hojas, tallos, para la formación de miles de plántulas para diversos propósitos. Para llevar a cabo este procedimiento se necesita el uso de equipos, materiales y reactivos especiales para conseguir un estricto control aséptico, ambiental y nutricional (Vargas, 1982) mencionado por (López y Sánchez, S.A)

Para la propagación de plantas por este método se debe seleccionar el individuo predominante con características sobresalientes dentro de una especie, como por ejemplo rendimiento, tolerancia a plagas o enfermedades y obtener copias genéticamente idénticas o clones, y esta técnica se utiliza para la instalación de grandes extensiones de especies maderables usados para fines comerciales. Esta técnica de propagación permite la ganancia de tiempo y las mejores características en cuanto a genéticas se refiere en periodos muy cortos. La selección de árboles se debe llevar a cabo teniendo en cuenta muchos factores. Un buen individuo es aquel que mantiene un conjunto de genes con poca variación fenotípica a pesar de encontrarse en diversas condiciones ambientales (Rauter, 1982).

1.3. Definición de términos básicos

Bosque: tierras de extensión mayor de media hectárea compuesta por árboles que superen los 5 metros de alto y que las copas cubran más del 0 % del suelo (FAO, 1987).

Caracterización: “representación de las propiedades más importantes de un organismo o sistema” (Minam, 2015).

Corteza: “tejidos de un árbol exteriores al cambium que están compuestos por la corteza interior viva y la corteza exterior inerte” (FAO, 1987).

Clasificación: “acción de disponer las especies, los tipos de vegetación o los ecosistemas en clases para formar grupos con ellas” (Minam, 2015).

Conservación: “es una actividad positiva que incluye la preservación, el mantenimiento, el uso sostenible, la restauración y el mejoramiento del ambiente natural” (Minam, 2015).

Diversidad genética: “variación en la composición genética de individuos dentro de una misma especie o entre especies diferentes” (Minam, 2015).

Doméstico: “organismo que se ha adaptado a un hábitat especial, diferente a su hábitat natural” (Minam, 2015).

Especie: “unidad fundamental de la biodiversidad que incluye subespecies similares y que está justamente por debajo de la subsección” (Minam, 2015).

Especie domesticada: “especie cuyo proceso de evolución ha estado bajo la influencia del ser humano, con el fin de satisfacer sus necesidades” (Minam, 2015).

Especie nativa: “especie indígena. Especie que se da en un área determinada dentro de su ámbito natural, el cual se conoce históricamente” (FAO, 1987).

Nomenclatura taxonómica: “sistema de nombramiento y nombres para unidades biológicas como las especies” (FAO, 1987).

Recurso genético: “recurso genético de valor real, comercial o potencial” (FAO, 1987).

Semillas: “medio de propagación de las plantas destinadas a ser plantadas y no al consumo o elaboración” (Minam, 2015).

Silvestre: “Se refiere a que ha sido criado naturalmente o sin cultivo en selvas o campos” (Minam, 2015).

Ecosistemas: “unidad funcional básica de interacción de los organismos vivos entre sí y de éstos con el ambiente, en un espacio y tiempo determinados especie Unidad de clasificación taxonómica para vegetales y animales” (Minam, 2015).

Recursos fitogenéticos: material que conserva la permanencia de una especie de valor real o potencial (Minam, 2015).

Variabilidad: diferencias entre individuos que pueden ser fenotípicas y genotípicas (Minam, 2015).

CAPÍTULO II

MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. Tipo y nivel de investigación

2.1.1. Tipo de investigación

Aplicada, se buscó determinar el efecto de la aplicación de tres sustratos y dos tratamientos pregerminativos para la germinación de semilla de indano.

2.1.2. Nivel de investigación

Experimental, puesto que se caracterizó por buscar el tipo de sustrato y la técnica de pre germinación en la semilla de indano.

2.2. Diseño de investigación

Experimental, puesto que si hay manipulación de la variable independiente, que va a influenciar y/o producir efectos deseados en las variables dependientes. Empleando un diseño completamente al azar (DCA), con arreglo Factorial con tres repeticiones por tratamiento.

2.3. Población y muestra

2.3.1. Población

Total, de 405 semillas

2.3.2. Muestra

270 semillas de indano, que fueron aquellas plántulas que se evaluaron.

2.4. Técnicas e instrumentos de recolección de datos

2.4.1. Fuentes primarias

Observación y toma directa de datos en campo, análisis químico de los sustratos orgánicos para la germinación y emergencia de indano. Los instrumentos de recolección de datos a utilizados fueron fichas de observación, fichas toma de datos en campo, fichas toma de datos en laboratorio y fichas bibliográficas.

2.4.2. Fuentes secundarias

Para el desarrollo del proyecto se consultaron estudios similares al presente proyecto, sobre todo aquellos en los cuales se utilizó la misma metodología o alguna semejante de evaluación propuesta.

2.5. Técnicas de procedimiento y análisis de datos

El presente proyecto de investigación utilizó un diseño estadístico experimental distribuido en un diseño completamente al azar (DCA), con arreglo Factorial con tres repeticiones por tratamiento, este diseño se aplicó al trabajo porque permite mayor flexibilidad en cuanto al número de tratamientos y de repeticiones como herramienta de prueba de hipótesis se usó el Error tipo I. Cada una de las variables estudiadas se sometió a un Análisis de Varianza (ANVA) y la prueba de rangos múltiples de Duncan con una significancia del 5%. El análisis de los datos se realizó con la ayuda del software estadístico InfoStat.

2.5.1. Modelo matemático del diseño estadístico experimental DCA.

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + \alpha\beta_{ij} + \epsilon_{ijk}$$

Dónde:

Y_{ijk} = Una observación

μ = Media poblacional

α_i = Efecto del i –ésimo nivel del factor A

β_j = Efecto del j –ésimo nivel del factor B

$\alpha\beta_{ij}$ = Efecto del i –ésimo nivel del factor A, con el j –ésimo nivel del factor B (Interacción A x B)

ϵ_{ijk} = Error experimental

2.5.2. Evaluación de la eficiencia de diferentes tipos de sustratos y métodos pre germinativos en la propagación de *Byrsonima spicata* (Cav.) DC.

2.5.2.1. Factores de estudio

Factor A = Tipo de sustrato

a1= Suelo agrícola (3 partes) + humus (2 partes) + Arenilla (1 parte).

a2= Suelo recolectado en las plantaciones naturales.

a3= Sustrato (medio de cultivo Murashige y Skoog 1982).

Factor B = Tratamientos Pre - germinativos

b1= Estratificación en medio húmedo (Remojo de la semilla en agua a temperatura ambiente durante 15 días).

b2= Escarificación (Semilla extraída del endocarpio).

b3= Sin ningún tratamiento pre germinativo.

2.5.2.2. Tratamientos en estudio

Tabla 1.

Descripción de tratamientos

Nº	Código	Descripción
1	a1b1	Suelo agrícola (3 partes) + humus (2 partes) + Arenilla (1 parte) + Estratificación en medio húmedo (Remojo de la semilla en agua del endocarpio a temperatura ambiente durante 15 días).
2	a1b2	Suelo agrícola (3 partes) + humus (2 partes) + Arenilla (1 parte). + Escarificación (Semilla extraída del endocarpio).
3	a1b3	Suelo agrícola (3 partes) + humus (2 partes) + Arenilla (1 parte) + Sin ningún tratamiento pre germinativo.
4	a2b1	Suelo recolectado en las plantaciones naturales + Estratificación en medio húmeda (Remojo en agua del endocarpio a temperatura ambiente durante 15 días).
5	a2b2	Suelo recolectado en las plantaciones naturales. + Escarificación (Semilla extraída del endocarpio).
6	a2b3	Suelo recolectado en las plantaciones naturales. + Sin ningún tratamiento pre germinativo.
7	a3b1	Sustrato (medio de cultivo Murashige y Skoog 1982) + Estratificación en medio húmedo (Remojo en agua del endocarpio a temperatura ambiente durante 15 días).
8	a3b2	Sustrato (medio de cultivo Murashige y Skoog 1982) + Escarificación (Semilla extraída del endocarpio).
9	a3b3	Sustrato (medio de cultivo Murashige y Skoog 1982) + Sin ningún tratamiento pre germinativo.

2.6. Materiales y métodos

2.6.1. Materiales

a. Materiales de campo

- | | |
|--|--|
| ✓ 3 kg semillas de <i>Byrsonima</i>
<i>spicata</i> (Indano) | ✓ Placas para identificar tratamientos |
| ✓ Balanza graduada | ✓ Martillo |
| ✓ Bolsas de papel de ½ kg. y 1 kg. | ✓ Alicates |
| ✓ Machete | ✓ Bambú |
| ✓ Regadera | ✓ Caña brava |
| ✓ Bolsas plásticas de ½ kg | ✓ Tijera de podar |
| | ✓ Medio Agar MS. |

b. Equipos de campo

- | | |
|----------------------|---|
| ✓ GPS | ✓ Vernier |
| ✓ Cámara fotográfica | ✓ Envases de plástico con tapa
hermética |

c. Equipos de laboratorio

2.6.2. Métodos

2.6.2.1. Ubicación del campo experimental

El presente trabajo de investigación se desarrolló en el vivero de aclimatación de propiedad de la Universidad Nacional de San Martín-Tarapoto.

a. Política

- Departamento: San Martín
- Provincia: San Martín
- Distrito: Morales

b. Geográficas

- Localización: Universidad Nacional de San Martín.
- Coordenadas UTM: NORTE x: 340842.89
OESTE y: 9284936.97
- Altitud : 252 msnm

2.6.2.2. Evaluación de la eficiencia de diferentes tipos de sustratos y métodos pregerminativos en la propagación de *Byrsonima spicata* (Cav.) DC.

A. Características del campo experimental (diseño del área experimental)

- a) Área total de ensayo: 16 m²
- b) Forma del ensayo: Tratamientos pregerminativos
- c) Número de tratamientos: 9
- d) Número de repeticiones: 3
- e) Número total de unidades experimentales: 15

B. Metodología de campo

a. Colecta de los frutos

En la provincia de Lamas, región San Martín, la fructificación del “indano” se produce durante los meses de enero a marzo, por esta condición, los frutos se colectaron en el mes de febrero del 2020, cosechándose aquellos frutos que presentaron madurez fisiológica (Figura 1).



Figura 1. Colecta de frutos, A: plantas en producción, B: elección solo de frutos maduros, C: selección de frutos en laboratorio.

b. Despulpado de los frutos

Para facilitar la eliminación de la pulpa del fruto, fue necesario utilizar frutos completamente maduros, con el mesocarpio blando; los frutos se frotaron en un envase con agua y se enjuagaron hasta que los residuos de mesocarpio se dispersen (Figura 2).



Figura 2. Despulpado de frutos. A: eliminación de la pulpa, B: semillas sin residuo de pulpa. C: Almacenado de semilla.

Antes a la aplicación de los tratamientos pregerminativos, las semillas se desinfectaron durante 10 minutos, en una solución de hipoclorito de sodio al 0.3 %, usando el producto comercial lejía (al 6 % de ingrediente activo) (Figura 3); posteriormente se enjuagaron con agua destilada y finalmente se trataron durante 10 minutos con una solución de Captán o Ridomil a dosis de 1g.l^{-1}

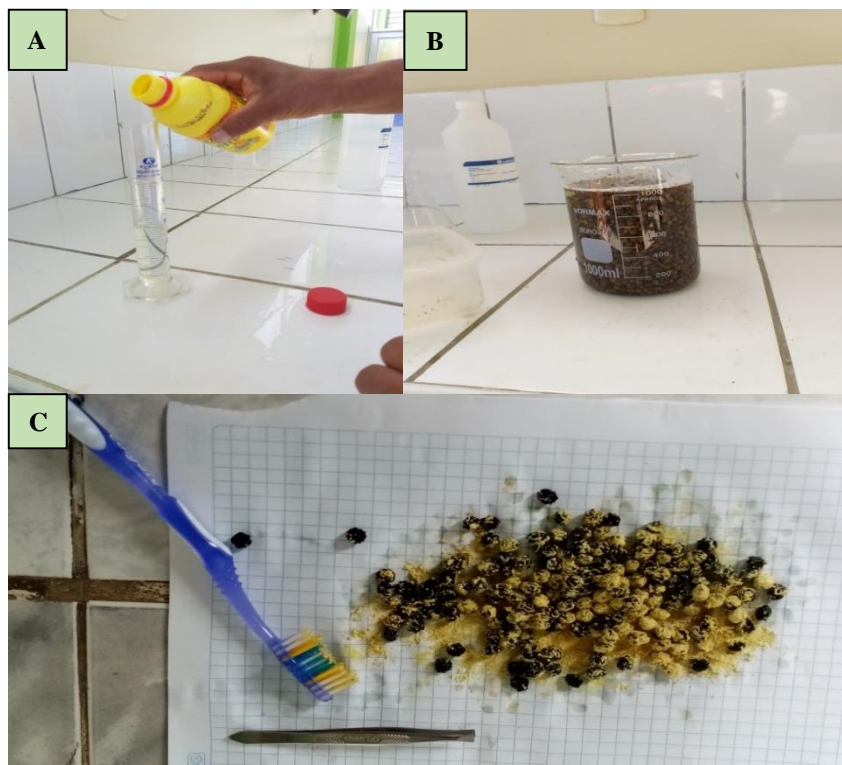


Figura 3. Desinfección y tratamiento preventivo de la semilla, A: hipoclorito de sodio 0.3%, B: solución de captan, C: eliminación de agua.

d. Aplicación de tratamientos pregerminativos

Testigo

La semilla previamente desinfectada y tratada, sin aplicar ningún tratamiento pregerminativo, se colocó en cada uno de los tipos de sustratos contenidos en las bolsas almacigueras de acuerdo al diseño estadístico experimental; posteriormente se introdujo en la cámara de germinación en envases de vidrio. (Figura 4).



Figura 4. Colocación de las semillas en diferentes sustratos. A: bolsas de sustratos, B: medio de cultivo MS.

Estratificación en medio húmedo

Consistió en exponer a las semillas con el endocarpio intacto, al remojo en agua a temperatura ambiente durante 15 días, colocando cada una de las semillas en las bolsas almacigueras donde se colocó el sustrato. Las bolsas se etiquetaron y acomodaron, así mismo en la cámara de germinación en tubos de ensayo conteniendo el MS (Figura 5).

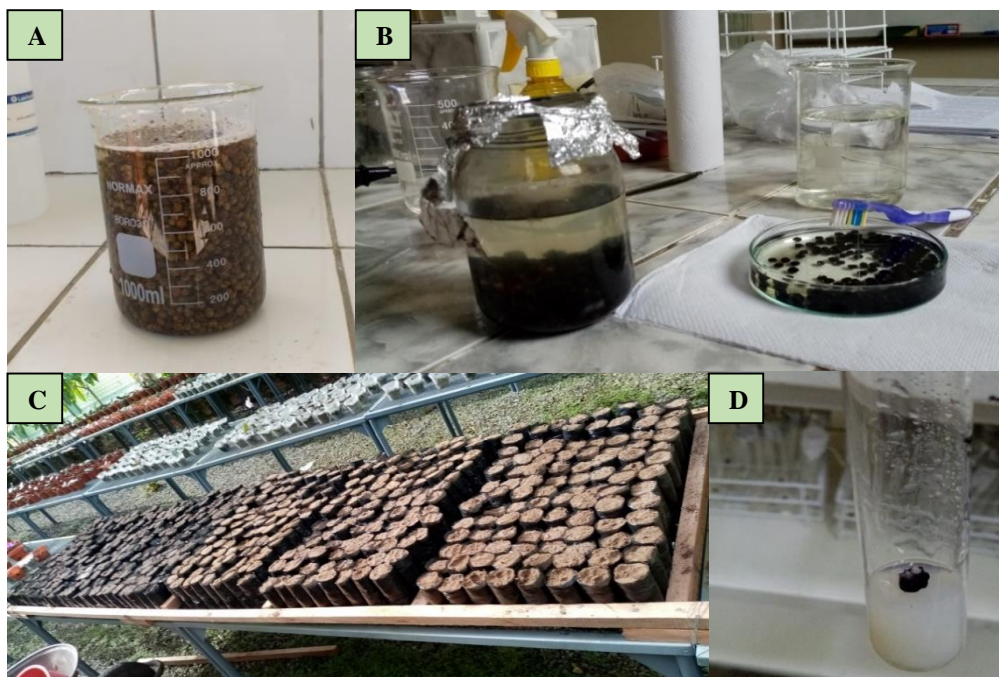


Figura 5. Proceso de estratificación de semillas en medio húmedo, A y B: remojo en agua por 15 días, C: bolsas con semillas, D: semilla en medio MS.

Escarificación mecánica

Para extraer las semillas de los endocarpios, se utilizó pinzas, aplicando presión gradual para abrir los endocarpios, una vez abiertos, con la ayuda de una aguja de disección, se presionó el área del rafe de la semilla para separar el endocarpio, siempre cuidando de no dañar la semilla. Las semillas extraídas se colocaron en recipientes de plástico con tapa hermética para evitar la deshidratación, en tanto se establezca la prueba de germinación, que consistió en colocar cada una de las semillas en las cajas almacigueras previamente lavadas y desinfectadas donde se colocó el sustrato. Las bandejas se etiquetaron y acomodaron en la cámara de germinación (Figura 6).

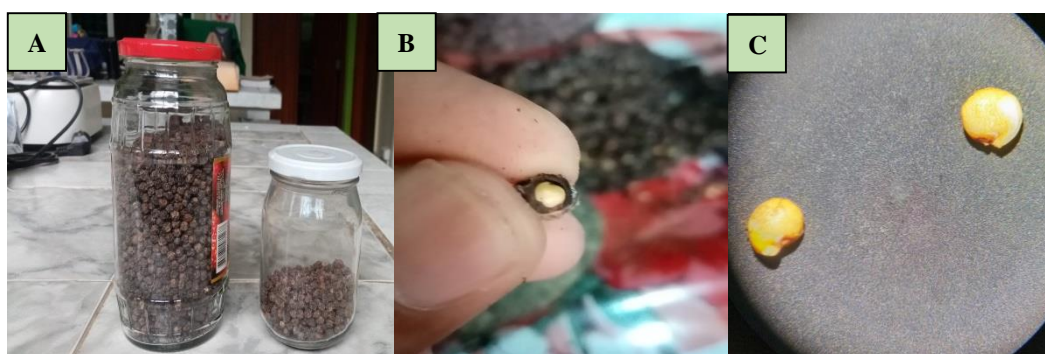


Figura 6. Proceso de estratificación mecánica de semillas, A: semillas para escarificación, B y C: semilla con endocarpio y semilla sin endocarpio.

e. Preparación de medio de cultivo MS

Para la emergencia de semillas en agar, se empleó medio MS (Murashige & Skoog, 1962 en Roca & Mroginski, 1993) al 50% sin hormonas. El pH se ajustó a 5.8 antes de agregar el agente gelificante (agar gelrite 2 g/L). Una vez sembrados las semillas fueron sometidos a condiciones de 27°C (+/- 2), con una iluminación de 2000 lux durante 14 horas, en el laboratorio de cultivo de tejidos vegetales de la Universidad Nacional de San Martín – T (Figura 7).

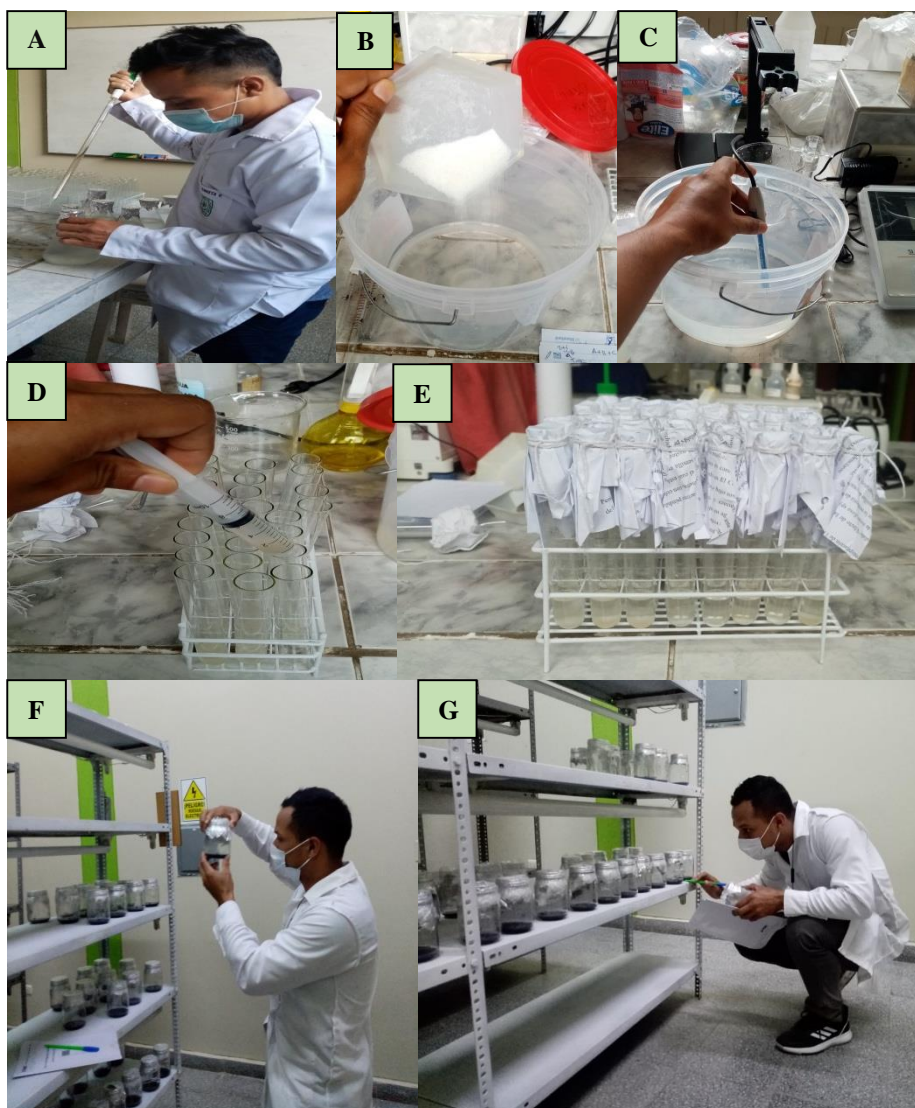


Figura 7. Preparación de medio de cultivo MS, A, B, C, D: proceso de preparación del medio MS, E, F, G: medio de cultivo listos

C. Variables evaluadas

a. Porcentaje de germinación

Se realizó el seguimiento, desde el primer día de la siembra de semillas hasta la aparición de los cotiledones, considerándose la cantidad de semilla empleada, realizando un registro cada quince días en la planilla de evaluación para su posterior análisis, expresando en valores porcentuales (con transformación $\sqrt{x + 1}\sqrt{x + 1}$) ver (Figura 8).

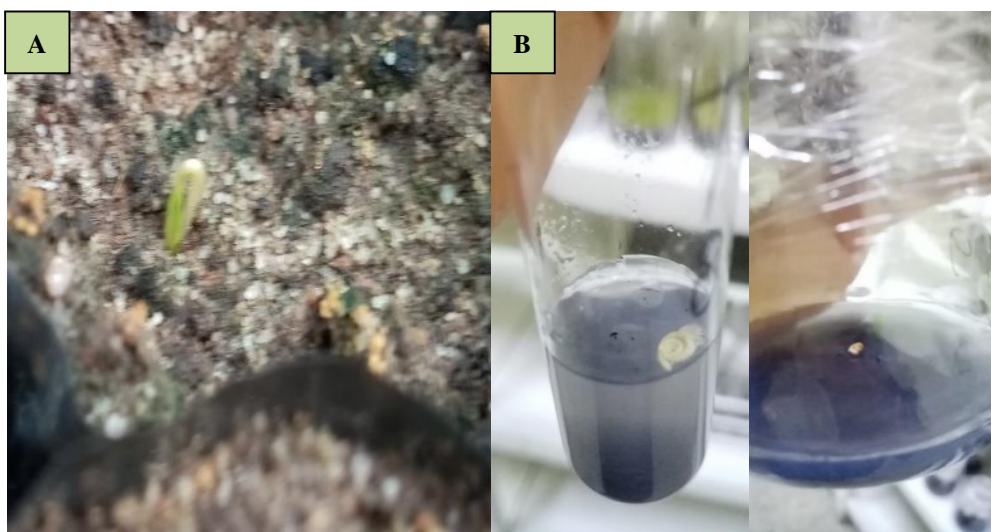


Figura 8 . Porcentaje de germinación de semillas A: emergencia en sustrato “vivero”, B: emergencia en medio de cultivo MS “Laboratorio”

b. Días a la germinación

Se evaluó desde el primer día de la siembra de semillas hasta la aparición de los cotiledones (a los 45 días después de la siembra) (Figura 9).

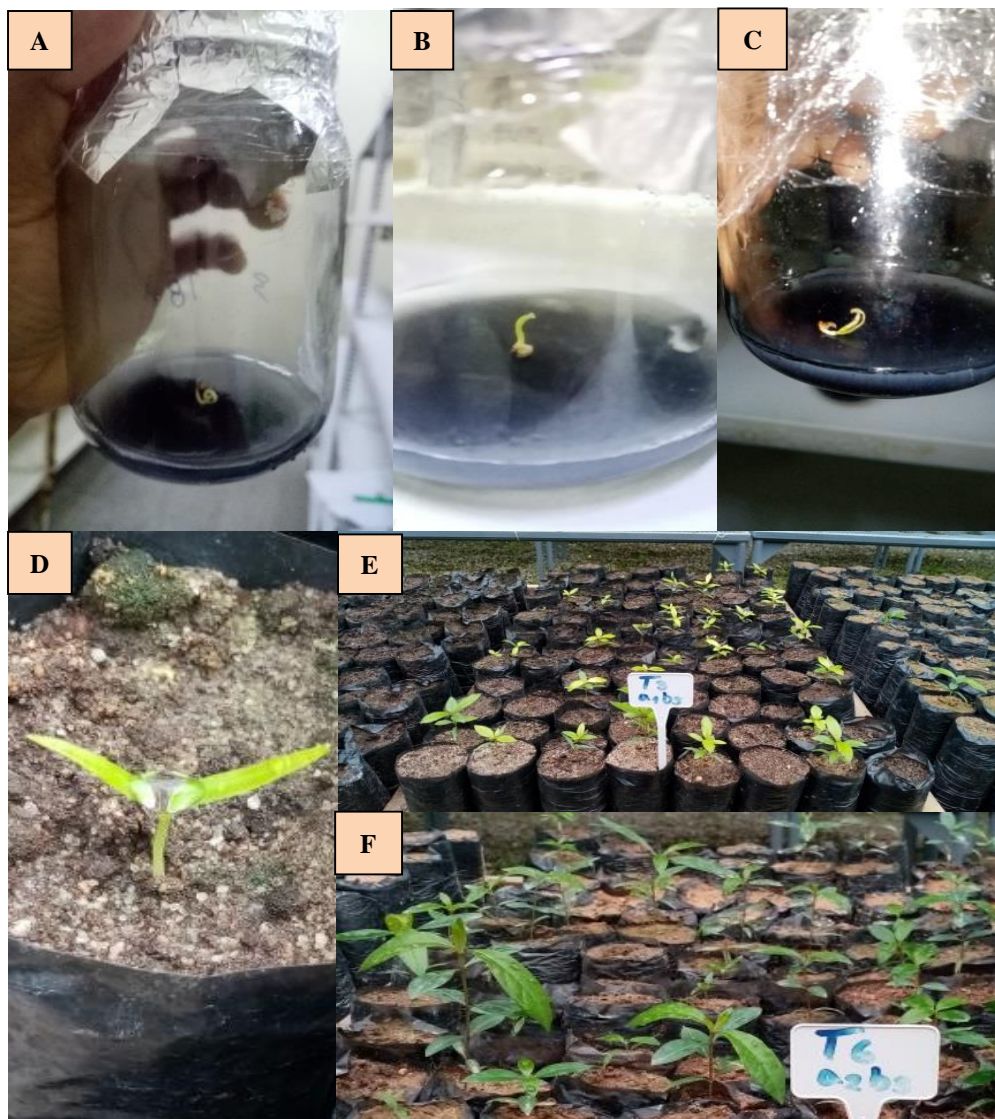


Figura 9. Días a la germinación en A, B, C se realizó en medio Ms de laboratorio, D, E, F se realizó en los diferentes sustratos en vivero

c. Intensidad de germinación

Se realizó conteos diarios del número de semillas germinadas, se inició desde el momento que emergieran los cotiledones a los 45 días de ser sembradas (se consideró como semilla germinada la que presentó alargamiento de la radícula y desenvolvimiento de los cotiledones).

El último conteo se efectuó cuando germinó el 70% (a los 90 días), de las semillas de cada tratamiento. La velocidad de emergencia se midió usando la fórmula, propuesta por (Maguire, 1962).

En donde:

$$VE = \sum_{i=1}^n \left(\frac{Xi}{Ni} \right)$$

VE = Velocidad de emergencia

Xi = Número de plántulas emergidas por día

Ni = Número de días después de la siembra

n = Número de conteos

d. Número de raicillas

Se contabilizó el número de raicillas por cada semilla germinada cuando se apreciaron las primeras hojas, dicha evaluación se efectuó a los 75 días (Figura 10).



Figura 10. Número de raicillas, A, B mostraron una sola raíz principal en sustrato MS, C con una sola raíz, D presentaron de raicillas secundarias

e. Longitud de las raicillas (mm)

Se midió la longitud de las raicillas, sacrificando las plántulas de estudio de las bolsas almacigueras cuando se apreciaron las primeras hojas, es decir al tiempo de 75 días se logró medir con una regla milimetrada y registrar la longitud de las raicillas. (Figura 11).

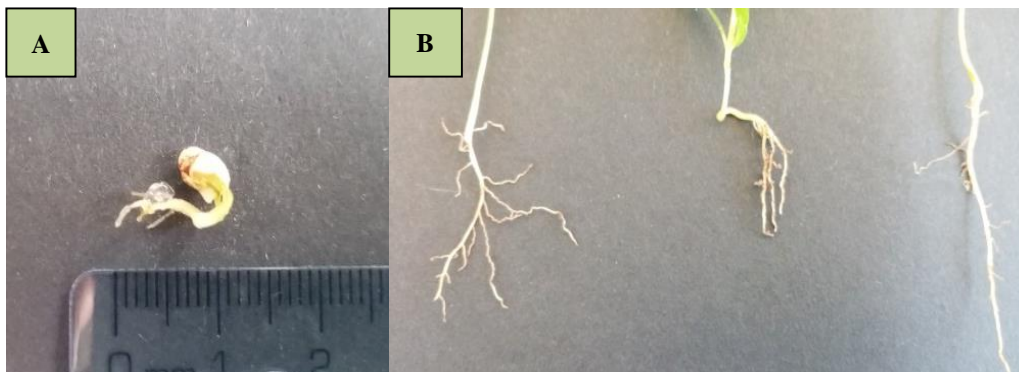


Figura 11. A: longitud de raicillas en Ms y B: mayor presencia de raicillas sustratos en vivero

f. .

Se realizó la evaluación cada 15 días el primer par de hojas surgieron a los 45 días el conteo del total de hojas que se formaron conforme avanzó la evaluación se realizó cada 15 días hasta los 90 DDS (Figura 12).



Figura 12. Número de hojas (A) se presentaron solo un par, (B) en algunos casos hasta tres pares de hojas.

g. Diámetro del tallo (mm)

Se realizó la medición del diámetro del tallo después de un mes acondicionados en el sustrato hasta los 90 DDS (Figura 13).

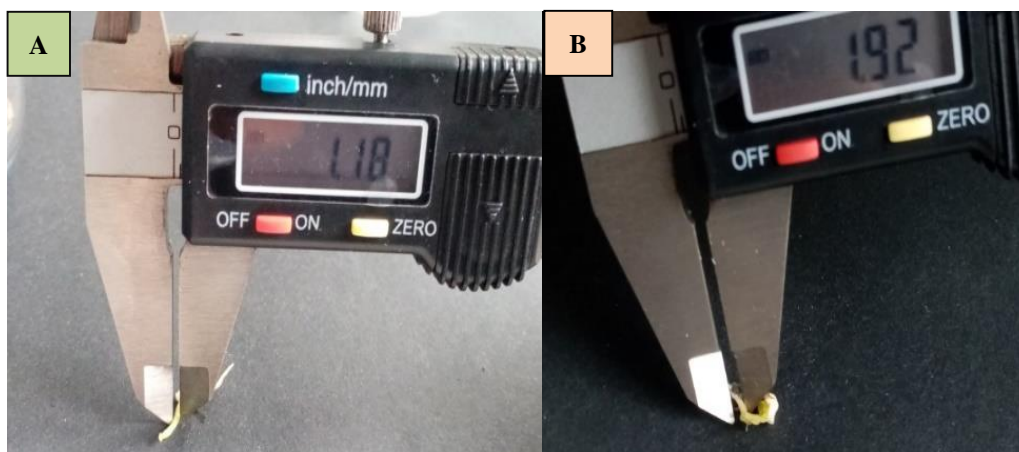


Figura 13. Diámetro del tallo medidas a la altura del cuello A y B.

h. Longitud del tallo (mm)

Empleando una regla milimetrada se realizó la medición de la longitud del tallo después de un mes de acondicionados en el sustrato y medio de cultivo hasta los 90 DDS (Figura 14).



Figura 14. Longitud del tallo A: menor longitud en medio MS, B: mayor longitud en vivero, C: medición en la cámara de flujo laminar.

CAPITULO III

RESULTADOS Y DISCUSIONES

3.1. Resultados

Porcentaje de germinación

Tabla 2.

Análisis de varianza para el porcentaje de germinación a los 90 días después de la siembra. (datos transformados $\sqrt{(x+1)}$) Mc Cune y Grace (2002).

F.V	G.L	S.C	C.M	F	p-valor	Sig.
A: Sustratos	2	3.11	1.56	343.00	<0.0001	**
B: Trat. pregerminativo	2	0.25	0.13	28.00	<0.0001	**
A*B	4	0.51	0.13	28.00	<0.0001	**
Error	126	0.57	4.5E-03			
Total	134	4.45				
CV = 5.16%		R ² = 86%		Promedio: 74%		

ns = no significativo $p > 0.05$

* = significativo $p < 0.05$

** = altamente significativo $p < 0.01$

Al ejecutar el análisis de varianza para el porcentaje de germinación a los 90 días después de la siembra (DDS) (Tabla 2), se demostró que las fuentes de variabilidad sustratos (Factor A) y los diferentes tratamientos pregerminativos (Factor B) presentaron resultados altamente significativos con un ($P > 0,05$) nivel de significancia del 95%, la interacción de ambos factores tiene incidencia estadística significativa por tanto se acepta la H1. Dicho análisis demostró un coeficiente de variabilidad (C.V) 5.16 %, y un coeficiente de determinación R² de 74% lo cual afirma una incidencia o efecto de los tratamientos en el porcentaje de germinación, lo cual es un modelo muy aceptable para dicho trabajo de investigación.

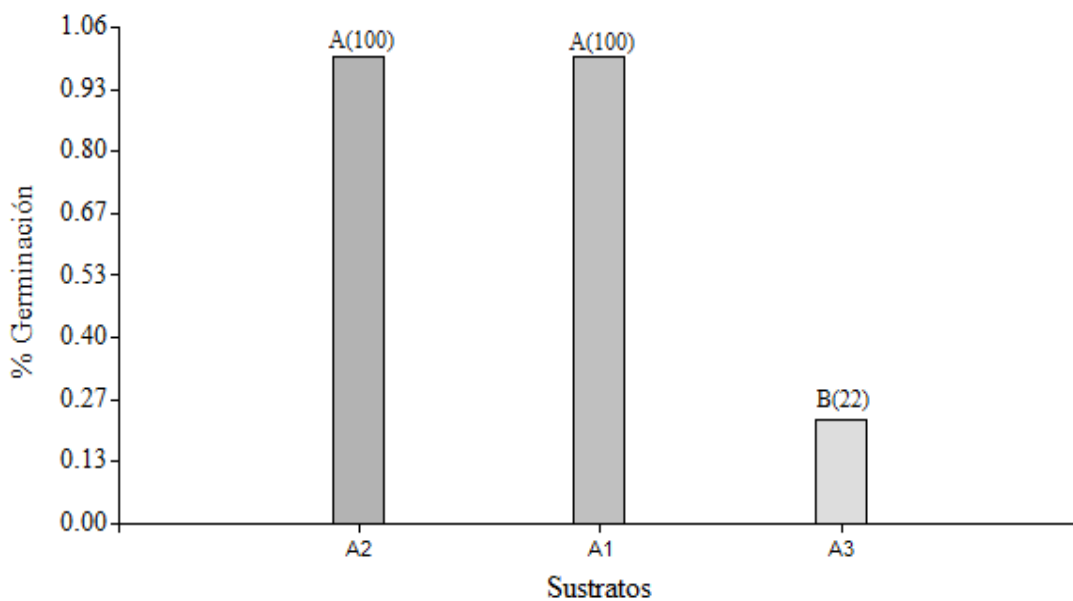


Figura 15. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para porcentaje de germinación de semilla según tipo de sustrato a los 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)

En cuanto al porcentaje de germinación obtenido en los diferentes sustratos (Figura 15) podemos visualizar que el mayor porcentaje de germinación se obtiene en el sustrato A2 (Suelo recolectado en las plantaciones naturales.) y A1 (Suelo agrícola (3 partes) + humus (2 partes) + Arenilla (1 parte)) los cuales son iguales estadísticamente, y el menor porcentaje de germinación se obtuvo en A3 (Sustrato medio de cultivo Murashige y Skoog 1982).

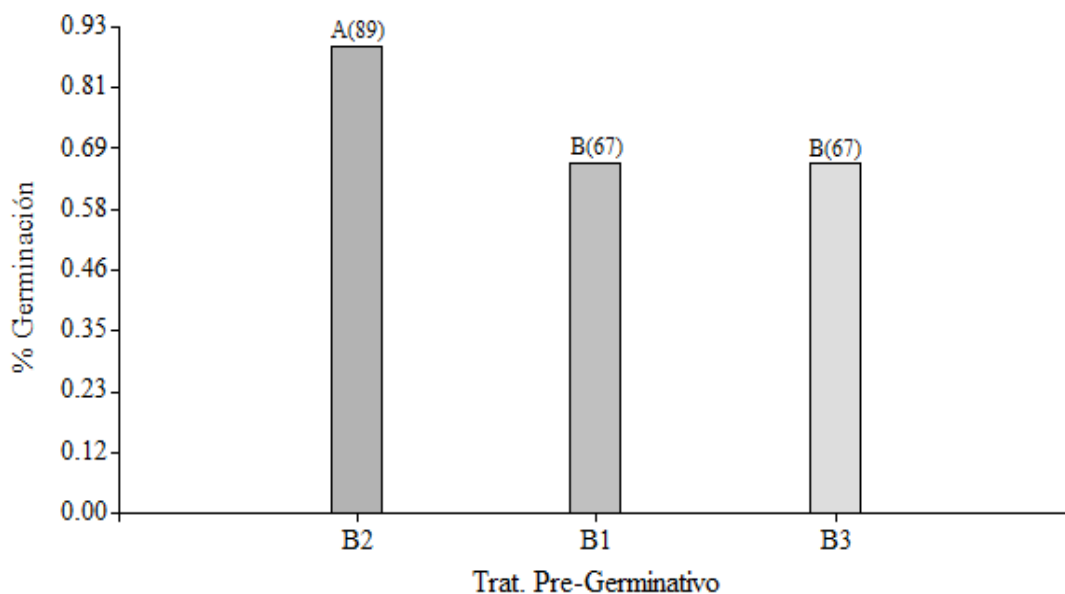


Figura 16. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para porcentaje de germinación de semilla según el tratamiento pre germinativo a los 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)

Lo concerniente al tipo de tratamiento pregerminativo (Figura 16) se pudo visualizar que B2 (Escarificación (Semilla extraída del endocarpio)) obtuvo el mayor porcentaje de germinación el cual es diferente estadísticamente, B1 (Estratificación en medio húmedo (Remojo en agua del endocarpio a temperatura ambiente durante 15 días) y B3 (Sin ningún tratamiento pre germinativo).

Tabla 3.

*Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN (Interacción A*B) para porcentaje de germinación de semilla a los 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)*

Trat.	Sustrato	Tratamiento pregerminativo	Promedio	Duncan
T4	A2	B1: Estratificación en medio húmedo	100.00	A
T5	A2	B2: Semilla extraída del endocarpio	100.00	A
T6	A2	B3: Sin tratamiento	100.00	A
T1	A1	B1: Estratificación en medio húmedo	100.00	A
T2	A1	B2: Semilla extraída del endocarpio	100.00	A
T3	A1	B3: Sin tratamiento	100.00	A
T8	A3	B2: Semilla extraída del endocarpio	67	B
T9	A3	B3: Sin tratamiento	00	C
T7	A3	B1: Estratificación en medio húmedo	00	C

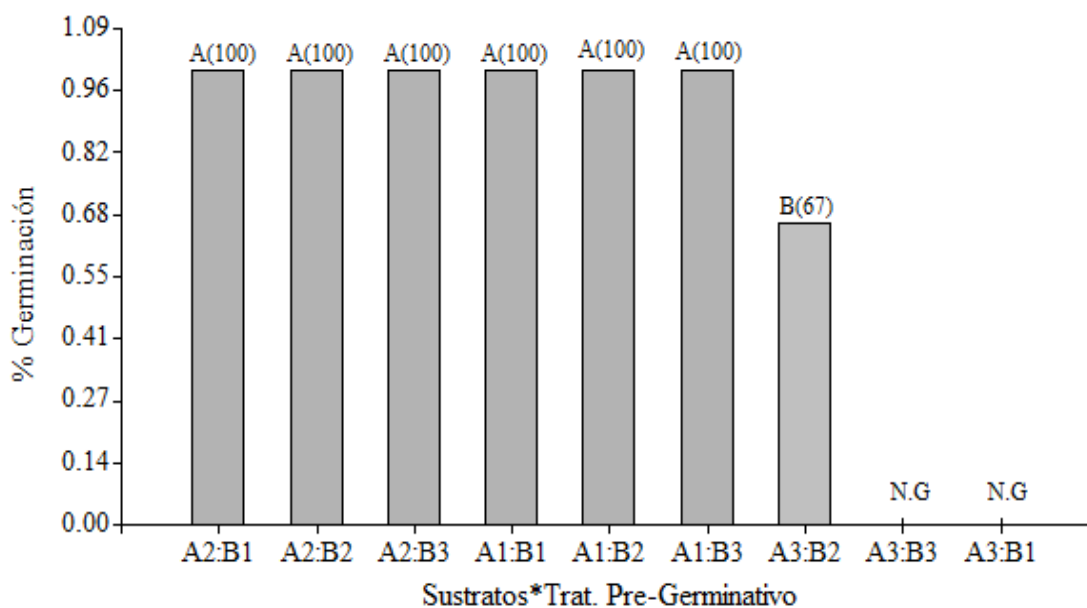


Figura 17. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN (interacción A*B) para porcentaje de germinación de semilla a los 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)

Al ejecutar el estadístico de Duncan (Figura 17) para la comparación de medias de la interacción A*B (Tipo de sustrato y Tratamiento pregerminativo) para el porcentaje de germinación a los 90 días con un ($\alpha = 5\%$) es decir nivel de significancia del 95%, como se puede apreciar en la (Tabla 2) y (Figura 3) que los tratamientos T4, T5, T6, T1, T2 y T3 a los 90 días obtienen el 100% de germinación los cuales son superiores estadísticamente a T8, y no germinaron los tratamientos T9 y T7.

Días a la germinación

Tabla 4.

Análisis de varianza para días a germinación después de la siembra.

F.V	G.L	S.C	C.M	F	p-valor	Sig.
A: Sustratos	2	50023.3	25011.67	138.59	<0.0001	**
B: Trat. pregerminativo	2	18013.33	9006.67	49.91	<0.0001	**
A*B	4	11346.67	2836.67	15.72	<0.0001	**
Error	126	22740.00	180.48			
Total	134	102123.33				
CV = 32.3%		$R^2 = 76\%$		Promedio: 41.56		

Al ejecutar el análisis de varianza para días a la germinación después de la siembra (Tabla 4), se demostró que las fuentes de variabilidad sustratos (Factor A) y los diferentes tratamientos pregerminativos (Factor B) presentaron resultados altamente significativos con ($P > 0,05$) a nivel de significancia del 95%, la interacción de ambos factores tiene incidencia estadística altamente significativa por tanto se acepta la H1, dicho análisis demostró un coeficiente de variabilidad (C.V) 32.3 %, y un coeficiente de determinación R^2 de 76% lo cual afirma una incidencia o efecto de los tratamientos en la cantidad de días a germinación, por ende podemos afirmar que el modelo es aceptable para dicho trabajo de investigación.

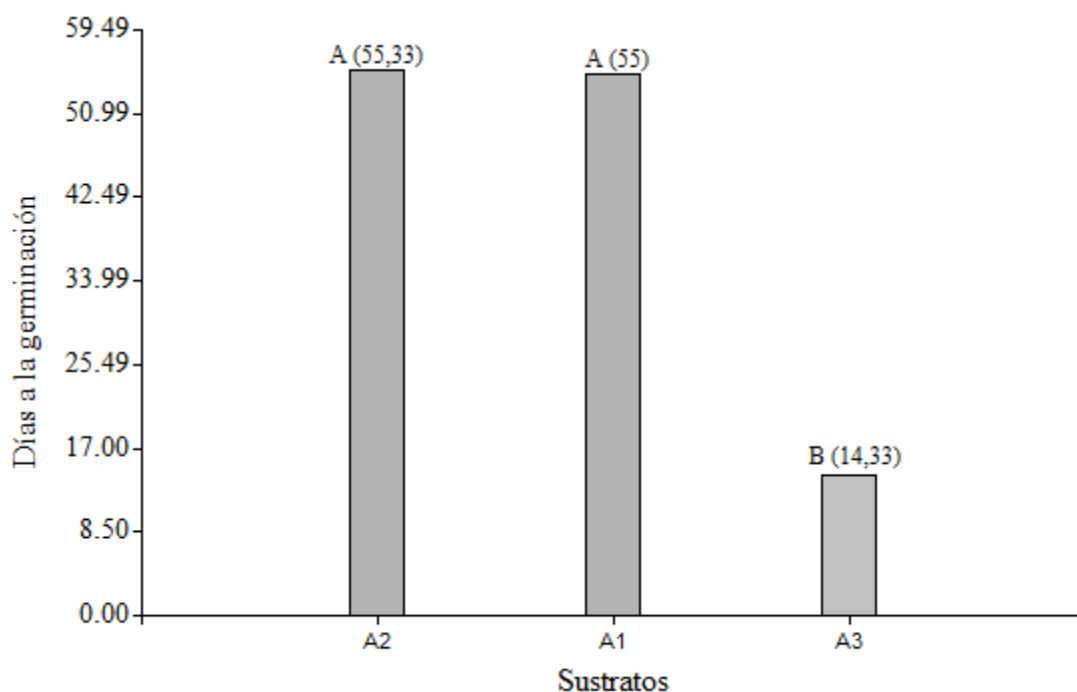


Figura 18. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para días a germinación de semilla según tipo de sustrato después de la siembra ($\alpha=5\%$)

Los días a la germinación según el sustrato utilizado (Figura 18) se evidencia que en el tipo A2 y A1 los días a la germinación son iguales estadísticamente con promedios de 55.3 y 55 días, los resultados tienen una diferencia estadística en función al sustrato A3 donde se obtiene menores días a la germinación.

En la medición de este indicador podemos observar qué sustrato A2 (Suelo recolectado en las plantaciones naturales) y A1 (Suelo agrícola (3 partes) + humus (2 partes) + Arenilla (1 parte)) tarda mayor tiempo de germinación.

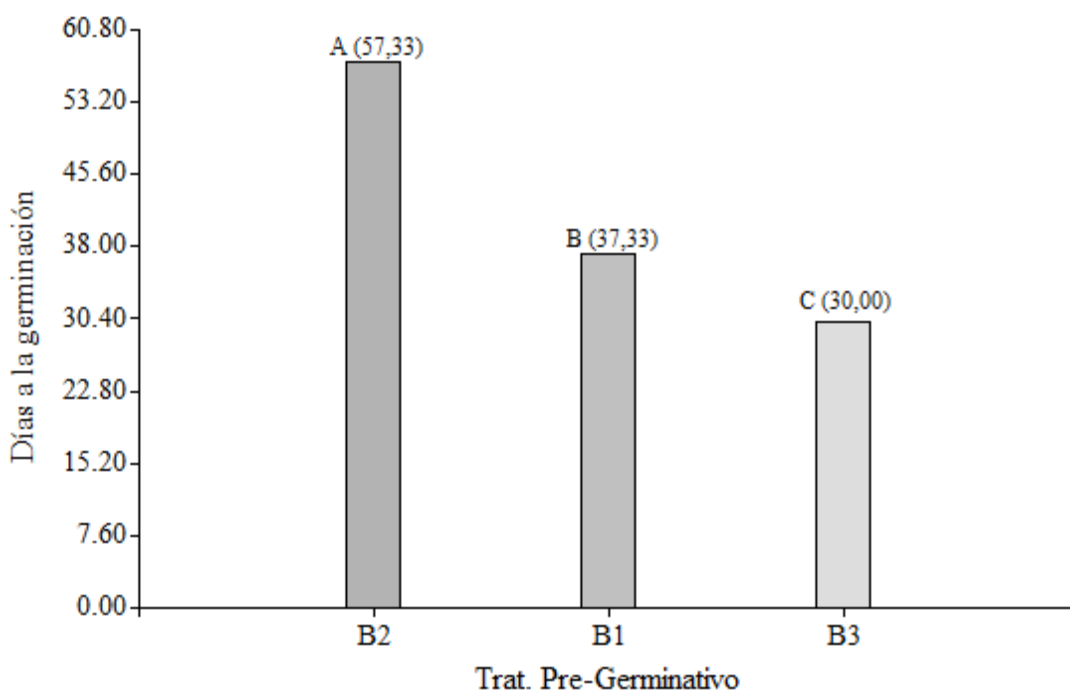


Figura 19. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para días a la germinación de semilla según el tratamiento pre germinativo ($\alpha=5\%$)

Según el tipo de tratamiento pregerminativo (Figura 19) los 3 tipos de tratamiento son diferentes estadísticamente obteniendo mayores días a la germinación en B2 (Escarificación (Semilla extraída del endocarpio)) donde se obtiene el 100% de germinación a los 57.33 días, pero B3 (Sin ningún tratamiento pre germinativo).

Tabla 5.

*Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN (interacción A*B) para días a germinación de semilla ($\alpha=5\%$)*

Trat.	Sustrato	Tratamiento pregerminativo	Promedio	Duncan
T5	A2	B2: Semilla extraída del endocarpio	74.00	A
T1	A1	B1: Estratificación en medio húmedo	65.00	A
T2	A1	B2: Semilla extraída del endocarpio	55.00	B
T4	A2	B1: Estratificación en medio húmedo	47.00	B C
T6	A2	B3: Sin tratamiento	45.00	B C
T3	A1	B3: Sin tratamiento	45.00	B C
T8	A3	B2: Semilla extraída del endocarpio	43.00	C
T9	A3	B3: Sin tratamiento	0.00	D
T7	A3	B1: Estratificación en medio húmedo	0.00	D

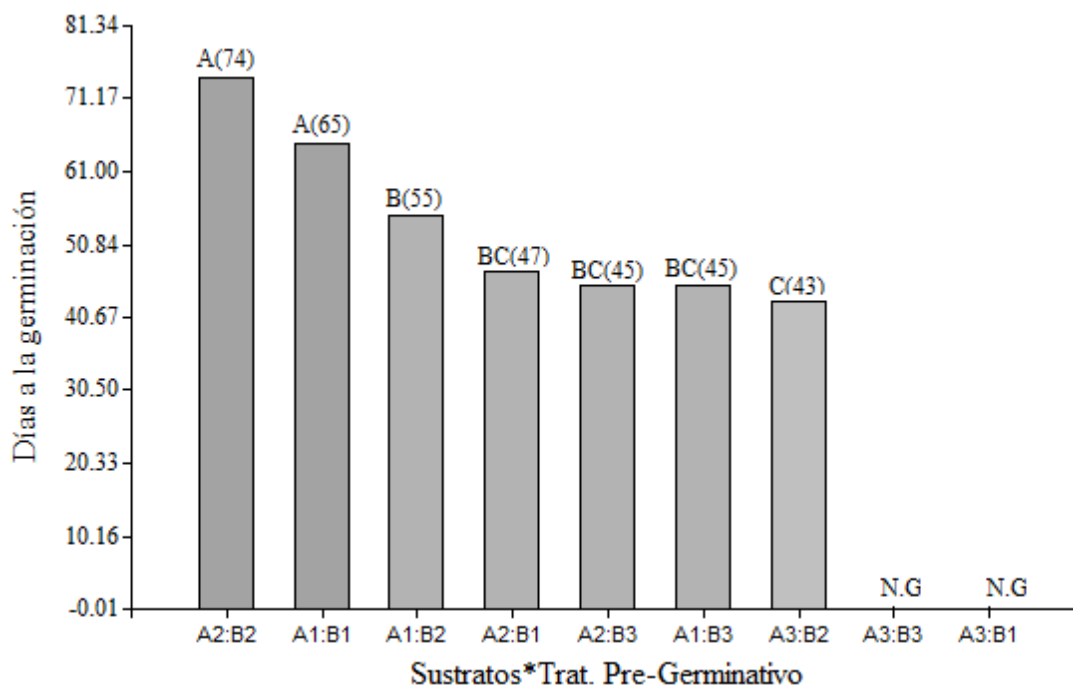


Figura 20. Prueba DUNCAN (Interacción A*B) para días a germinación de semilla ($\alpha=5\%$)

Al ejecutar el estadístico de Duncan para la comparación de medias de la interacción A*B (Tipo de sustrato y Tratamiento pregerminativo) para días a la germinación se determinó diferencias entre los tratamientos con un ($\alpha=5\%$) es decir nivel de significancia del 95%, como se puede apreciar en la (Tabla 5) y (Figura 20) que los tratamientos T5 y T1 son iguales estadísticamente y para que alcancen la germinación de todas las semillas está dentro de los 74 a 65 días, mientras que los tratamientos T2, T4, T6 y T3 son iguales estadísticamente y la germinación de todas las semillas se produce entre 55 y 43 días, el T8 obtiene una germinación más rápida de 43 días por que se encuentra extraído su endocarpio y el sustrato es un medio de cultivo MS.

Número de raicillas

Tabla 6.

Análisis de varianza para número de raicillas a los 75 días después de la siembra. (datos transformados \sqrt{x}) Mc Cune y Grace (2002).

	F.V	G.L	S.C	C.M	F	p-valor	Sig.
A: Sustratos		2	335.72	167.86	442.80	<0.0001	**
B: Trat. pregerminativo		2	9.24	4.62	12.18	<0.0001	**
A*B		4	29.83	7.46	19.67	<0.0001	**
Error		126	47.77	0.38			
Total		134	422.55				
CV = 24%		R ² = 88%		Promedio: 12.47			

Al ejecutar el análisis de varianza para Número de raicillas a los 75 días después de la siembra (Tabla 6), se demostró que las fuentes de variabilidad sustratos (Factor A) y los diferentes tratamientos pregerminativos (Factor B) presentaron resultados altamente significativos con ($P > 0,05$) a nivel de significancia del 95%, la interacción de ambos factores tiene incidencia estadística altamente significativa por tanto se acepta la H1, dicho análisis demostró un coeficiente de variabilidad (C.V) 24 %, y un coeficiente de determinación R² de 88% lo cual afirma una incidencia o efecto de los tratamientos en la cantidad de raicillas, por ende podemos afirmar que el modelo es aceptable para dicho trabajo de investigación.

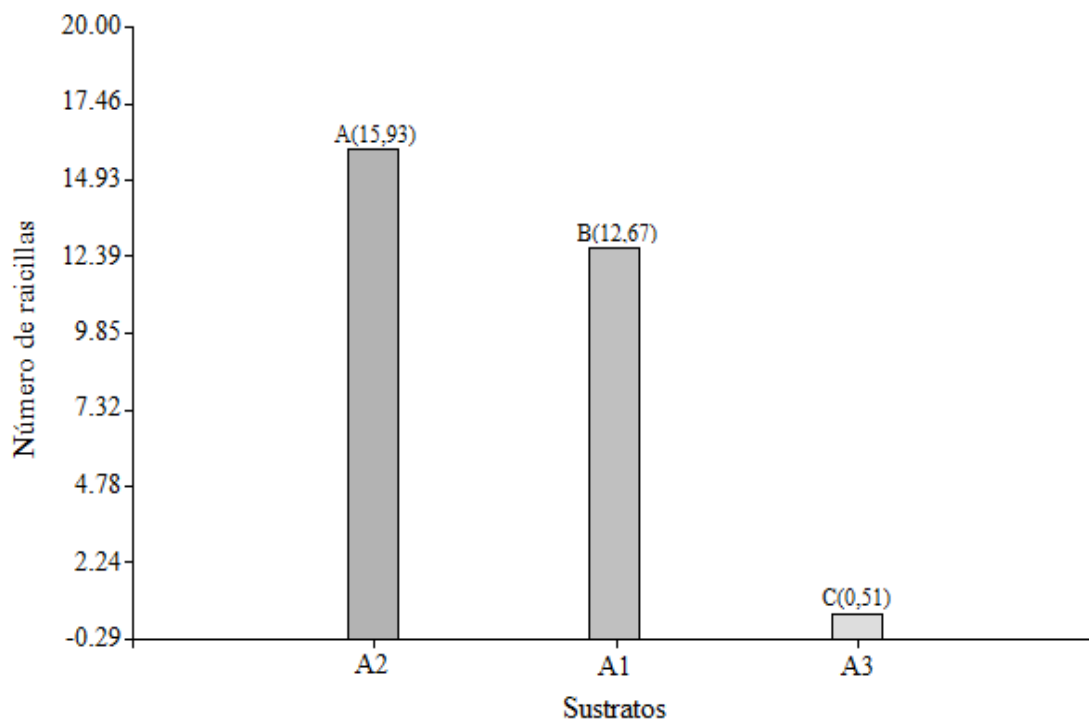


Figura 21. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para número de raicillas a los 75 días después de la siembra según tipo de sustrato después de la siembra ($\alpha=5\%$).

La cantidad de raicillas después de los 75 días de germinación según el sustrato utilizado (Figura 21) se evidencia que en el tipo A2, A1 y A3 mostraron respuestas diferentes donde A2 obtiene 15.93 raicillas y A3 obtuvo cantidad reducida de raicillas

En la medición de este indicador podemos observar qué sustrato A2 (Suelo recolectado en las plantaciones naturales) y A1 (Suelo agrícola (3 partes) + humus (2 partes) + Arenilla (1 parte)) son idóneos para generar raíces de dicha especie. Mientras que el sustrato A3 (medio de cultivo Murashige y Skoog 1982), tiene muy baja generación de raicillas.

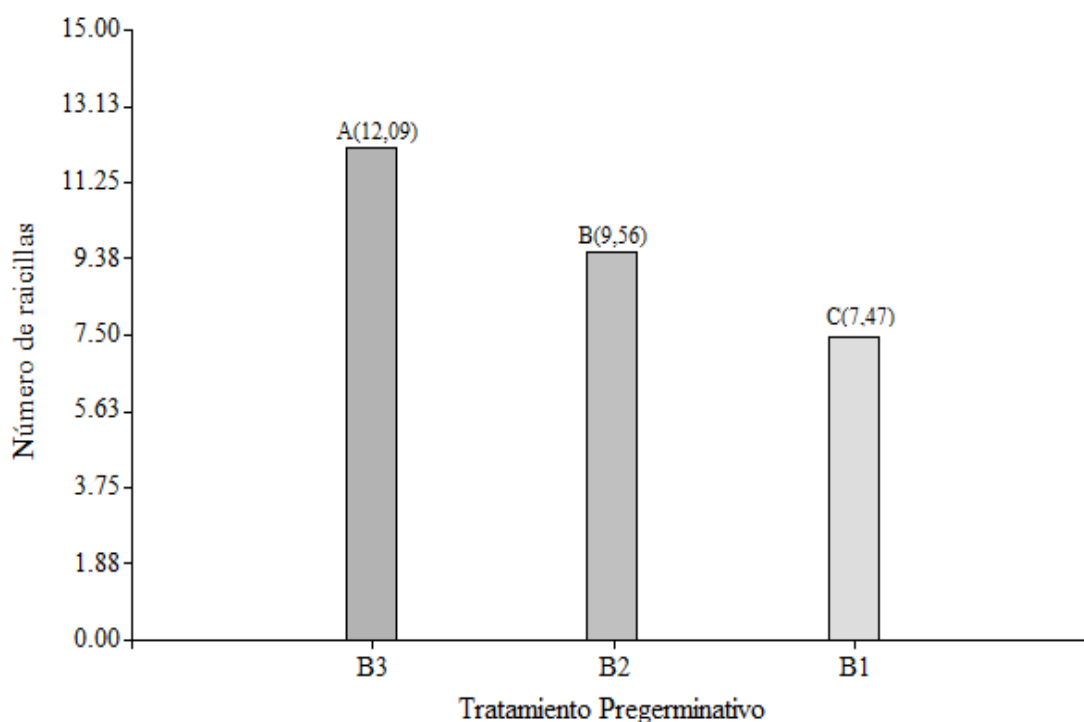


Figura 22. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para número de raicillas a los 75 días después de la siembra según tratamiento pregerminativo ($\alpha=5\%$)

Según el tipo de tratamiento pregerminativo (Figura 22) los 3 tipos de tratamiento son diferentes estadísticamente obteniendo mayor cantidad de raicillas 12.09 en B3 (Sin ningún tratamiento pre germinativo), 9.56 en B2 (Escarificación (Semilla extraída del endocarpio)) y B1 (Estratificación en medio húmedo) solo se alcanzó 7.47 raicillas.

Tabla 7.

*Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN (interacción A*B) para número de raicillas a los 75 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)*

Trat.	Sustrato	Tratamiento pregerminativo	Promedio	Duncan
T6	A2	B3: Sin tratamiento	24.53	A
T5	A2	B2: Semilla extraída del endocarpio	14.13	B
T1	A1	B1: Estratificación en medio húmedo	13.27	B
T2	A1	B2: Semilla extraída del endocarpio	13	B
T3	A1	B3: Sin tratamiento	11.73	BC
T4	A2	B1: Estratificación en medio húmedo	9.13	C
T8	A3	B2: Semilla extraída del endocarpio	1.53	D
T7	A3	B1: Estratificación en medio húmedo	0.0	D
T9	A3	B3: Sin tratamiento	0.0	D

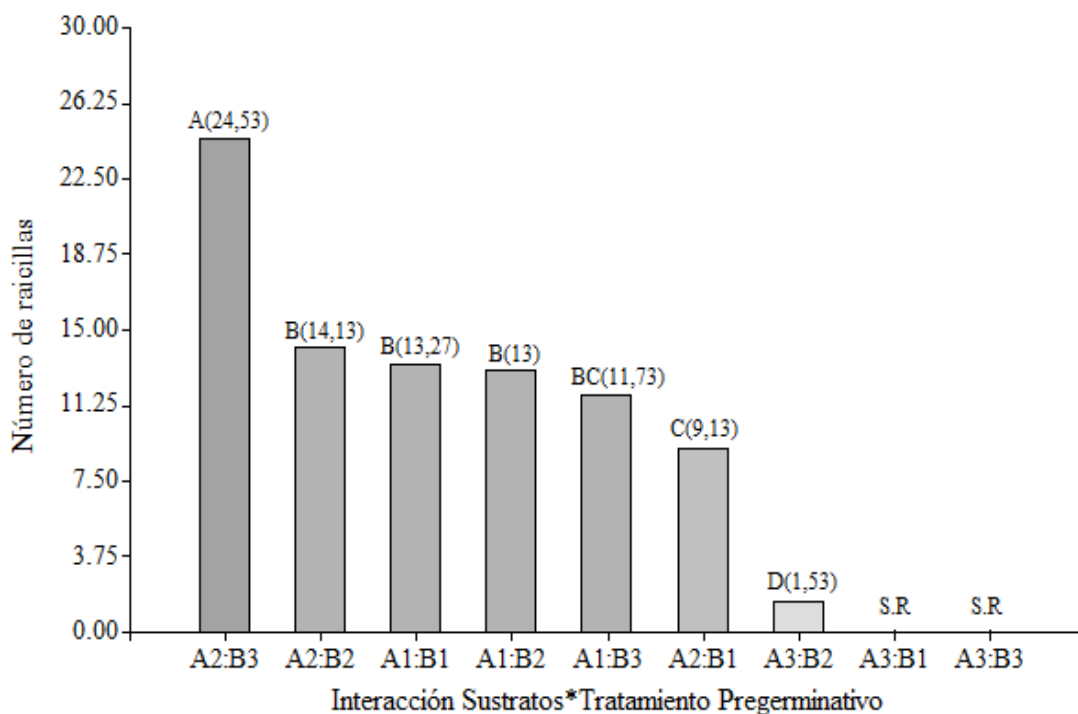


Figura 23. Prueba DUNCAN (Interacción A*B) para número de raicillas a los 75 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)

Al ejecutar el estadístico de Duncan para la comparación de medias de la interacción A*B (tipo de sustrato y tratamiento pregerminativo), número de raicillas a los 75 días se determinó diferencias entre los tratamientos con un ($\alpha=5\%$) es decir nivel de significancia del 95%, como se puede apreciar en la (Tabla 7) y (Figura 23) que el tratamiento T6 obtuvo la mayor cantidad de raicillas 24.96 por qué está compuesto el sustrato (Suelo recolectado en las plantaciones naturales), el tratamiento T5, T1 y T2 son iguales estadísticamente, la Escarificación de semilla extraída del endocarpio influye en número de raicillas, la menor cantidad de raicillas se obtuvo en T8 de 4.53 podría ser por el tipo de sustrato utilizado y en T7 y T9 no se logró ver raicillas.

Longitud (mm) de raicillas**Tabla 8.**

Análisis de varianza para longitud (mm) de raicillas a los 75 días después de la siembra (datos transformados $\sqrt{(x+1)}$) Mc Cune y Grace (2002).

F.V	G.L	S.C	C.M	F	p-valor	Sig.
A: Sustratos	2	31.69	15.84	223.70	<0.0001	**
B: Trat. pregerminativo	2	4.89	2.45	34.54	<0.0001	**
A*B	4	3.11	0.78	10.99	<0.0001	**
Error	126	8.92	0.07			
Total	134	48.62				
CV = 15.57 %		R ² = 80 %		Promedio: 2.56		

Al ejecutar el análisis de varianza para longitud (mm) de raicillas a los 75 días después de la siembra (Tabla 8), se demostró que las fuentes de variabilidad sustratos (Factor A) y los diferentes tratamientos pregerminativos (Factor B) presentaron resultados altamente significativos con ($P > 0,05$) a nivel de significancia del 95%, la interacción de ambos factores tiene incidencia estadística altamente significativa por tanto se acepta la H_1 , dicho análisis demostró un coeficiente de variabilidad (C.V) 15.57%, y un coeficiente de determinación R^2 de 80% lo cual afirma una incidencia o efecto de los tratamientos en la longitud (mm) de raicillas, por ende podemos afirmar que el modelo es aceptable para dicho trabajo de investigación.

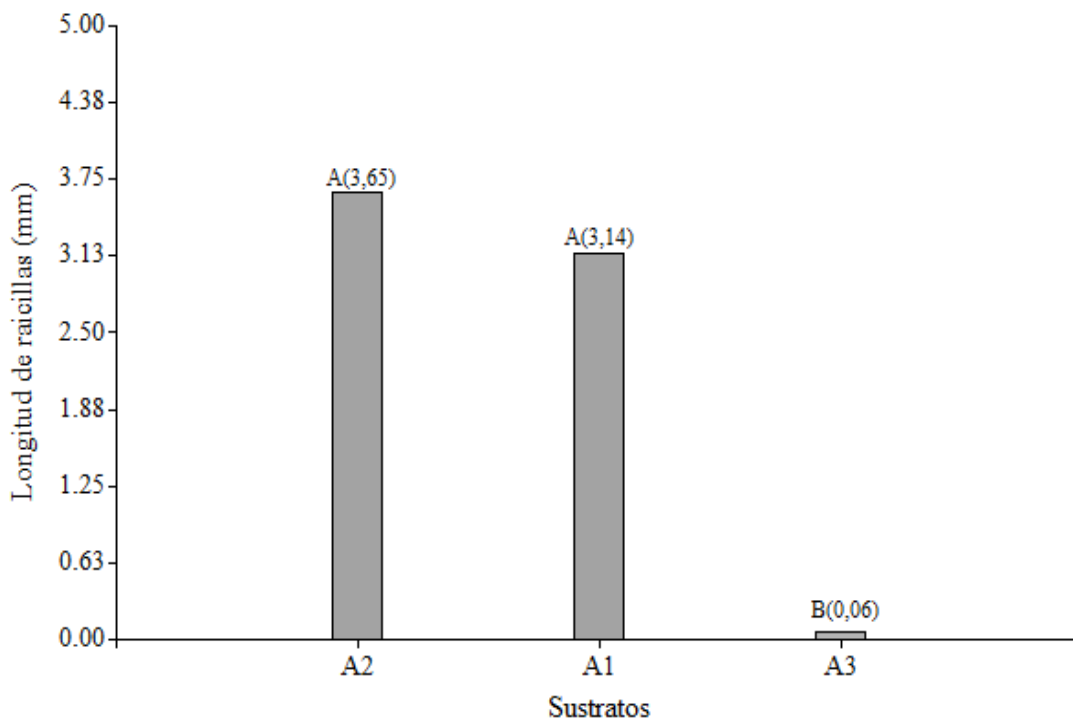


Figura 24. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para longitud (mm) de raicillas a los 75 días después de la siembra según tipo de sustrato después de la siembra ($\alpha=5\%$)

La longitud (mm) de raicillas después de los 75 días según el sustrato utilizado (Figura 24) se evidencia que en el tipo A2 y A1 mostraron respuestas estadísticamente iguales donde A2 obtiene 3.65 mm en la longitud de raicillas y A1 3.14 mm, en tanto A3 alcanzo solo 0.06 mm longitud reducida de raicillas.

En la medición de este indicador podemos observar qué el componente sustrato de A2 (Suelo recolectado en las plantaciones naturales) y A1 (Suelo agrícola (3 partes) + humus (2 partes) + Arenilla (1 parte) son idóneos para el desarrollo de la longitud de las raicillas de la especie, mientras que el sustrato A3 (medio de cultivo Murashige y Skoog 1982), tiene muy baja respuesta.

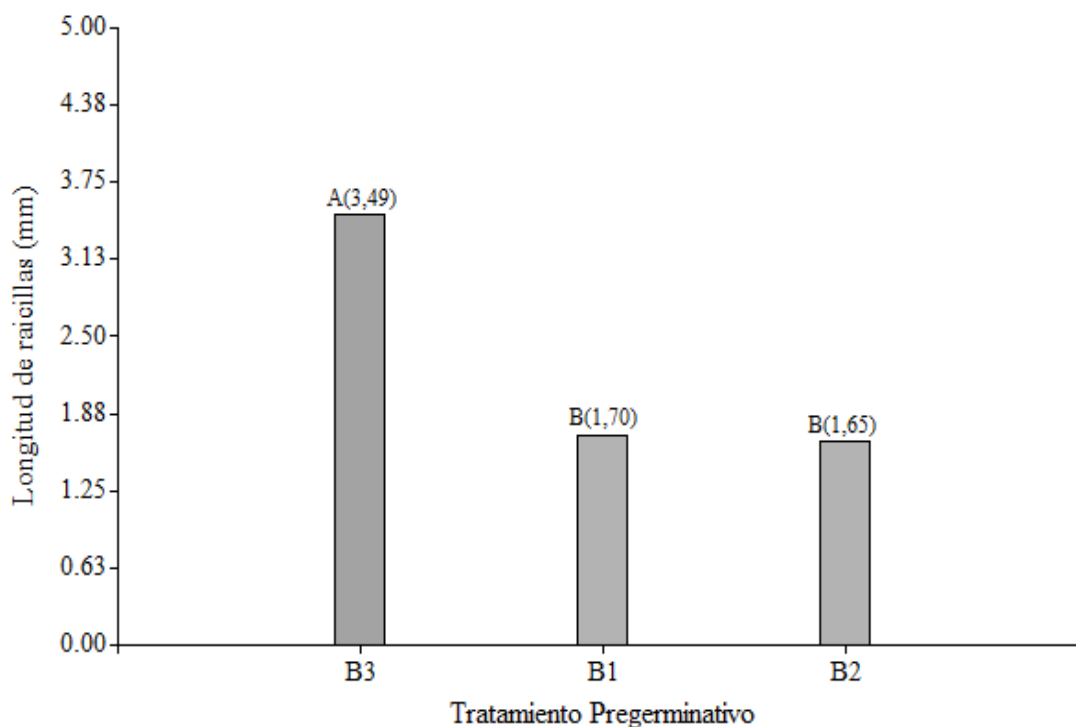


Figura 25. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para longitud de raicillas a los 75 días después de la siembra según tratamiento pregerminativo ($\alpha=5\%$)

Según tratamiento pregerminativo (Figurara 25) el tratamiento B3 (Sin ningún tratamiento pre germinativo) alcanzo mayor longitud de 3.49 mm el cual es estadísticamente diferente a B1 y B2 los cuales son iguales estadísticamente con longitudes de 1.70 mm y 1.65 mm.

Tabla 9.

*Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN (interacción A*B) para longitud (mm) de raicillas a los 75 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)*

Trat.	Sustrato	Tratamiento pregerminativo	Promedio	Duncan
T6	A2	B3: Sin tratamiento	5.71	A
T3	A1	B3: Sin tratamiento	4.76	B
T4	A2	B1: Estratificación en medio húmedo	2.65	C
T5	A2	B2: Semilla extraída del endocarpio	2.58	C
T1	A1	B1: Estratificación en medio húmedo	2.45	C
T2	A1	B2: Semilla extraída del endocarpio	2.21	C
T8	A3	B2: Semilla extraída del endocarpio	0.17	D
T7	A3	B1: Estratificación en medio húmedo	0.0	D
T9	A3	B3: Sin tratamiento	0.0	D

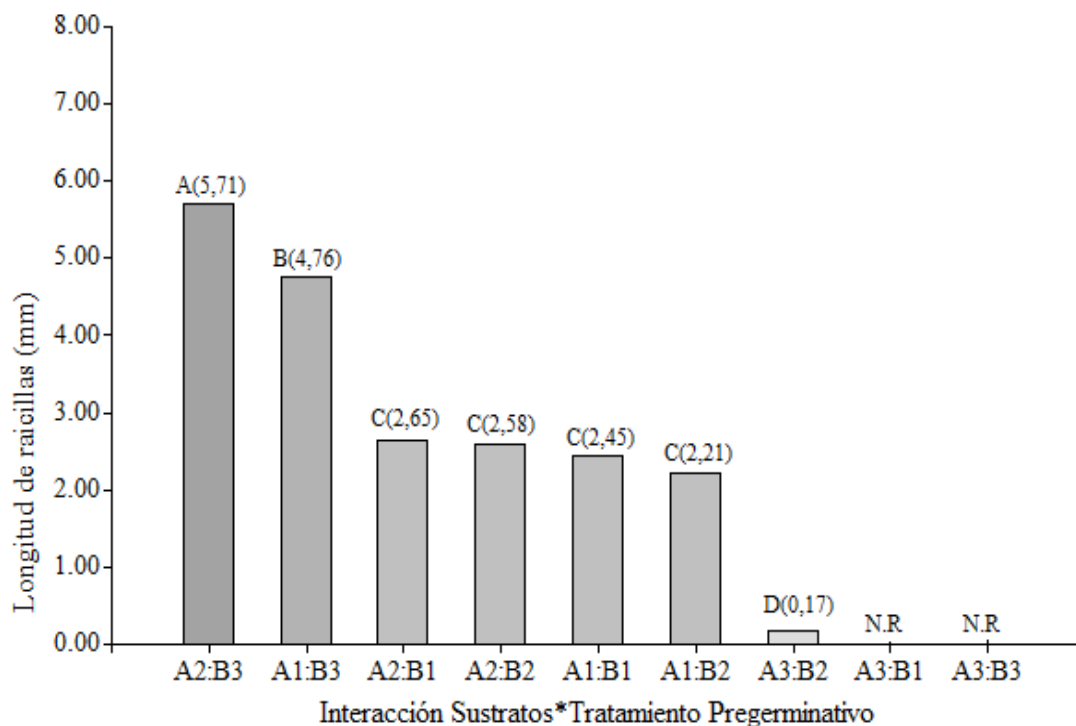


Figura 26. Prueba DUNCAN (Interacción A*B) para longitud (mm) de raicillas a los 75 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)

Al ejecutar el estadístico de Duncan para la comparación de medias de la interacción A*B (Tipo de sustrato y Tratamiento pregerminativo) para longitud (mm) de raicillas a los 75 días se determinó diferencias altamente significativas entre los tratamientos con un ($\alpha=5\%$) es decir nivel de significancia del 95%, como se puede apreciar en la (Tabla 9) y (Figura 26) el tratamiento T6 superó a T3, T6 obtuvo la mayor longitud de raicillas 5.71 mm el sustrato que contiene es ideal (Suelo recolectado en las plantaciones naturales), mientras T3 obtuvo 4.76 mm, los cuales son diferentes, pero T4, T5, T1 y T2 son iguales estadísticamente con promedios de 2.65, 2.58, 2.45, 2.21 mm, mientras que T8, T7 y T9 son estadísticamente donde se aprecia que los 2 últimos no existe raicillas.

Número de hojas

Tabla 10.

Análisis de varianza para número de hojas a los 90 días después de la siembra (datos transformados $\sqrt{(x+1)}$) Mc Cune y Grace (2002).

F.V	G.L	S.C	C.M	F	p-valor	Sig.
A: Sustratos	2	12.90	6.45	160.22	<0.0001	**
B: Trat. pregerminativo	2	1.22	0.61	15.10	<0.0001	**
A*B	4	1.38	0.35	8.59	<0.0001	**
Error	126	5.07	0.04			
Total	134	20.57				
CV = 12.54%		R ² = 74%		Promedio: 1.71		

Al ejecutar el análisis de varianza para número de hojas a los 90 días después de la siembra (Tabla 10), se demostró que las fuentes de variabilidad sustratos (Factor A) y los diferentes tratamientos pregerminativos (Factor B) presentaron resultados altamente significativos con ($P > 0,05$) a nivel de significancia del 95%, la interacción de ambos factores tiene incidencia estadística altamente significativa por tanto se acepta la H_1 , dicho análisis demostró un coeficiente de variabilidad (C.V) 12.54%, y un coeficiente de determinación R^2 de 74% lo cual afirma una incidencia o efecto de los tratamientos en número de hojas, por ende podemos afirmar que el modelo es aceptable para dicho trabajo de investigación.

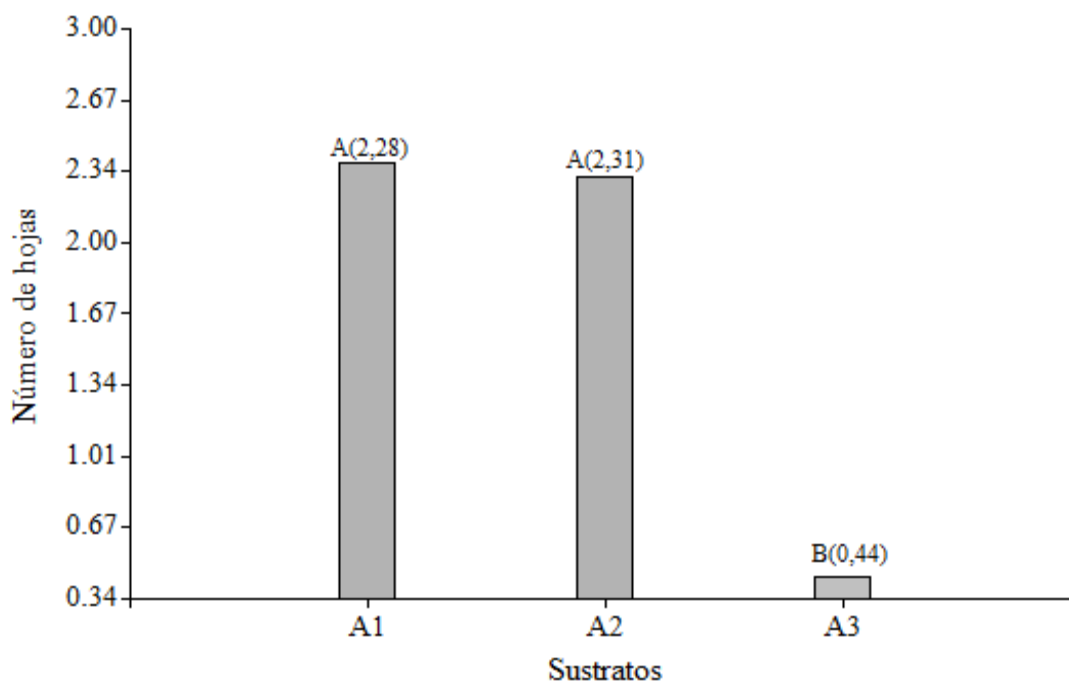


Figura 27. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para número de hojas a los 90 días después de la siembra según tipo de sustrato después de la siembra ($\alpha=5\%$)

La cantidad de número de hojas después de los 90 días según el sustrato utilizado (Figura 27) se evidencia que en el sustrato A1 y A2 mostraron respuestas estadísticamente iguales donde A1 obtiene 2.38 hojas y A2 con 2.31, en tanto A3 alcanzó solo 0.44 hojas quien obtuvo la menor cantidad.

En la medición de este indicador podemos observar que el componente sustrato de A1 (Suelo agrícola (3 partes) + humus (2 partes) + Arenilla (1 parte) y A2 (Suelo recolectado en las plantaciones naturales) son recomendables para la propagación de la especie de Indano, mientras que el sustrato A3 (medio de cultivo Murashige y Skoog 1982), tiene muy baja respuesta.

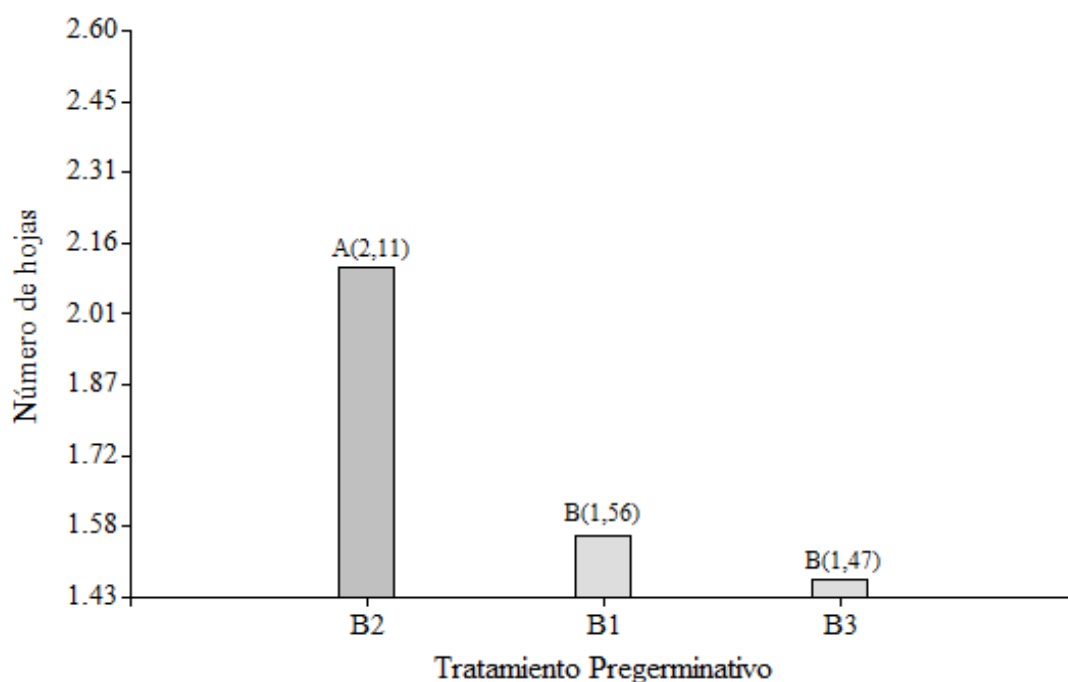


Figura 28. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para número de hojas a los 90 días después de la siembra según tratamiento pregerminativo ($\alpha=5\%$)

Según tratamiento pregerminativo (Figura 28) el tratamiento B2 donde se realizó la Escarificación (Semilla extraída del endocarpio) obtuvo mayor número de hojas, B1 y B3 resultaron iguales con promedios de 1.56 y 1.47 (Sin ningún tratamiento pregerminativo) alcanzó mayor longitud de 3.49 mm el cual es estadísticamente diferente a B1 el cual se le realizó la estratificación en medio húmedo (Remojó en agua del endocarpio a temperatura ambiente durante 15 días) y B2 donde se aplicó la escarificación (Semilla extraída del endocarpio) los cuales son iguales estadísticamente con número de hojas de 1.70 y 1.65.

Tabla 11.

*Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN (interacción A*B) para número de hojas a los 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)*

Trat.	Sustrato	Tratamiento pregerminativo	Promedio	Duncan
T5	A2	B2: Semilla extraída del endocarpio	2.67	A
T1	A1	B1: Estratificación en medio húmedo	2.53	A
T2	A1	B2: Semilla extraída del endocarpio	2.33	A
T3	A1	B3: Sin tratamiento	2.27	A
T6	A2	B3: Sin tratamiento	2.13	A
T4	A2	B1: Estratificación en medio húmedo	2.13	A
T8	A3	B2: Semilla extraída del endocarpio	1.33	B
T7	A3	B1: Estratificación en medio húmedo	0.0	C
T9	A3	B3: Sin tratamiento	0.0	C

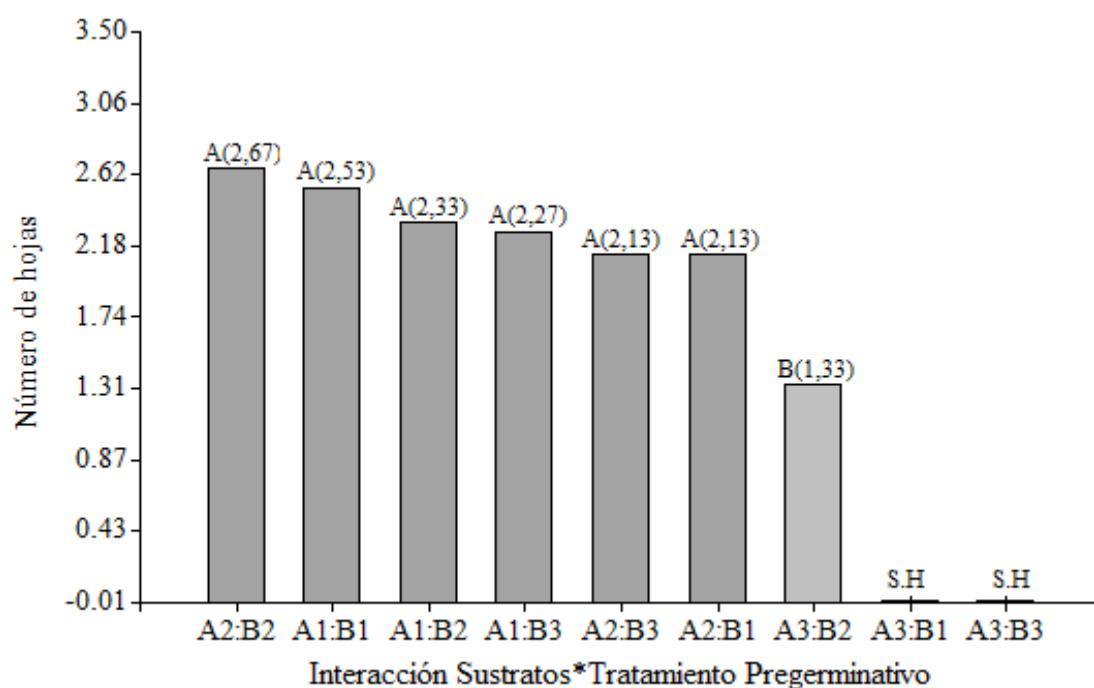


Figura 29. Prueba DUNCAN (interacción A*B) para número de hojas a los 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)

Al ejecutar el estadístico de Duncan para la comparación de medias de la interacción A*B (Tipo de sustrato y Tratamiento pregerminativo) para número de hojas a los 90 días se determinó diferencias altamente significativas entre los tratamientos con un ($\alpha=5\%$) es decir nivel de significancia del 95%, como se puede apreciar en la (Tabla 11) y (Figura 29) los tratamientos T5, T1, T2, T3, T6, T4 mostraron valores iguales

estadísticamente con promedio de 2.67, 2.53, 2.33, 2.27, 2.13 hojas, pero T8 alcanzó 1.33 hojas, T7 y T9 no mostraron hojas (no germinaron).

Diámetro del tallo (mm)

Tabla 12.

Análisis de varianza para diámetro (mm) del tallo a los 90 días después de la siembra (datos transformados $\sqrt{(x+1)}$) McCune y Grace (2002).

F.V	G.L	S.C	C.M	F	p-valor	Sig.
A: Sustratos	2	10.75	5.38	202.31	<0.0001	**
B: Trat. pregerminativo	2	0.61	0.30	11.42	<0.0001	**
A*B	4	2.25	0.56	21.20	<0.0001	**
Error	126	3.25	0.03			
Total	134	16.96				
CV = 10.46 %		R ² = 79 %		Promedio: 1.56		

Al ejecutar el análisis de varianza para diámetro (mm) del tallo a los 90 días después de la siembra (Tabla 12), se demostró que las fuentes de variabilidad sustratos (Factor A) y los diferentes tratamientos pregerminativos (Factor B) presentaron resultados altamente significativos con ($P > 0,05$) a nivel de significancia del 95%, la interacción de ambos factores tiene incidencia estadística altamente significativa por tanto se acepta la H_1 , dicho análisis demostró un coeficiente de variabilidad (C.V) 10.46%, y un coeficiente de determinación R^2 de 79% lo cual afirma una incidencia o efecto de los tratamientos en diámetro del tallo, por ende podemos afirmar que el modelo es aceptable para dicho trabajo de investigación.

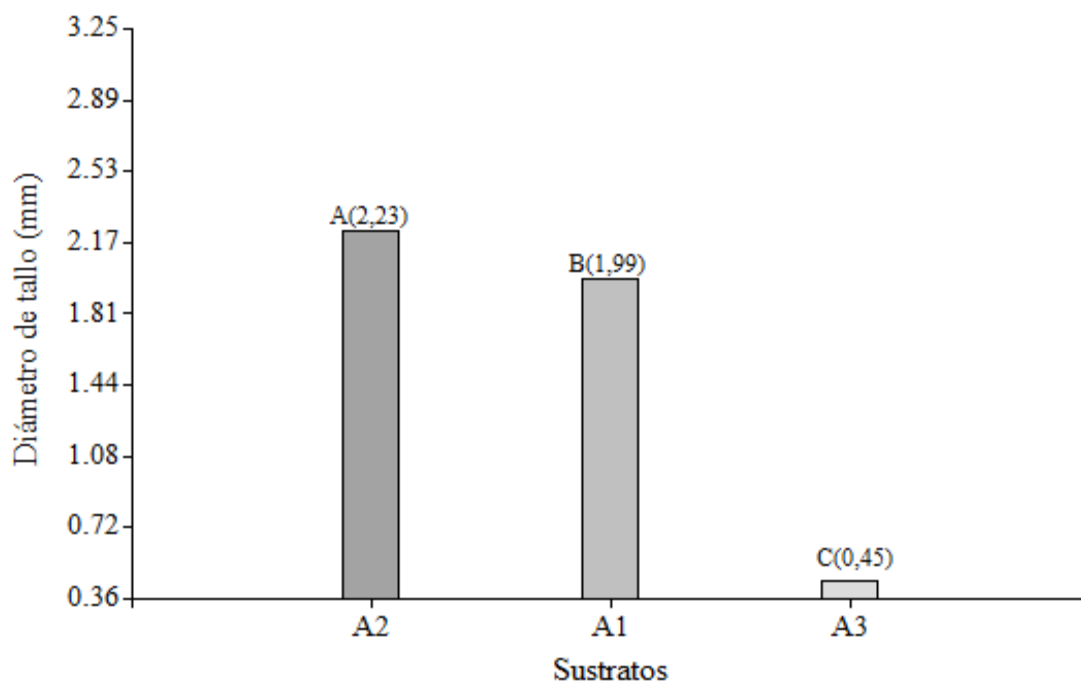


Figura 30. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para diámetro (mm) del tallo a los 90 días después de la siembra según tipo de sustrato después de la siembra ($\alpha=5\%$)

El diámetro del tallo después de los 90 días según el sustrato utilizado (Figura 30) se evidencia que en el sustrato A2, A1 y A3 mostraron respuestas estadísticamente diferentes donde A2 obtiene 2.23 mm y A1 con 1.99 mm, en tanto A3 alcanzo solo 0.45 mm es de menor cantidad.

En la medición de este indicador podemos observar que el componente sustrato de A2 (Suelo recolectado en las plantaciones naturales) A1 (Suelo agrícola (3 partes) + humus (2 partes) + Arenilla (1 parte) y son recomendables para la propagación de la especie de Indano, mientras que el sustrato A3 (medio de cultivo Murashige y Skoog 1982), tiene muy baja respuesta.

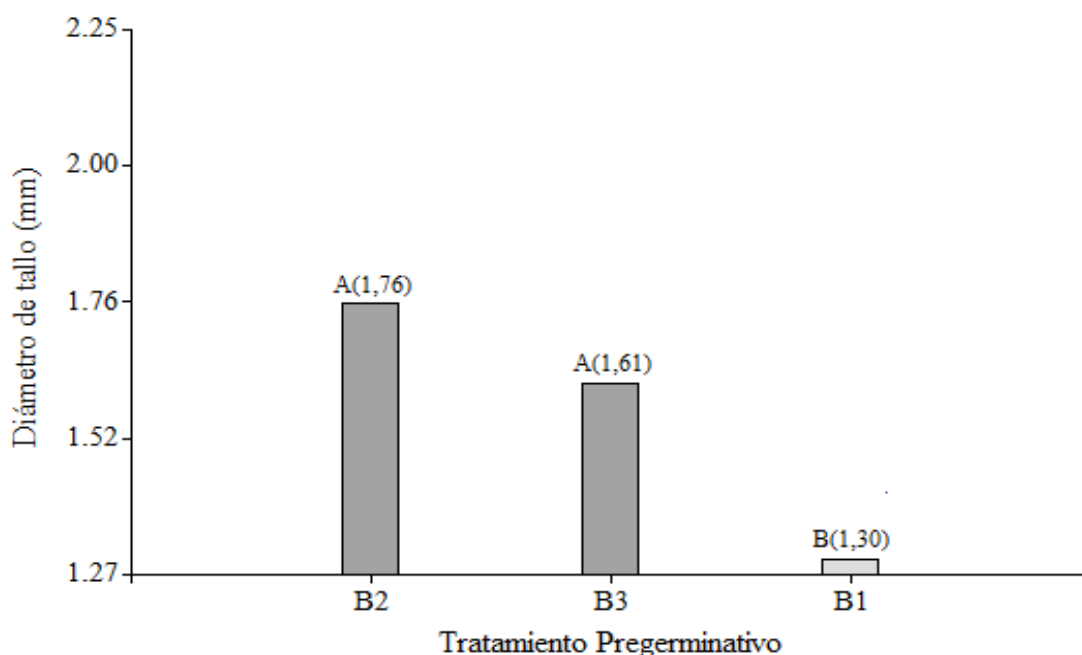


Figura 31. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para diámetro (mm) del tallo a 90 días después de la siembra según tratamiento pregerminativo ($\alpha=5\%$)

Según tratamiento pregerminativo (Figurara 31) el tratamiento B2 donde se realizó la escarificación (semilla extraída del endocarpio) y B3 el cual estaba sin ningún tratamiento pre germinativo obtuvo mayores diámetros de tallo con promedios de 1.76 y 1.61 mm los cuales son estadísticamente diferentes a B1 el cual se le realizo la estratificación en medio húmedo (remojo en agua del endocarpio a temperatura ambiente durante 15 días) quien solo reporto 1.30 mm.

Tabla 13.

*Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN (interacción A*B) para diámetro (mm) del tallo a los 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)*

Trat.	Sustrato	Tratamiento pregerminativo	Promedio	Duncan
T6	A2	B3: Sin tratamiento	2.74	A
T3	A1	B3: Sin tratamiento	2.10	B
T4	A2	B1: Estratificación en medio húmedo	2.06	B
T2	A1	B2: Semilla extraída del endocarpio	2.02	B
T5	A2	B2: Semilla extraída del endocarpio	1.89	B
T1	A1	B1: Estratificación en medio húmedo	1.83	B
T8	A3	B2: Semilla extraída del endocarpio	1.36	C
T9	A3	B3: Sin tratamiento	0.0	D
T7	A3	B1: Estratificación en medio húmedo	0.0	D

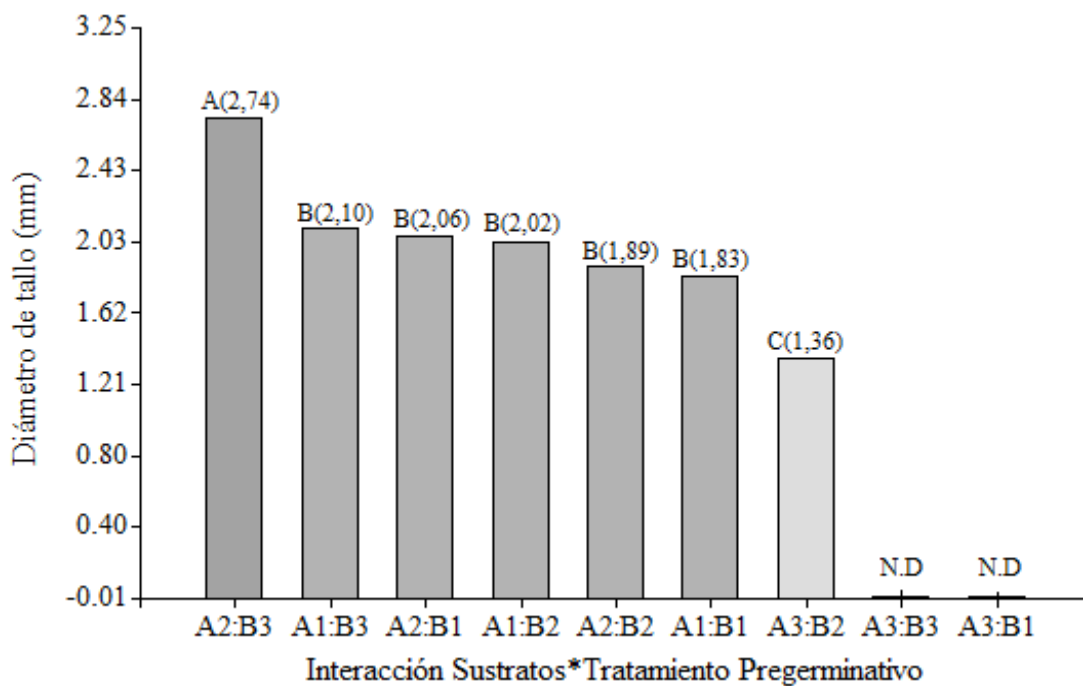


Figura 32. Prueba DUNCAN (Interacción A*B) para diámetro (mm) del tallo a los 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)

Al ejecutar el estadístico de Duncan para la comparación de medias de la interacción A*B (Tipo de sustrato y Tratamiento pregerminativo) para diámetro del tallo a los 90 días se determinó diferencias altamente significativas entre los tratamientos con un ($\alpha=5\%$) es decir nivel de significancia del 95%, como se puede apreciar en la (Tabla 13) y (Figura 32) el tratamiento sobresaliente es T6 con promedio de 2.74 mm quien es diferente estadísticamente a los demás tratamientos, pero los tratamientos T3, T4, T2, T5 y T1 son iguales estadísticamente con promedio de 2.10, 2.06, 2.02, 1.89 y 1.83 mm, pero T8 alcanzó 1.36 mm, T7 y T9 no mostraron hojas (no germinaron).

Longitud (mm) del tallo

Tabla 14.

Análisis de varianza longitud (mm) del tallo a 90 días después de la siembra (datos transformados $\sqrt{(x+1)}$) Mc Cune y Grace (2002).

F.V	G.L	S.C	C.M	F	p-valor	Sig.
A: Sustratos	2	311.37	155.68	154.67	<0.0001	**
B: Trat. pregerminativo	2	30.72	15.36	15.26	<0.0001	**
A*B	4	92.09	23.02	22.87	<0.0001	**
Error	126	126.82	1.01			
Total	134	561.00				
CV = 31.33%		R ² = 76%		Promedio: 13.41		

Al ejecutar el análisis de varianza para longitud del tallo a los 90 días después de la siembra (Tabla 13), se demostró que las fuentes de variabilidad sustratos (Factor A) y los diferentes tratamientos pregerminativos (Factor B) presentaron resultados altamente significativos con ($P > 0,05$) a nivel de significancia del 95%, la interacción de ambos factores tiene incidencia estadística altamente significativa por tanto se acepta la H_1 , dicho análisis demostró un coeficiente de variabilidad (C.V) 31.33%, y un coeficiente de determinación R^2 de 76% lo cual afirma una incidencia o efecto de los tratamientos en longitud del tallo, por ende podemos afirmar que el modelo es aceptable para dicho trabajo de investigación.

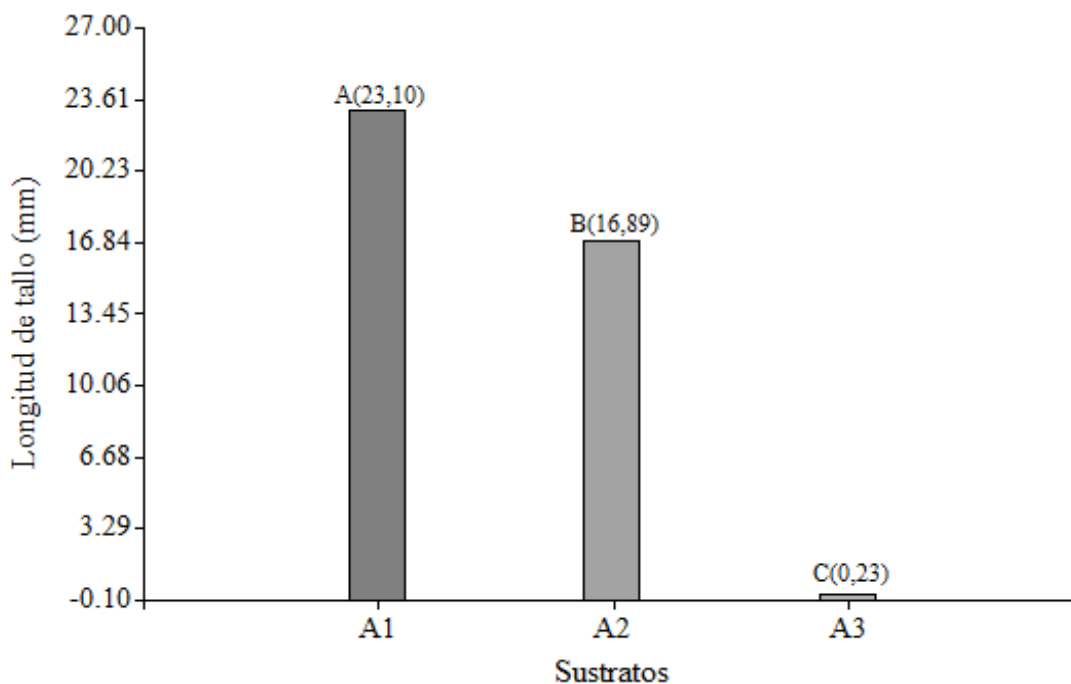


Figura 33. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para longitud (mm) del tallo a 90 días después de la siembra según tipo de sustrato después de la siembra ($\alpha=5\%$)

La longitud del tallo después de los 90 días según el sustrato utilizado (Figura 33) se evidencia que los sustratos A1, A2 y A3 mostraron respuestas estadísticamente diferentes donde A1 obtiene 23.10 mm y A2 con 16.89 mm, en tanto A3 alcanza solo 0.23 mm es de menor longitud.

En la medición de este indicador podemos observar que el componente sustrato de A1 (Suelo agrícola (3 partes) + humus (2 partes) + Arenilla (1 parte) y A2 (Suelo recolectado en las plantaciones naturales) son recomendables para la propagación de la especie de Indano, mientras que el sustrato A3 (medio de cultivo Murashige y Skoog 1982), tiene muy baja respuesta.

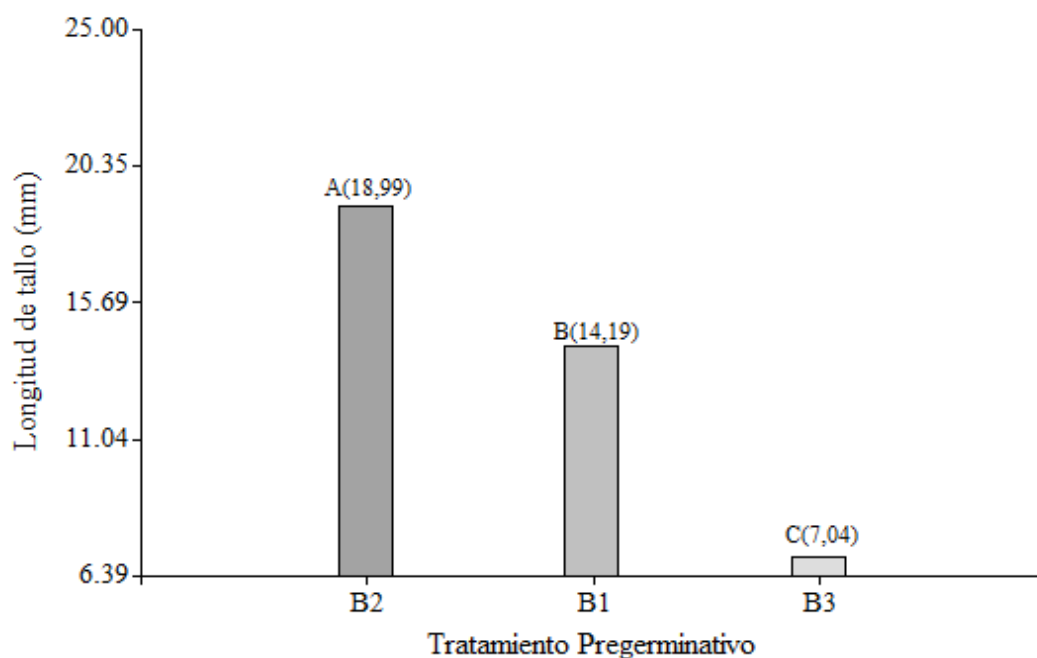


Figura 34. Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN para longitud (mm) del tallo a 90 días después de la siembra según tratamiento pregerminativo ($\alpha=5\%$)

Según tratamiento pregerminativo (Figurara 34) en los tres tipos de sustrato se obtienen medidas diferentes, el tratamiento B2 donde se realizó la escarificación (Semilla extraída del endocarpio) con promedio de 18.99 mm, B1 el cual se le realizó la estratificación en medio húmedo (Remojo en agua del endocarpio a temperatura ambiente durante 15 días) con promedio de 14.19 mm y B3 el cual estaba sin ningún tratamiento pre germinativo obtuvo menor longitud de tallo con promedios de 7.04 mm.

Tabla 15.

*Prueba de comparación de medias o criterio de prueba DUNCAN (interacción A*B) para longitud (mm) del tallo a 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$)*

Trat.	Sustrato	Tratamiento pregerminativo	Promedio	Duncan
T1	A1	B1: Estratificación en medio húmedo	35.88	A
T5	A2	B2: Semilla extraída del endocarpio	32.29	A
T2	A1	B2: Semilla extraída del endocarpio	24	B
T6	A2	B3: Sin tratamiento	11.68	C
T3	A1	B3: Sin tratamiento	9.43	C
T4	A2	B1: Estratificación en medio húmedo	6.70	C
T8	A3	B2: Semilla extraída del endocarpio	0.69	D
T7	A3	B1: Estratificación en medio húmedo	0.0	D
T9	A3	B3: Sin tratamiento	0.0	D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

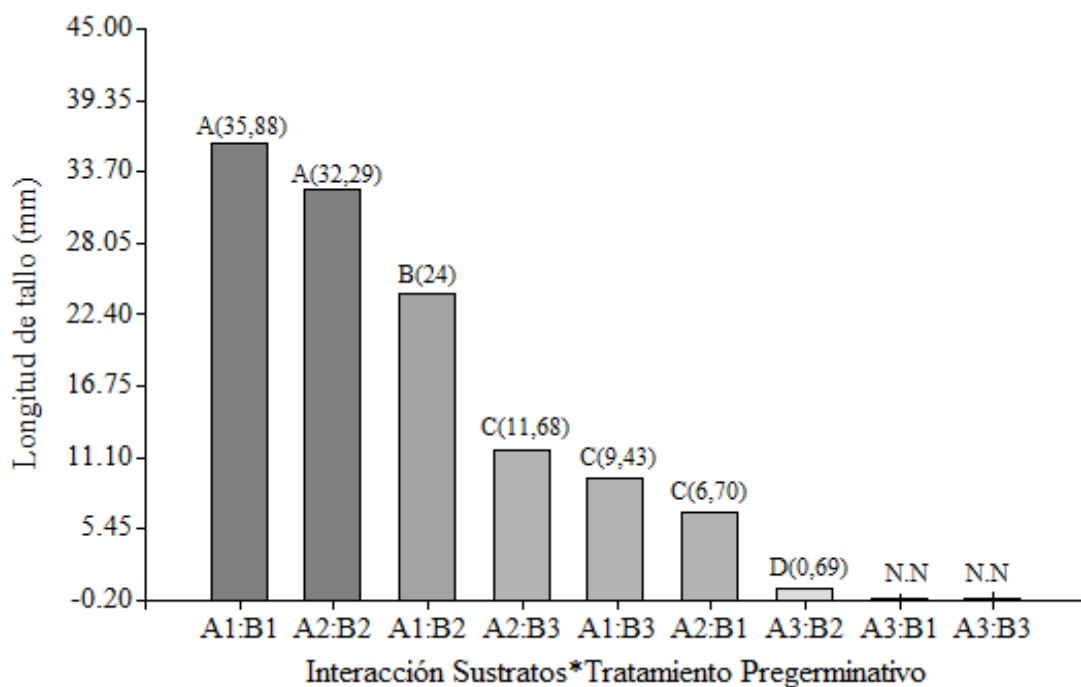


Figura 35. Prueba DUNCAN (interacción A*B) para longitud (mm) del tallo a 90 días después de la siembra ($\alpha=5\%$).

Al ejecutar el estadístico de Duncan para la comparación de medias de la interacción A*B (tipo de sustrato y tratamiento pregerminativo) para longitud del tallo (mm) a los 90 días se determinó diferencias altamente significativas entre los tratamientos con un ($\alpha = 5\%$) es decir nivel de significancia del 95%, como se puede apreciar en la (Tabla 15) y (Figura 35) el tratamiento sobresaliente es T1 con promedio de 35.88 mm quien es diferente estadísticamente a los demás tratamientos, T5, T2 con promedios de 32.29, 24 mm, T6, T3, T4 estadísticamente iguales promedios de 11.68, 9.43, 6.70 mm, pero T8 alcanzó 0.69 mm, T7 y T9 no mostraron hojas (no germinaron).

3.2. Discusiones

Porcentaje de germinación

En la (Figura 15) utilizando como sustrato suelo del lugar A2 “donde prolifera de manera natural la especie” y con suelo agrícola A1 se alcanzó 100% de germinación, pero en A3 el cual es MS se logró 22%, esto demuestra que el suelo agrícola con buenas características agronómicas se compone 5% de materia orgánica dicho porcentaje se puede manejar por humus de lombriz porque este sustrato representa un 95 a 90% del total, y para mejorar las propiedades de aireación se agrega una parte de arenilla según (Montoya *et al.*, 2013), lo cual está de acuerdo con lo mencionado por éstos autores quienes afirman que el sustrato si cumplía con las buenas características agronómicas, lo cual se reflejó en el indicador evaluado.

En la (Figura 16) cuando se realiza la extracción de la semilla del endocarpio B2 en el cual se alcanza 89% de germinación cuyos resultados son superiores a los reportados por (Jaimes, 2009) quien reportó porcentajes de 75%, quien manifiesta que las diferencias en el porcentaje de germinación están relacionadas con el tipo de ecotipos y tipo de tratamiento pregerminativo. La mayor dificultad para que estas semillas puedan germinar es el endocarpio duro que protege al embrión lo cual coincide con (Díaz, 2002 y Jaimes, 2009). También Chan *et al.*, (2012) reporta un porcentaje de germinación de 60% las cuales fueron realizados escarificación química con ácido sulfúrico por 3 min más remojo durante 24 h en la especie *Byrsonima crassifolia*.

En la (Figura 17) se evidencia que para que exista germinación en el medio MS las semillas deben tener un tratamiento pre germinativo especialmente la de extracción del endospermo de lo contrario no tendría la capacidad de germinar como podemos apreciar en los tratamientos T9 y T7. Definitivamente la cubierta de la semilla es extremadamente dura que el medio de cultivo MS no es capaz de ablandarlo a pesar que las semillas se encontraban remojadas durante 15 días en medio húmedo. En los demás tratamientos donde fue extraído el endocarpio T8 se alcanzó 67% de germinación no existió restricción para que las semillas ejecuten su proceso en algunos casos sin ningún tratamiento adicional dichos resultados concuerdan con los reportados por (García *et al.*, 2001) y (Jaimes, 2009).

Los resultados obtenidos para la germinación de la semilla en MS también concuerdan con lo mencionado por (Hampton, 2002) quien afirma que la germinación

está en función de la latencia de las semillas, la presencia de plántulas normales debe ser próximo al 100%, si existe plántulas anormales significa que el tiempo de viabilidad de las semillas está bajando. Además, Agusti (2004) menciona para que la germinación inicie es muy importante que las semillas tengan latencia y que las condiciones de su alrededor sean normales.

En cuanto a los tratamientos pregerminativos y los sustratos utilizados (Figura 17) donde se aprecia 0 % los tratamientos T9 y T7 cuyos resultados se deben a los problemas de contaminación de las muestras, o al daño sufrido al momento de extraer el embrión, otros factores podrían ser la dureza del endocarpio el cual es muy duro dichos resultados son similares a los reportados por (Jaimes, 2009) quien manifiesta que pueden ocurrir problemas fitosanitarios provocados por bacterias, hongos, dureza de la testa y el daño causado a los embriones al momento de ser extraídos.

La respuesta de las semillas a los tipos de sustrato y comportamiento pregerminativo son un tanto escasos, por ende, los autores reportan porcentajes de germinación alrededor de 35% (Vaquero, 2005; Jaimes, 2006). Los bajos porcentajes de germinación de los diversos ecotipos y los factores que están relacionados con la latencia están en función a la poca domesticación que tiene la especie de la familia Malpighiaceae llamado comúnmente indano. Carvalho y Nacimiento (2008) reportaron que en el germoplasma de indano *Byrsonima crassifolia*. L. Rich. Existen algunos endocarpios que no presentan resistencia mecánica al desarrollo de la semilla y la cual no tiene latencia fisiológica, entonces los tratamientos pre germinativos no son necesarios, pero también existe un grupo donde los endocarpios si ofrecen resistencia mecánica y no tiene latencia fisiológica; y el último grupo de endocarpios con resistencia mecánica y latencia fisiológica.

Días a la germinación

Están en función del tipo de sustrato en la (Figura 18) se puede ver que en los sustratos naturales A2 y A1 el tiempo estuvo entre 55 días a base de compuestos disponibles en el medio ambiente como A2 (Suelo recolectado en las plantaciones naturales) y A1 (Suelo agrícola (3 partes) + humus (2 partes) + Arenilla (1 parte), mientras que en el medio de cultivo MS la germinación ocurre en menor tiempo de 14.33 días.

En cuanto a los días en función de los tratamientos pregerminativos (Figura 19) se evidencia que las semillas que fueron extraídas del endocarpio B2 tardan 57.33 días, es decir 20 días más que aquellas que en las que se realizó la estratificación en medio húmedo B1. Pero las semillas (sin tratamientos) B3 que no fueron extraídas del endocarpio el tiempo de germinación es de 30 días, los resultados mostrados discrepan con los obtenidos por (Jaimes, 2009) quien señala que la germinación de semillas dentro de endocarpio es muy baja y se debe al grado de dureza del endocarpio, pero lo sorprendente es que las pocas que logran germinar tardan menos tiempo en comparación a las que fueron extraídas. En investigaciones realizadas por (Guzmán, Cruz y Miranda, 2013) mencionan que las semillas que son tratadas previamente con H₂SO₄ permite incrementar la germinación en 10 días, y señalan que la germinación se inicia a los 12 y finaliza en 33 días.

Otras investigaciones como la realizada por (Chan *et al.*, 2012) en la especie *Byrsonima crassifolia* en las semillas de control la germinación se inició a los 12 días, las semillas que se realizó escarificación mecánica 8 días, semillas con escarificación química con ácido sulfúrico por 2 min y lavado de semilla tardó 14 días, las semillas expuestas a ácido sulfúrico por 3 min y lavado de semilla y remojo durante 24 horas tarda el mismo tiempo que los otros tratamientos.

En la (Tabla 5) y (Figura 20) se observa que el tiempo que tarda en germinar está en función de las condiciones ambientales donde se encuentra la especie, esto puede deberse a lo que señalan Copeland y McDonald (2011) que las características como tiempo a germinación se deben al componente genético, también existen otros factores como las condiciones del medio ambiente donde se encuentra la planta progenitora los cuales se manifiestan en el grado de letargo de las semillas. Además, las condiciones ambientales en que una semilla alcanza su madurez influyen en la latencia del embrión según menciona (Besnier, 1989).

Número de raicillas

El número de raicillas (Figura 21) según el tipo de sustrato, en el sustrato A2 según el análisis de suelo (Anexo 1) reporta un pH d 6.89, clase textural franco arenosa se logra un máximo de 15.93 raicillas el cual se encuentra compuesto por suelo del lugar indicado para dicho proceso de germinación, los resultados alcanzados con el sustrato genero mayor cantidad de raicillas por el equilibrio que existe en las características edáficas del

sustrato, en el lugar de colecta las plantas se encuentran de manera natural con excelentes características, las cuales son propagadas por diversos tipos de dispersión o llamados sitios potenciales por gravedad (barocoría), por viento (anemocoría), por agua (hidrocoría), por animales (zoocoría, la cual se presenta en dos tipos: exozoocoría, que consiste en la adhesión de semillas al pelaje o plumaje de animales; y endozoocoría, que consiste directamente en su ingestión (Pérez *et al.*, 2021).

En dicha especie es muy típico la diseminación de las semillas por aves conocida como endozoocoría quienes se alimentan de ellas, las aves al consumir dichas semillas y por acción del sistema digestivo su cubierta se ablanda lo cual facilita su germinación al ser excretado (Cultid y Rico, 2020). El sustrato a base de suelo agrícola A1 (Suelo agrícola (3 partes) + humus (2 partes) + Arenilla (1 parte) a pesar que es un buen sustrato con las condiciones óptimas para propagar cualquier especie a través de semillas, es superado por A1 en 3.26 raicillas, el sustrato A3 a base de MS obtuvo una sola raíz, dichos resultados podrían deberse al pH del medio, el cual no es ideal es decir puede ser con tendencias a alcalino o más ácido.

El desarrollo del sistema radicular depende del agua contenida en los sustratos que determinan su crecimiento y desarrollo por tanto el sustrato A2 reunía las condiciones necesarias como cantidad de espacios porosos que facilitan la retención de agua y aireación necesaria para una óptima cantidad de raicillas para la absorción de agua. según (Leyva, 2008) si la planta recibe suficiente agua, en realidad no fomenta el crecimiento de las raíces, pero si falta agua, la planta debe tener un gran sistema de raíces para sobrevivir

Longitud (mm) de raicillas

Las raicillas de indano *Byrsonima spicata* (Cav.) DC. se desarrollan según el tipo de sustrato (Figura 24) sustrato A2 de forma excelente a los 75 días se alcanzó 3.65 mm dichos resultados no pudieron ser comparados con otras investigaciones por que los trabajos en dicha especie son escasos. Pero si podemos afirmar que dicho sustrato es originario de suelo franco arenoso, tiene pH, textura adecuada para que pueda desarrollarse. Dichos resultados son iguales entre ambos sustratos a excepción del sustrato A3 a base de MS donde se logró obtener una mínima longitud. La longitud que

se alcanzó en A3 podría estar relacionada con factores como problemas con un pH del medio, o la falta de algún compuesto.

En cuanto a los tratamientos pregerminativos (Figura 25) reporta que B3 (sin tratamiento) germinativo alcanza la mayor longitud de raicillas, en cuanto a B1 donde se realizó el remojo de semilla (estratificación en medio húmedo) y en B2 (semilla eliminada el endocarpio) solo se obtiene longitudes entre 1.70 mm y 1.65 mm iguales estadísticamente, entonces podemos afirmar que la eliminación del endocarpio afecta la longitud de las raicillas, porque existiría otras sustancias hormonales que contiene el endocarpio que ayudarían al aumento de la longitud de las raicillas, pero (Guzmán, Cruz y Miranda, 2013) señalan que la eliminación del endocarpio si favorece la germinación dependiendo del ecotipo y la zona donde se reproduzca.

La longitud de raicillas en función del tipo de sustrato y tratamiento pregerminativo (Tabla 9) y (Figura 26) demostró que T6 interacción de A2 (suelo del lugar) y semilla sin tratamiento pre germinativo y T3 son los que reportan las mayores longitudes de raicillas con 5.71 mm y 4.76 mm, los cuales tienen según los análisis su contenido de materia orgánica es óptima, lo cual mencionada por Riveros (2015) en su investigación afirma que cuando existe una cantidad adecuada de turba influye en muchos componentes de la planta como la longitud de raicillas, altura, al igual que el suelo recolectado en las parcelas de origen de las semillas. Los demás tratamientos muestran menores longitudes las cuales se ven disminuidas y una causa podría ser por la manipulación que se realiza al momento de extraer el endocarpio lo cual causaría un cuadro de estrés al embrión y tardaría en recuperarse.

Número de hojas

La cantidad de hojas en función al tipo de sustrato (Figura 27) después de los 90 días es igual en los sustratos A1 y A2 las cuales pueden estar entre 2.38 y 2.31, pero A3 (medio de cultivo Murashige y Skoog 1982) está con una cantidad muy baja. Los tratamientos pregerminativos, donde se realizó la eliminación del endocarpio B2 resulto con mayor cantidad de hojas.

Los tratamientos de la interacción de sustratos y tratamiento pregerminativos (Figura 28) podemos observar que el número de hojas está entre 2.67 y 2.13 mientras

que T8 obtuvo baja cantidad con 1.33 hojas. La mayor cantidad de hojas en los tratamientos mencionados significaría que el sustrato ideal es suelo agrícola A2, por contener adecuada cantidad de arena y humus así como lo menciona Riveros (2015) que cuando existe una cantidad adecuada de humus y arenilla son las condiciones favorables para que la planta pueda desarrollar sus hojas; y el suelo del lugar de la plantación A2 los tiene, sumado la técnica de eliminación del endocarpio y la ayudaría a la formación de mayor número de hojas, aunque aquellas semillas se les realizó el tratamiento de remojo B1 (estratificación en medio húmedo) tiene resultados similares.

El sustrato A 1 y A2 brindan las condiciones edáficas y químicas requeridas por la especie tal como las condiciones que señala (Domínguez *et al.*, 2017) un buen sustrato cumple la función de proveer al sistema radicular que se desarrolle eficazmente y sirvan de sostén a la planta, los cuales permiten el suministro de nutrientes, agua, oxígeno para el desarrollo de tallos, hojas que realicen buena asimilación de la luz.

Diámetro del tallo (mm)

En la investigación el diámetro del tallo (mm) después de los 90 días de la siembra (Figura 30) y (Figura 31) se evidencia que el mejor sustrato es A2 con 2.23 mm y A1 con 1.99 mm estas variaciones son a causa de la cantidad de agua que pueden almacenar cada sustrato y en cuanto a tratamiento pregerminativo es B2 (sin endocarpio) 1.76 mm y B3 (con endocarpio) 1.61 mm en los que se alcanza mayores diámetros de tallo. Pero en cuanto a tratamientos en la interacción de A2 x B3 que corresponde al tratamiento T6 (Tabla 12) se reporta en promedio de 2.74 mm dicha combinación estaría relacionada con la humedad que almacena el endocarpio y alcanzar un mayor diámetro de tallo indica mayor robustez de la futura planta, según (Buamscha, *et al.*, 2012) afirma que es importante para poder determinar si las especies tienen resistencia a la flexión, una práctica muy común antes de ser llevadas a campo definitivo los técnicos pasan la palma de la mano sobre el tercio superior y las flexionan y si la respuesta de estas es rápida regresando a su forma vertical se consideran aptas, porque ya alcanzaron un grado de endurecimiento aceptable

Muchas investigaciones han verificado la importancia que posee el diámetro del tallo “cuello” para poder hacer una predicción de la supervivencia en campo definitivo, muy independiente de los diversos sistemas de plantación que se implementen otro factor es tipo de bolsas (Mexal, Cuevas y Landis, 2009), en la presente investigación se logró

diámetros de tallo con condiciones favorables para la instalación en sistemas de reforestación, como cultivo, etc.

En cuanto al tratamiento T8 se observó que se obtiene menor diámetro de tallo con promedio de 1.36 mm, lo cual se debe a que fue extraído el endocarpio siendo esta una fuente de reservas de fuentes hormonales que ayudan al incremento del diámetro. El diámetro de los tallos y contenidos de carbohidratos acumulados en raíces y tallos constituyen recurso muy importante para el posterior desarrollo en capo definitivo (Buamscha, *et al.*, 2012).

Longitud (mm) del tallo

Según el tipo de sustrato la mayor longitud de los tallos después de 90 días (Figura 33) y (Figura 34) se obtuvo en A1 (Suelo agrícola (3 partes) + humus (2 partes) + Arenilla (1 parte) y A2 (Suelo recolectado en las plantaciones naturales) con longitudes de 23.10 mm y 16.89 mm, dichas características son muy optimas, en cuanto a la interacción (Tabla 14) y (Figura 35) la óptima respuesta para longitud de tallos se produce con A1 x B1 el cual corresponde al tratamiento T1 donde las semillas fueron sometidas a escarificación en medio húmedo y en el T5 donde la semilla fue extraída del endocarpio con longitudes de 35.88 mm y 32.29 mm. Los efectos del sustrato se reflejan en la ganancia de longitud de tallo por efecto del humus, como lo señala (Pincay et al., 2021) quienes afirman que son sustancias reguladoras de crecimiento produciendo efectos en la parte ahue, facilitan la absorción de agua y turgencia celular.

Estudios realizados por Buamscha, *et al.*, (2012) señalan que el crecimiento del tallo en altura se inicia cuando la planta forma sus primeras hojas verdaderas, desde este lapso de tiempo se inician un periodo de crecimiento acelerado hasta alcanzar un punto máximo y luego va disminuyendo gradualmente similar comportamiento se observó en la investigación cuando se formaron las 2 primeras hojas.

CONCLUSIONES

Los tratamientos pregerminativos de estratificación en medio húmedo y extracción del endocarpio para acelerar los procesos de germinación no son necesarios por que el 100% de germinación se alcanza con ambos métodos solo con diferencias en días. El sustrato recomendado es A2, el cual está compuesto por el suelo recolectado en el lugar de la plantación.

La utilización de sustrato A2 (tierra del lugar de colecta) y A1 exhibieron características sobresalientes con respecto al número de raicillas obtenidas a los 65 días. Obteniéndose valores de hasta de 24.53 y 5.71 mm, número de raicillas longitud de raicillas respectivamente, a los 65 días.

Las semillas sin tratamiento pregerminativo, escarificadas mecánicamente mostraron mayor número de hojas con promedios de 2.13 a 2.67, perteneciendo a A1 y A2. En los tratamientos donde se utilizó suelo del lugar de la colecta y semilla sin tratamiento el diámetro del tallo fue sobresaliente con 2.7 mm, y la mayor longitud ente 35.88 y 32.29 mm de tallo se logró en con suelo agrícola A1 y suelo del lugar A2 junto con los tratamientos pregerminativos.

RECOMENDACIONES

Realizar propagación de la especie en viveros utilizando la metodología de la investigación “sustrato tierra del lugar de colecta de las semillas para lograr 100 % de emergencia y promover el cultivo porque se está perdiendo las áreas naturales por el mal manejo del suelo y consecuentemente la deforestación, conllevando la pérdida de especies de gran importancia económica y especies nativas que se debe preservar.

Según la tendencia del comportamiento de las semillas de *Byrsonima spicata* (Cav.) DC. de la especie no es recomendable realizar tratamientos pregerminativos.

Según los resultados encontrados en el sustrato Murashige y Skoog se sugiere realizar otras pruebas con diferentes niveles de pH, quizás con un pH indicado se produzca un mayor porcentaje de germinación y emergencia, monitoreando adecuadamente control las condiciones como temperatura y humedad, porque la semilla ante cambios bruscos detiene el proceso.

Realizar investigación aplicando el mismo protocolo para otras especies que tienen bajo porcentaje de germinación especialmente maderables.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Agusti, M. (2004). *Fruticultura*. Ediciones Mundi-prensa, México, D. F. 493 pág.
- Alberto, P. S., Silva, F. G., Cabral, J. S. R., De Fátima Sales, J., & Pereira, F. D. (2011). *Methods to overcome of the dormancy in murici (Byrsonima verbascifolia Rich) seeds*. *Semina: Ciencias Agrarias*, 32(3), 1015–1020. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2011v32n3p1015>
- Bewley J. D. (1997). Seed Germination and Dormancy. *The Plant Cell*, 9(7). 1055–1066,
- Boutherin, D. (1994). *Multipliación de Plantas Ornamentales*. 225 p. Editorial Acribia. Zaragoza, España.
- Buamscha, G.; Contardi, L. T.; Dumroese, R. K.; Enricci, J. A.; Escobar, R.; Gonda, H. E.; Jacobs, D. F.; Landis, T. D.; Luna, T. D.; Mexal, J. G.; Wilkinson, K. M. (2012). *Producción de plantas en viveros forestales*. Autoridades de la Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco. 1 – 195 pág.
- Burés, S. (2002). *Sustratos: propiedades físicas, químicas y biológicas*. Revista Extra. Informe sobre la industria Hortícola, 9 pp.
- Cabezas, R. (2018). *Desinfección del sustrato para producción de plantines*. Instituto de Innovación Tecnológica en Agricultura Moderna. Disponible en: <http://www.iitamlab.com/biblioteca/desinfeccion-sustrato-produccion-plantines/>
- Carvalho, J. E. y Nascimento, W. M. (2008). *Caracterização dos pirênios e métodos para acelerar a germinação de sementes de murucido clone*. *Açu. Rev. Bras. Frutic.* [online]., vol.30, n.3 pág. 775-781.
- Castillo, A. (2008). *Propagación de plantas por cultivo in vitro: una biotecnología que nos acompaña hace mucho tiempo*. Las Brujas, Uruguay: artículo – in vitro.
- Chan, J. (2011). Tesis. *Aplicación de técnicas de germinación a semillas de especies leñosas nativas promisorias para la fitorremediación de suelos contaminados por hidrocarburos en Tabasco, México*. Universidad de Quintana Roo.
- Chan, J. G.; Ochoa, S.; Pérez I.; Gutiérrez, M. A. y Saragos, J. (2012). *Germinación y sobrevivencia de especies arbóreas que crecen en suelos contaminados por hidrocarburos*. *Teoría y praxis*, (12), 102-119 pág.
- Copeland, O. L. y McDonald, M. B. (2001). *Principles of Seed Science and Tecnology*. 4th edition. Kluwer Press. New York. USA. 488 pág.

- Cornejo, V, R. (2018). *Propagación vegetativa de tres especies forestales potenciales para la recuperación de áreas degradadas en la Región Ucayali*. Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Cultid, C. A. y Rico, Y. (2020). Los aliados emplumados de los copales y cuajotes de México: aves y la dispersión de semillas de *Bursera*. *Revista Digital Universitaria (rdu)*. Vol. 21, núm. 2 marzo-abril. doi: <http://doi.org/10.22201/codeic.16076079e.2020.v21n2.a5>.
- DeLuycker, A. M. (2021). Diet and Feeding Ecology of the Critically Endangered San Martín Titi Monkey (*Plecturocebus oenanthe*) in Peru. *International Journal of Primatology*. <https://doi.org/10.1007/s10764-021-00256-w>
- Díaz, M, D. H. (2002). *Fisiología de árboles frutales*. AGT. Editor. México.
- Domínguez, E., Mc Leod, C., Águila, K., Ojeda, A., & Ivelic, J. (2017). *Cómo utilizar la turba rubia de Sphagnum en horticultura*. Obtenido de *Cómo utilizar la turba rubia de Sphagnum en horticultura*: <http://biblioteca.inia.cl/medios/biblioteca/informativos/NR40969.pdf>
- Donoso, C. (1993). *Bosques Templados de Chile y Argentina*. Variación, Estructura y Dinámica. Editorial Universitaria, Santiago de Chile. 483 pp.
- FAO (1987). *Especies forestales productoras de frutas y otros alimentos*. 3 ejemplos de América Latina. Roma Italia. Disponible en www.metabase.net/docs/magfor/00896.html. Consultado el día 14 de febrero 2019.
- FAO. (2010). *Seeds in Emergencies : A technical handbook*. In Plant Production.
- Francis, J. K. (1990). *[(Byrsonima spicata Cav.) H.B.K.] Maricao*. Department of Agriculture, Forest Service, Southern Forest Experiment Station. New Orleans, LA: USA .5 p.
- García, N, C.; Azócar, A. y Silva, J. F. (2001). *Seed production and soil seed bank in three evergreen woody species from a neotropical savanna*. *Journal of Tropical Ecology* 17: 563-576 pág.
- Garrido, F. (1981). *Los sistemas silviculturales aplicables a los bosques nativos chilenos*. Doc. de Trabajo N° 39. CONAF/PNUD/FAO. FO: DP/CHI/76/003. Santiago-Chile. 113 pp.
- Gentry, A. H. (1996). *A field guide to the families and genera of woody plants of northwest South America (Colombia, Ecuador, Perú) with supplementary notes on herbaceous taxa*. The University of Chicago, Press. U.S.A. pp: 574-581 pp.
- Goitia, L. (2003). *Manual de Dasonomía: Teoría y Laboratorio*, La Paz, Bolivia.

- Gonzales, A (2007). *Frutales nativos amazónicos patrimonio alimenticio de la humanidad*. Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana. Iquitos, Perú.
- Gonzales, S. (2007). *Sustratos*. Ediciones Agrotécnicas. Madrid. 52– 55 pp.
- Guerrero, M. H. M. (1993). “Estudio preliminar sobre escarificación en nanche (*Byrsonima crassifolia* L.). Tesis de Licenciatura. Departamento de Fitotecnia. Universidad autónoma Chapingo. Chapingo, México. 43 p.
- Guzmán, A, M; Cruz, E. y Miranda, C, A. (2013). *Germinación de semillas de Byrsonima crassifolia (L.) Kunth*. México.
- Hampton, J. G. (2002). *What is seed Quality*. Seed Sci. and Technology. 30: 1-10.
- Hartmann, H. T.; Kester, D. E. Propagación de plantas: principios y prácticas. México: Continental, 1990. 760 p
- Hernández, M. (2016). *Elaboración de una cerveza ale saborizada con nanche*. Tesis profesional, Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas. Chiapas - México.
- InfoAgro (2019). *Tipos de sustratos de cultivos*. Disponible en http://www.infoagro.com/industria_auxiliar/tipo_sustratos.htm
- Instituto Latinoamericano de la Comunicación Educativa (2012). La ciencia es para todos. Disponible en <http://bibliotecadigital.ilce.edu.mx/sites/ciencia/menu.htm>
- Jaimes, A. C. (2006). *Tratamiento pregerminativo a la semilla de nanche (Byrsonima crassifolia L.) y su efecto en la germinación*. Tesis de licenciatura. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 46 p.
- Jaimes, C. (2009). *Caracterización morfológica de fruto y semilla de indano Byrsonima crassifolia (L.) Kunth y su relación con la capacidad germinativa*. Institución de enseñanza e investigación en ciencias agrícolas. Montecillo, Texcoco, Edo. de México.
- Jernigan, K. (2012). *Plants with Histories: The Changing Ethnobotany of Iquito Speakers of the Peruvian Amazon 1*.
- Jiménez, J. S., Lozano, R. y Ochoa, I. E. (2006). *Caracterización morfológica de Byrsonima crassifolia (L.) Kunth nativa de Churumuco, Michoacán, México*. Revista Fitotecnia Mexicana 29: 31 – 36 pag.
- Lallana, V.; García, L.; Elizalde, J. (2004). *Germinación*. Cátedra de fisiología vegetal, Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Nacional de Entre Ríos.
- Leyva, R.; Rosell, P.; Ramírez, R. y Romero, R. (2008). *Manejo de endurecimiento por riego para elevar la calidad de las plantas de Eucalyptus sp. cultivadas en vivero de la Unidad Silvícola Campechuela*. Universidad de Granma. Central del Batey. Campechuela. Granma. Cuba. 14 p.

- López, G. A. y Sánchez, J. J. (S.A). *Manual para la clonación de coníferas ornamentales*. Instituto de ciencias agropecuarias. Fundación Hidalgo produce.
- Maguire, J. D. (1962) Speed of germination-aid selection and evaluation for seedling emergence and vigor. *Crop Science*, 2, 176-177.
- María, L. L. (2002). *Medidores de humedad*. Disponible en línea: <http://www.seednews.inf.br/espanhol/archivo.shtml>. Consultado el 14 de Julio del 2021.
- McCune, B., y Grace, J. B. (2002). *Analysis of ecological communities MjM software*. Gleneden Beach, Oregon, USA.
- Medina, R., Salazar, S., Valdivia, R., & Martínez, E. (2012). *Fenología de la floración y ciclos reproductivos del nanche [Byrsonima crassifolia (L.) HBK] en Nayarit*. *Universidad y ciencia*, 28(3), 259-269. Recuperado en 16 de febrero de 2019, de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0186-29792012000300005&lng=es&tlng=es.
- Mexal, J. G., Cuevas, R.A. y Landis, T.D. (2009). *Reforestación success in central México: Factors determining survival and early growth*. *Tree Planters' Notes* 53(1):16-22.
- Ministerio del Ambiente (2015). *Glosario de términos para la Gestión Ambiental Peruana*. Dirección General de Políticas, Normas e Instrumentos de Gestión Ambiental. Disponible en <http://siar.minam.gob.pe/puno/sites/default/files/archivos/public/docs/504.pdf>
- Montoya, M., R.; Massie, U; Ubeda, M. J. (2013). *Evaluación de diferentes sustratos usados en la propagación de las especies de nopal (Opuntia ficus indica L.) y pitahaya (Hylocereus undatus Britt et Rose.), Managua*. Ingeniería tesis, Universidad Nacional Agraria, UNA
- Navarro, M. (2003). *Desempeño fisiológico de las semillas de árboles leguminosos de uso múltiple en el trópico*. *Pastos y Forrajes* 26: 97-114 pág.
- Olortegui, V. (2016). *Evaluación de antioxidantes fenólicos presentes en la corteza de Byrsonima crassifolia (Indano)*. Universidad Nacional de la Amazonía Peruana. Facultad de Industrias Alimentarias. Iquitos – Perú.
- Peralta, M. D., Nava, J. R, Santos, G. L., García, A. R., & Salado, N. T. (2017). *Reguladores del crecimiento y sustratos en la propagación vegetativa de nanche (Malpighia mexicana A. Juss. y Byrsonima crassifolia (L) HBK)*. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 39(3).
- Pérez, A.; Mota, C.; Bonilla, M.; Rojas, O. R. (2021). *La dispersión de semillas por aves y la recuperación del bosque mesófilo de montaña*. Gobierno de México. disponible en:

<https://www.inecol.mx/inecol/index.php/es/transparencia-inecol/17-ciencia-hoy/632-la-dispersion-de-semillas-por-aves-y-la-recuperacion-del-bosque-mesofilo-de-montana>

- Pérez, F.; Pita, J. (2009). *Viabilidad, vigor, longevidad y conservación de semillas*. Dpto. Biología Vegetal, Hojas divulgativas. Universidad Politécnica de Madrid.
- Pierik, R. L.; (1990). *Cultivos in vitro de Plantas Superiores*. 3° Edición. Madrid-España. 326 pág.
- Pincay, R. A.; Luna, R. A.; Espinosa, K. A.; y Espinales, H. O. (2021). Escarificación química y biológica en la emergencia y crecimiento de *Clitoria ternatea*. *Centro Agrícola*, 48(3), 53-59. Epub 01 de julio de 2021. Recuperado en 11 de mayo de 2022, de http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0253-57852021000300053&lng=es&tlng=pt.
- Rauter, R. M. (1982). *Recent advances in vegetative propagation including biological and economic considerations and future potencial*. Joint meeting of working parties on genetics about breeding strategies including multiclonal varieties. Ministry of Natural Resources. Ontario, 26 pág.
- Riveros, C. (2015). *Efecto de dos sustratos y dos tratamientos pre-germinativos en la germinación de pino (*Pinus radiata* D. don) y Eucalipto (*Eucalyptus Globulus* Labill), en el municipio de Chuma – La Paz*. Universidad Mayor De San Andrés, La Paz – Bolivia
- Roca, W. y Mroginski, L. (1991). *Cultivo de Tejidos en la Agricultura - Fundamentos y Aplicaciones*. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). Cali-Colombia. 970 pp.
- Rojas, B.; Serrano, M.; Gutiérrez, D.; Mena, O. (2014). *Especies endémicas y nativas en el municipio de restauración*. Recolección de semillas y manejo en viveros, Ministerio de medio ambiente y recursos naturales.
- Rojas, S; García, J; Alarcón, M. (2004). *Propagación Asexual de Plantas*. Conceptos Básicos y Experiencias con Especies Amazónicas. Bogotá, CO, 56 pág.
- Salisbury, F.B., Ross, C.W. (1994) *Fisiología Vegetal*. Grupo Editorial Iberoamérica S.A., México, 759 p.
- Santos, A. (2013). *El nanche *byrsonima crassifolia* una alternativa de producción frutícola para el municipio de Actopan Veracruz*. Ingeniero Agrónomo. Trabajo de Experiencia Recepcional. Xalapa de Enríquez, Veracruz. 37 pág.
- Santos, J. V. da C., Oliveira, M. de F. V. de, Santos Filho, F. S., Silva, L. N. N. D. S., &

- Araújo, J. S. (2020). The taxonomic value of leaf anatomy for species *Byrsonima*: a difficult genus of Malpighiaceae Juss. *Acta Botanica Brasilica*, 34(3), 570–579. <https://doi.org/10.1590/0102-33062020abb0144>
- Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (2019). *Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth (1822). Sistema Nacional de Información Forestal. Disponible en: <http://www.cnf.gob.mx:8090/snif/portal/libraries/phpsnif/usuarios/UsosPDF.php?especieURL=ByrsonimaCrassifolia>. México
- SEMARNAT. 2001. Inventario Forestal Nacional 2000
- Sharma, V. & Alam, A. (2015). *Plant tissue culture (1st ed.)*. New Delhi: International Publishing House.
- Siura, S. (2016). *Sustratos para propagación y siembra en invernaderos*. Curso de actualización, Universidad Nacional Agraria La Molina. Disponible en línea: <http://www.lamolina.edu.pe/hortalizas/Ense%C3%B1anza/Clases%20PROPA/PP.VI%20VEROS.1.pdf>
- Vaquero, B. J. L. (2005). Estimulación de la germinación de semilla de nance (*Byrsonima crassifolia* L.) con giberelina y agua caliente. Tesis de Licenciatura. Escuela Agrícola Panamericana. El Zamorano, Honduras. 19 pág.
- Varela, S. A. y V. Anara. (2011). *Silvicultura en vivero. latencia y germinación de semillas. Tratamientos pregerminativos*. Cuadernillo No. 3. Área forestal-Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. Estación Experimental Agropecuaria. Balcarce, Provincia de Argentina. Argentina. 10 pág.
- Williams, L. O. (1981). *The useful plants of Central America*. *Ceiba* 24(1-4): 203-204.
- Yáñez G., M. (2004). *Óptimos de fertilización en plantas de nanche (Byrsonima crassifolia L.) bajo condiciones de vivero*. Universidad Autónoma de Nayarit. Xalisco, Nay. México. 38 p.

V2: Evaluación de tipos de
sustratos y de tratamientos
pregerminativos en la
germinación del indano
Byrsonima spicata (Cav.) DC
por Ulises Sánchez L.

Fecha de entrega: 24-nov-2022 07:08p.m. (UTC-0500)

Identificador de la entrega: 1962819504

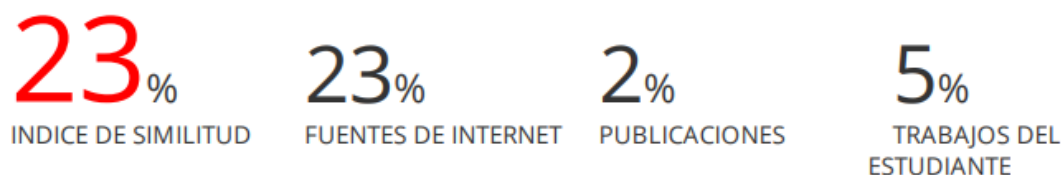
Nombre del archivo: Agronom_a_-_Ulises_S_nchez_Lozano.docx (11.87M)

Total de palabras: 18861

Total de caracteres: 99805

V2: Evaluación de tipos de sustratos y de tratamientos pregerminativos en la germinación del indano *Byrsonima spicata* (Cav.) DC

INFORME DE ORIGINALIDAD



FUENTES PRIMARIAS

1	repositorio.unsm.edu.pe Fuente de Internet	9%
2	docplayer.es Fuente de Internet	3%
3	hdl.handle.net Fuente de Internet	2%
4	repositorio.umsa.bo Fuente de Internet	1%