

**ANÁLISIS DE CALIDAD Y GERMINACIÓN BAJO CONDICIONES DE VIVERO DE  
SEMILLAS DE PINO ROMERÓN (*Retrophyllum rospigliosi*)**



**SINDY JOHANA MAMBAGUE BOLAÑOS  
JHARID GUSTAVO HERNÁNDEZ SALAMANCA**

**UNIVERSIDAD DEL CAUCA  
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS  
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS  
PROGRAMA DE INGENIERÍA FORESTAL  
POPAYÁN  
2022**

**ANÁLISIS DE CALIDAD Y GERMINACIÓN BAJO CONDICIONES DE VIVERO DE  
SEMILLAS DE PINO ROMERÓN (*Retrophyllum rospigliosi*)**

**SINDY JOHANA MAMBAGUE BOLAÑOS  
JHARID GUSTAVO HERNÁNDEZ SALAMANCA**

**Trabajo de grado en la modalidad de Investigación para optar el título de  
Ingeniero Forestal**

**Director  
Ph.D. JORGE ANDRÉS RAMÍREZ C.**

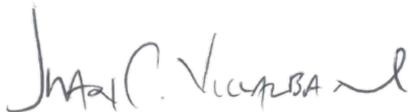
**UNIVERSIDAD DEL CAUCA  
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS  
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS  
PROGRAMA DE INGENIERÍA FORESTAL  
POPAYÁN  
2022**

### Nota de aceptación

El director y los Jurados han leído el presente documento, escucharon la sustentación del mismo por sus autores y lo encuentran satisfactorio.

  
\_\_\_\_\_  
Ph. D. JORGE ANDRÉS RAMÍREZ CORREA  
Director

  
\_\_\_\_\_  
NHORA DEL SOCORRO ISAZA  
Presidente del Jurado

  
\_\_\_\_\_  
JUAN CARLOS VILLALBA MALAVER  
Jurado

Popayán, 07 de enero de 2022

## DEDICATORIA

Dedico este trabajo a mi madre Eva Ruby Bolaños Lazo, quien con su amor y comprensión me motivó cada día a ser mejor a nivel personal y profesional; a mi padre Luis Eduardo Mambague Meneses, por su apoyo incondicional, a mis hermanos Holmer Alfonso López Bolaños, Clisman Stiven López Bolaños por su constante motivación y cariño y a mi abuelo Bernabé Bolaños Leyton, por sus enseñanzas, sabiduría y consejos.

*Sindy Johana Mambague Bolaños*

Quiero hacer una dedicatoria especial a mis padres, mis abuelos, mis tíos y particularmente a Luis Fernando Salamanca Garzón, Dolly Graciela Garzón Campo, José Libio Garzón Campo, y mis primos Eduard González Garzón, Johana Obando, Ángel David González Obando, Francisco Dagua Garzón y Dayro González Garzón, pues sin su apoyo mi formación personal y este proceso de mi vida académica, no habría sido posible; mil gracias a todos.

*Jharid Gustavo Hernández Salamanca*

## **AGRADECIMIENTOS**

Gracias a Dios por ser el pilar fundamental en mi vida, por guiarme y permitirme dar un paso más en mi propósito de vida; por capacitarme, acompañarme y brindarme la sabiduría necesaria para la culminación exitosa de este proyecto. Gracias a Él por regalarme la perseverancia para cumplir mis sueños.

Agradezco infinitamente a mi madre, padre y hermanos, por su constante apoyo, cariño y motivación para cumplir cada una de las metas y sueños que he trazado a lo largo del camino.

A nuestro director, Jorge Andrés Ramírez Correa, PhD, por su tiempo, guía y enseñanza en el desarrollo de este trabajo.

A la Ingeniera Adriana Marín y a Smurfit Kappa Cartón de Colombia, por el apoyo, la confianza y la colaboración.

Gracias a todos los profesores que, desde su academia, contribuyeron en el desarrollo del presente estudio; especialmente a la ingeniera Nhora del Socorro.

A mis compañeros de estudio; Marcela Camayo, Camilo Ruiz, Milton Javier Escobar y Germán Ramírez quienes me brindaron su colaboración y apoyo desinteresado.

*Sindy Johana Mambague Bolaños*

## **AGRADECIMIENTOS**

En primer lugar, quiero agradecer a Dios por darme la sabiduría y confianza para seguir adelante con mis propósitos académicos, por ser mi guía y darme la oportunidad de culminar mi proyecto de vida.

A mi familia, mis padres y hermanos por ser ese motor de motivación quienes hacen que, día a día, tenga la inspiración y fortaleza de seguir con mis proyectos, pues son quienes me brindan su apoyo y una reconfortante incondicionalidad.

Gracias a la Universidad del Cauca por brindarme la oportunidad de tener una educación de calidad, formándome como un profesional integral con valores e ideales éticos y morales.

A mi asesor de trabajo de investigación Jorge Andrés Ramírez Correa, PhD, pues gracias a su confianza, responsabilidad y conocimiento impartido, recibí los recursos y herramientas fundamentales y necesarios para llevar a cabo el proceso de investigación.

A los profesores que de una u otra manera hicieron parte de mi proceso de formación académica desde el colegio, hasta la culminación universitaria, pues sembraron en mí las bases y me ayudaron a formar un buen perfil universitario.

A mis amigos con quien pasé momentos importantes en una de las etapas más significativas de mi vida, pues ellos hicieron parte de este proceso mediante su apoyo y motivación, quiero resaltar el compromiso y dedicación de mi compañera de trabajo y amiga Sindy Johana Mambague Bolaños, a José Luis Liévano y Edy Fabián Díaz Piamba, quienes nos brindaron un apoyo desinteresado e incondicional.

*Jharid Gustavo Hernández Salamanca*

## CONTENIDO

	pág.
INTRODUCCIÓN	18
1. MARCO REFERENCIAL	19
1.1 ESTADO DEL ARTE	19
1.2 ESPECIE	20
1.2.1 Ecología de la especie	20
1.2.2 Ecología reproductiva de la especie	20
1.2.3 Maduración de semillas	21
1.2.4 Semillas y producción de semilla	21
1.2.5 Almacenamiento de semillas	21
1.2.6 Germinación	21
1.3 LATENCIA DE SEMILLAS	22
1.3.1 Latencia física	22
1.3.2 Latencia fisiológica (PD)	22
1.3.3 Latencia morfológica (MD)	23
1.3.4 Latencia morfofisiológica (MDP)	23
1.4 TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS FÍSICOS	23
1.4.1 Estratificación	23
1.4.2 Escarificación mecánica	23
1.5 TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS QUÍMICOS	23

1.5.1 Lixiviación	23
1.5.2 Hormonas y otros estimulantes químicos	24
1.6 ANÁLISIS DE CALIDAD DE SEMILLAS	24
1.6.1 Muestreo	24
1.6.2 Análisis de pureza	25
1.6.3 Peso fresco de las semillas	25
1.6.4 Prueba de germinación	26
1.7 BIOMASA DE PLÁNTULAS	26
2. METODOLOGÍA	27
2.1 LOCALIZACIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO	27
2.2 COLECTA Y ALMACENAMIENTO DE LAS SEMILLAS	28
2.2.1 Fuentes identificadas	28
2.2.2 Recolección de semillas	28
2.2.3 Desinfección de semillas	28
2.2.4 Almacenamiento	29
2.3 ANÁLISIS DE CALIDAD	29
2.3.1 Análisis de pureza	29
2.3.2 Peso de mil semillas	29
2.3.3 Determinación del contenido de humedad por el método del horno	29
2.3.4 Prueba de germinación	30
2.3.5 Prueba de corte	30
2.4 FASE VIVERO Y ANÁLISIS DE GERMINACIÓN	31
2.4.1 Diseño experimental	31

2.4.2 Sustratos	31
2.4.2.1 Desinfección del sustrato	32
2.4.2.2 Disposición de los sustratos en el germinador	32
2.4.3 Procedencias	32
2.4.4 Tratamientos pregerminativos	33
2.4.5 Descripción de los tratamientos	33
2.4.6 Siembra	34
2.4.7 Manejo de luz	35
2.4.8 Monitoreo de germinación	36
2.4.9 Evaluación de germinación	36
2.5 DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE BIOMASA EN PLÁNTULAS	36
2.6 ANÁLISIS ESTADÍSTICO DE LOS RESULTADOS DE GERMINACIÓN Y BIOMASA	37
3. RESULTADOS	39
3.1 CARACTERIZACIÓN BIOFÍSICA	39
3.2 CALIDAD DE LAS SEMILLAS	40
3.2.1. Viabilidad de las semillas	40
3.2.2. Peso y contenido de humedad	41
3.3 GERMINACIÓN EN VIVERO	42
3.3.1 Porcentaje de germinación	42
3.3.2 Tiempo medio de germinación	47
3.3.3 Análisis de curvas de germinación	52
3.4 CONTENIDO DE BIOMASA	54

3.4.1 Biomasa aérea	54
3.4.2 Biomasa radicular	57
4. DISCUSIÓN	62
5. CONCLUSIONES	64
6. RECOMENDACIONES	65
BIBLIOGRAFÍA	66
ANEXOS	75

## LISTA DE TABLAS

	pág.
Tabla 1. Caracterización biofísica de las procedencias	39
Tabla 2. Resultados de la prueba de viabilidad de semillas de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> por el método de corte.	40
Tabla 3. Resultados de pureza, peso y contenido de humedad de semillas de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> .	41
Tabla 4. Resumen correspondiente al porcentaje de germinación de semillas de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> .	43
Tabla 5. Promedios y variaciones de la variable porcentaje de germinación de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> para cada sustrato, procedencia y tratamiento.	44
Tabla 6. Promedios y variaciones de la variable porcentaje de germinación de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> para cada sustrato y tratamiento.	45
Tabla 7. Promedios y variaciones de la variable porcentaje de germinación de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> para cada procedencia y tratamiento	46
Tabla 8. Resumen correspondiente al tiempo medio de germinación de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> .	48
Tabla 9. Promedios y variaciones de la variable tiempo medio de germinación de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> para cada sustrato, procedencia y tratamiento.	49
Tabla 10. Tiempo medio de germinación (MGT) para cada sustrato y tratamiento	50
Tabla 11. Tiempo medio de germinación (MGT) para cada tratamiento y procedencia	51
Tabla 12. Resumen correspondiente al contenido de biomasa aérea	54

Tabla 13. Tabla resumen correspondiente al contenido de biomasa aérea de <i>Retrophyllum rospigliosii</i>	55
Tabla 14. Contenido de biomasa aérea para cada sustrato y tratamiento	56
Tabla 15. Contenido de biomasa aérea para cada procedencia y tratamiento	57
Tabla 16. Resumen correspondiente al contenido de biomasa radicular de <i>Retrophyllum rospigliosii</i>	58
Tabla 17. Resumen correspondiente al contenido de biomasa radicular	59
Tabla 18. Contenido de biomasa radicular para cada sustrato y tratamiento	59
Tabla 19. Contenido de biomasa radicular para cada procedencia y tratamiento	60

## LISTA DE FIGURAS

	pág.
Figura 1. Localización del sitio de estudio, fase de campo	27
Figura 2. Semillas de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> recolectadas en el estudio	28
Figura 3. Clasificación del estado de las semillas de <i>Retrophyllum rospigliosii</i>	30
Figura 4. Diseño del experimento donde se evaluó la germinación de <i>Retrophyllum rospigliosii</i>	31
Figura 5. Establecimiento de sustratos y subparcelas en germinadores para evaluar la germinación de <i>Retrophyllum rospigliosii</i>	32
Figura 6. Tratamientos pregerminativos aplicados a semillas de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> .	33
Figura 7. Proceso de escarificación realizado a las semillas de <i>Retrophyllum rospigliosii</i>	34
Figura 8. Diseño de sub parcelas en el germinador	35
Figura 9. Siembra de semillas de <i>Retrophyllum rospigliosii</i>	35
Figura 10. Disposición de poli sombra para disminuir luminosidad natural en vivero	36
Figura 11. Almacenamiento y empaque de plántulas de <i>Retrophyllum rospigliosii</i>	37
Figura 12. Proceso de corte de plántulas para medición de biomasa aérea y radicular	37
Figura 13. Clasificación del estado de semillas de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> .	41
Figura 14. Resultados de análisis de calidad de las semillas de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> .	42
Figura 15. Porcentaje de germinación en factor de sustrato	45
Figura 16. Porcentaje de germinación de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> en factor de procedencias	47
Figura 17. Tiempo medio de germinación de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> en factor sustratos	50

Figura 18. Tiempo promedio de germinación de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> en factor procedencias	51
Figura 19. Porcentaje de germinación diario de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> según los sustratos utilizados	52
Figura 20. Porcentaje de germinación diario de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> según las procedencias	53
Figura 21. Porcentaje de germinación diario de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> según los tratamientos	53
Figura 22. Contenido de biomasa aérea en el factor sustrato – tratamiento	56
Figura 23. Contenido de biomasa aérea en el factor procedencia - tratamiento.	57
Figura 24. Contenido de biomasa radicular en el factor sustrato – tratamiento	60
Figura 25. Contenido de biomasa radicular en el factor procedencia – tratamiento	61

## LISTA DE ANEXOS

	pág.
Anexo A. Formato de recolección de datos de germinación	75
Anexo B. Formato de recolección de datos de biomasa	76
Anexo C. Mortalidad de las semillas para cada repetición	77
Anexo D. Conteo de plántulas muertas para cada subparcela	78
Anexo E. Totalidad de semillas germinadas para cada tratamiento	79
Anexo F. Cantidad y porcentaje de plántulas evaluadas para el contenido de biomasa.	80
Anexo G. Distribución normal del modelo de germinación en factor de sustratos y procedencias	81
Anexo H. Ajuste del modelo de germinación en factor de sustratos y procedencias	82

## RESUMEN

Considerando la importancia ecológica del *Retrophyllum rospigliosii*, surgió la necesidad de investigar la ecología reproductiva y propagación de la especie con la finalidad de aportar a su conservación. Se recolectó el material vegetal de los individuos ubicados en las plantaciones de las fincas La Suecia, San José y Claridad, ubicadas en el Departamento del Cauca. Se evaluó la calidad de las semillas, germinación en vivero y contenido de biomasa mediante parámetros como pureza, contenido de humedad y peso de las semillas; para la evaluación de la germinación, se utilizó un diseño de parcelas subdivididas mediante un arreglo combinatorio de tratamientos pregerminativos, sustratos y procedencias, considerando como variables de respuesta el porcentaje de germinación y el tiempo medio de germinación. El contenido de biomasa se evaluó con un modelo lineal mixto que permitió identificar los efectos de los tratamientos, procedencias y sustratos en el contenido de biomasa aérea y radicular. Se encontraron diferencias significativas en el porcentaje y tiempo medio de germinación, más no en sus interacciones. La procedencia La Suecia, bajo el tratamiento escarificación mecánica más estimulante, obtuvo el mejor desempeño en las variables evaluadas, alcanzando un valor máximo de germinación 84,84 % en un tiempo medio de 51 días. Para la variable biomasa, se encontró que los mejores resultados fueron para el tratamiento testigo, donde se alcanzó un valor máximo de 0,182 g de biomasa aérea y 0,049 g de biomasa radicular después de un mes de germinadas las semillas. Finalmente, se concluyó que se pueden alcanzar porcentajes altos de germinación de la especie mediante la escarificación mecánica, lo que facilitaría el posterior desarrollo de proyectos de propagación con la especie.

**Palabras clave:** propagación vegetal, hormonas, germinación, biomasa, tratamientos pregerminativos, sustratos, procedencias, Podocarpaceae.

## ABSTRACT

Considering the ecological importance of *Retrophyllum rospigliosii*, the need arose to investigate the reproductive ecology and propagation of the specie, this with the purpose to contribute to its conservation. The plant material of the individuals located in the plantations of the La Suecia, San José and Claridad farms, located in the Department of Cauca, was collected. Afterwards, the quality of the seeds, germination and biomass content were evaluated. Within the quality test, parameters such as purity, humidity content and weight of the seeds were evaluated. For the germination evaluation, a subdivided plot design was used by a combined arrangement of pregerminated treatments, substrates and provenances, the response variables were: germination percentage and mean germination time. The biomass content was evaluated by a mixed linear model that allowed to identify the effects of the treatments, provenances and substrates on the aerial and root biomass content. As a result, it was found that the substrates, provenances and treatments presented significant differences in the percentage and mean germination time variables; however, the interactions between these factors didn't show significant differences. The Suecia provenance, under the mechanical scarification plus stimulating treatment, was the one that obtained the best performance in the variables evaluated, reaching a maximum germination value of 84.84% and a mean germination time of 51 days. For the biomass, it was found that the best results were under the control treatment where a maximum value of 0.182 g of aerial biomass and 0.049 g of root biomass was reached after one month of seed germination. Finally, it was concluded that high germination percentages of this species can be reached through mechanical scarification, which would facilitate the subsequent development of propagation projects with the species.

**Keywords:** vegetal propagation, hormones, germination, biomass, pregerminated treatments, substrates, provenances, Podocarpaceae

## INTRODUCCIÓN

En los bosques altoandinos de Colombia, la familia Podocarpaceae se encuentra representada principalmente por los géneros: *Podocarpus*, *Prumnopitys* y *Retrophyllum* (Yaguana *et al.*, 2012). Los individuos de estos géneros han sido seriamente amenazados por la eliminación continua de los ecosistemas de alta montaña (premontanos y montanos) debido a la expansión de la frontera agrícola (Cavelier y Torner, 2001) y a la extracción de los mismos por el valor comercial de su madera (Rodríguez y Nieto, 2003). La fragmentación de los bosques y su cosecha ha llevado a que, actualmente, solo se conserven pequeños relictos de esta especie en las partes más altas de las montañas (Marín, 1998). Además de lo anterior, la baja densidad por el amplio espaciamiento entre poblaciones y las condiciones climáticas características de los ecosistemas altoandinos, como son la baja luminosidad y la humedad permanente, han llevado a una baja interacción ecológica entre los individuos de la especie, generando una disminución en las tasas de reproducción debido a la reducción de la producción de semillas (Marín, 1998). Actualmente las especies de estos géneros se consideran en estado vulnerable (Gardner y Tobler, 2013; Res 1912 de 2017).

Entre las especies de Podocarpaceas en Colombia, el pino romerón (*Retrophyllum rospigliosii*) es el más importante en términos de representatividad ecológica y uso económico (Ludeña y Bueno, 1989; Marín, 1998). Es por ello, que, desde hace más de dos décadas, instituciones públicas y privadas la han tenido presente para establecerla como ensayos experimentales o plantaciones piloto. Se conoce que la especie tiene gran potencial como árbol ornamental, para protección de cauces de agua y recuperación de suelos (Gómez y Toro, 2007). A nivel de plantaciones, *R. rospigliosii* puede alcanzar un incremento medio anual (IMA) de 30 a 70 cm en altura y de 0,33 a 0,44 cm en diámetro (Trujillo, 2013). Es una especie adecuada para enriquecimiento de bosques secundarios pobres y bosques primarios sobreexplotados (Cárdenas, 2016).

Para asegurar la permanencia de *R. rospigliosii*, es necesario emprender planes de restauración y conservación, lo que implica conocer las técnicas más apropiadas o de mejores resultados de propagación de la especie, y, en este caso particular, aprovechar las áreas de plantaciones ya establecidas en el departamento del Cauca, en las fincas La Suecia (municipio de El Tambo) y Claridad y San José (meseta de Popayán) para estudiar la calidad de las semillas allí producidas, posibles técnicas de germinación más eficientes en cuanto a tiempo y porcentaje y así lograr presentar el contenido de biomasa fijado por las plántulas originadas de semillas allí colectadas.

## 1. MARCO REFERENCIAL

### 1.1 ESTADO DEL ARTE

El conocimiento de la viabilidad y los parámetros de germinación, es indispensable para el desarrollo de prácticas silviculturales exitosas (Guimaraes *et al.*, 2015). Las pruebas de germinación y de viabilidad han sido utilizadas ampliamente en la evaluación de la calidad de las semillas, siendo la primera el procedimiento más común para evaluar su calidad fisiológica (López *et al.*, 2016).

En Bolivia, en un estudio que involucra los mismos tres géneros de podocarpáceas presentes en Colombia, determinaron que las semillas maduras presentan una viabilidad de 50% y 33% de capacidad germinativa, son semillas recalcitrantes que no mantienen la viabilidad mucho tiempo (Ayma-Romay, 2005).

Marín (1998), en su libro sobre las podocarpáceas andinas de Colombia, realizó la primera recopilación de información en el país de *R. rospigliosii*, en donde reporta que, a través de ensayos de germinación establecidos en los viveros de La Florida (Popayán, Cauca) y de Rancho Grande (Restrepo, Valle), se identificaron las múltiples dificultades de la germinación de la especie; entre ellas, la condición de que se deben sembrar bajo sombra para favorecer su germinación, dado que la respuesta germinativa y el crecimiento pueden ser inhibidas por la exposición de las semillas a la luz (Lamprecht y Liscano, 1957).

Estudios realizados por Lamprecht y Liscano (1957) reportan que las semillas provistas de testa carnosas, como las de *R. rospigliosii*, germinan deficientemente (21%), pero que mejora considerablemente cuando se quita la testa, se limpian cuidadosamente y son remojadas durante al menos 15 días (50%). Así, estas inician su germinación a los 62 días de haber sido sembradas y terminan a los 228, tardando en promedio 166 días en terminar el proceso de germinación. En otro caso, se reporta que semillas cosechadas de árboles de 14 años en Pensilvania (Caldas), donde el proceso de germinación inició al cuarto mes de sembradas y alcanzaron a los seis meses una germinación total del 70% (Cueva *et al.*, 2013).

Según estudios realizados por Gómez, Toro y Piedrahita (2013), la germinación de *R. rospigliosii*, ocurre entre 40 y 136 días después de la siembra y se completa de 127 a 172 días después; los mismos autores observaron que, bajo previa estratificación o hidratación de las semillas, se puede obtener un porcentaje de

germinación del 74%. Parent, (1989) afirma que el porcentaje de germinación es del 50 al 60%.

Ceballos y López (2007) en su estudio sobre conservación de la calidad de semillas forestales nativas, indican que el almacenamiento a 12°C de semillas de *R. rospigliosii* mantiene su viabilidad y permite alcanzar valores de germinación de hasta el 43% con tendencia a incrementar, a medida que aumente el tiempo de almacenamiento.

## 1.2 ESPECIE

*Retrophyllum rospigliosii* es típica del bosque húmedo montano bajo (bh-MB), bosque muy húmedo montano bajo (bmh-MB) y bosque húmedo premontano (bh-PM). La especie crece principalmente entre 1400 y 2800 m de altitud, en sitios con humedad relativa alta y con precipitaciones promedias de 800 a 3000 mm al año (Gómez, 2007). Se desarrolla en lugares con temperatura media de aproximadamente 12°C, con mínima de 4°C y máxima de 20°C (Cueva et al, 2013). El rango más favorable para su crecimiento se presenta a temperatura media de entre 10°C – 19°C (Trujillo, 2013).

**1.2.1 Ecología de la especie.** *R. rospigliosii* se desarrolla naturalmente en suelos derivados de cenizas volcánicas (Andisoles) (Diez y Lázaro, 2004). La especie crece en terrenos de baja fertilidad, requiere alta humedad y suelos profundos y puede desarrollarse en suelos arcillosos o arcilloso-arenosos (Gómez, 2007). *R. rospigliosii* requiere para su buen crecimiento de una asociación micorrícica de tipo endotrófico (alimentación interna), con hongos de la familia Endogonaceae, pertenecientes a los géneros *Acaulospora* y *Glomus* (Cueva, 2011). Dicha asociación ayuda a una mejor absorción de nutrientes y le proporciona a la planta protección contra parásitos.

**1.2.2 Ecología reproductiva de la especie.** *R. rospigliosii* es una especie dioica que puede desarrollar, en el mismo árbol, flores masculinas y femeninas (Cueva y Trujillo, 2016). Las flores masculinas se ubican en pequeños grupos en el ápice de las ramas, mientras que las femeninas se encuentran solitarias en el ápice de las ramas que salen de la axila de las hojas (Gómez, 2007). En general, la especie registra un proceso de floración masculina de septiembre a diciembre y de floración femenina en octubre (Cueva et al, 2013).

La fructificación corresponde a la maduración del cono femenino, la cual posee un embrión desarrollado y dos cotiledones pequeños (Romero, 2012). La formación del fruto comienza entre diciembre y febrero y continúa, en general, hasta agosto, tomando entre cuatro a cinco meses para completar su periodo de desarrollo y maduración (Gómez, 2010). Durante la fructificación se presenta generalmente la renovación del follaje de los árboles.

**1.2.3 Maduración de semillas.** En la zona Andina colombiana, la cosecha de frutos de *R. rospigliosii* se presenta mayoritariamente en los meses secos, generalmente de enero a febrero y de julio a agosto (Gómez, 2007). Los frutos se recolectan cuando presentan una coloración amarillenta y se observan en el piso, enteros o despulpados por aves, murciélagos o roedores (Cueva et al., 2013).

**1.2.4 Semillas y producción de semilla.** Durante el periodo de fructificación, las semillas se encuentran en grandes cantidades debajo de los árboles, donde aquellas que presentan una coloración amarilla o con testa completamente descompuesta tienen una mejor probabilidad de germinar (Rodríguez y Nieto, 2003). La producción de semillas promedio es de 250 a 400 por kg (Trujillo, 1996). El ciclo de maduración de la semilla inicia con la expulsión de la pulpa, la cual tarda 10 días. La madurez fisiológica de la semilla se completa a los tres meses, iniciando la germinación al cuarto mes (Cueva et al., 2013).

**1.2.5 Almacenamiento de semillas.** Antes de almacenar las semillas de *R. rospigliosii*, se depositan en recipientes para el remojo de los frutos frescos durante cuatro días y luego se agita manualmente la pulpa. Una vez la semilla está limpia se deja durante uno o dos días a la sombra para secarla y posteriormente almacenarla o sembrarla (Gómez, 2007). Las semillas de *R. rospigliosii* son recalcitrantes, por lo que requieren de un alto contenido de humedad para conservar su viabilidad y germinar posteriormente (Cueva y Trujillo, 2016). Las semillas se almacenan en aserrín húmedo dentro de recipientes sin tapa, con el fin de permitir el intercambio gaseoso y mantener en un rango de humedad entre 35% y 45% (Ceballos, 2007). Las semillas se deben almacenar el menor tiempo posible después de su recolección, con el fin de reducir su deterioro por enfermedades o ataques de plagas (Trujillo, 1996).

**1.2.6 Germinación.** La germinación de *R. rospigliosii* se tipifica como epigea, en la cual los cotiledones son forzados sobre la superficie del sustrato por medio del alargamiento del hipocótilo (Bonner, 2000). Entre lo que se conoce, se reportan bajas tasas de germinación durante periodos prolongados de tiempo, la cual toma entre 40 y 136 días dependiendo de la temperatura y la hidratación de las semillas

(Gómez, 2013), pero mejora considerablemente cuando se les quita la testa y se las limpia (Lamprecht y Liscano, 1957).

La regeneración de esta especie en condiciones naturales ocurre bajo el dosel del bosque, presentando condiciones de baja luminosidad durante la germinación. Las plántulas se regeneran con semillas de forma abundante alrededor de la planta madre (Cueva et al., 2013).

### **1.3 LATENCIA DE SEMILLAS**

Una semilla latente no tiene la capacidad de germinar en un período de tiempo específico bajo ninguna combinación de factores ambientales físicos normales que, de otro modo, son favorables para la germinación de la semilla (Baskin y Baskin, 2004). La latencia es una característica de las semillas que define las condiciones requeridas para la germinación y, por lo tanto, cualquier señal que amplie estas condiciones, debe considerarse como un factor de liberación de latencia (Finch y Leubner, 2006).

**1.3.1 Latencia física.** Es causada por capas impermeables al agua de células en la cubierta que controlan el movimiento del agua. Para romper este tipo de latencia, se puede realizar escarificación mecánica o química (Finch y Leubner, 2006).

**1.3.2 Latencia fisiológica (PD).** Es la forma de latencia más abundante y se encuentra en semillas de angiospermas y gimnospermas. Se caracteriza de la siguiente manera (Baskin y Baskin, 2004):

PD profundo: Los embriones extirpados de estas semillas no crecen o producirán plántulas anormales. Para romper este tipo de latencia se necesitan varios meses de estratificación sea fría o cálida antes de que pueda tener lugar la germinación (Baskin et al., 2005).

PD no profundo: Los embriones extirpados de estas semillas, producen plántulas normales. Se conoce que el GA (Ácido giberélico) puede romper esta latencia, además de la escarificación o estratificación fría o caliente.

**1.3.3 Latencia morfológica (MD).** Este tipo de latencia es común en semillas con embriones subdesarrollados, donde los embriones no están fisiológicamente inactivos, sino que necesitan tiempo para crecer y germinar (Finch y Leubner, 2006).

**1.3.4 Latencia morfofisiológica (MDP).** Es evidente en semillas con embriones subdesarrollados, pero además tienen un componente fisiológico en su latencia. manera (Baskin y Baskin, 2004). Estas semillas requieren un tratamiento para romper la latencia como estratificación o en algunos casos la aplicación de ácido giberélico (GA) (Finch y Leubner, 2006).

## **1.4 TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS FÍSICOS**

Los tratamientos pregerminativos son procedimientos necesarios para romper la latencia de las semillas que, en conjunto con las condiciones adecuadas del medio, permiten la germinación. Los métodos pregerminativos más comunes son: estratificación, lixiviación, escarificación mecánica, adición de hormonas y otros estimulantes químicos (Varela y Arana, 2010).

**1.4.1 Estratificación.** Consiste en colocar las semillas entre estratos que conservan la humedad, en frío o calor. La estratificación fría consiste en mantener las semillas a temperaturas bajas (4 a 10°C), disminuyendo así sustancias inhibitorias de sus tejidos (Pérez, 2003). La estratificación cálida se basa en la necesidad de las semillas de estar sometidas a altas temperaturas (22 a 30 °C) para poder germinar (Varela y Arana, 2010).

**1.4.2 Escarificación mecánica.** Consiste en raspar parte de la cubierta de las semillas con elementos como lijas, limas o quebrarlas con un martillo o pinzas; si es a gran escala, se utilizan máquinas especiales como tambores giratorios recubiertos en su interior con papel lija o combinados con arena gruesa o grava (Varela y Arana, 2010). La escarificación manual de la cubierta en la zona radicular elimina las restricciones y permite la emergencia de la radícula (García, 1999).

## **1.5 TRATAMIENTOS PREGERMINATIVOS QUÍMICOS**

**1.5.1 Lixiviación.** Consiste en el lavado de las semillas con agua o sustancias químicas, con la finalidad de ablandar la testa y remover los inhibidores químicos presentes en la cubierta (Pérez, 2003). El tiempo de inmersión del tratamiento varía

entre 12, 24, 48, hasta 72 h y, en algunos casos, se requiere cambio de agua frecuente (Varela y Arana (2010).

**1.5.2 Hormonas y otros estimulantes químicos.** Son compuestos orgánicos naturales o sintéticos que inhiben o modifican el desarrollo de las plantas, estimulando la germinación (Duval, 2006). Entre los tratamientos de hormonas y estimulantes más usados en la industria, están el ácido giberélico (GA3)<sup>1</sup> y ácido indolacético<sup>2</sup> (Varela y Arana, 2010); todos ellos se emplean a diferentes concentraciones y tiempos de exposición, dependiendo de la especie de que se trate.

## 1.6 ANÁLISIS DE CALIDAD DE SEMILLAS

Las pruebas de calidad de las semillas permiten analizar parámetros estandarizados de pureza, peso, contenido de humedad, viabilidad y germinación; con la finalidad de evaluar las características físicas y fisiológicas de las semillas. Estos análisis se basan en una muestra representativa de semillas y determinan el rendimiento potencial del lote estudiado, según los criterios descritos por las Reglas Internacionales para el Análisis de Semillas (ISTA) (Schmidt, 2000).

**1.6.1 Muestreo.** Consiste en la obtención de una muestra adecuada para el desarrollo de la prueba de calidad, la cual debe ser representativa del lote de semillas. El muestreo debe realizarse de tal manera que evite la exposición prolongada de las semillas al ambiente, dado que este afecta sus características biológicas y físicas (ASTS, 2016). Según estén dispuestas las semillas en los contenedores, se dispondrá a aplicar la siguiente intensidad de muestreo:

1-4 contenedores: tres muestras primarias de cada contenedor

5-8 contenedores: dos muestras primarias de cada contenedor

9-15 contenedores: una muestra primaria de cada contenedor

16-30 contenedores: 15 muestras primarias del lote tomadas de contenedores seleccionados al azar, con no más de una muestra por contenedor

31-59 contenedores: 20 muestras primarias del lote tomadas de contenedores seleccionados al azar, con no más de una muestra por contenedor.

---

<sup>1</sup> El ácido giberélico es una fitohormona que se produce en la zona apical de frutos y semillas. Su función en las semillas es la de interrumpir el periodo de latencia (Varela y Arana, 2010).

<sup>2</sup> El ácido Indolacético es una auxina que ayuda a regular diversos procesos del desarrollo vegetal como el crecimiento, la división celular y la formación de raíces (Varela y Arana, 2010). Tiene como funciones inhibir el desarrollo de las yemas axiales, promover el fototropismo positivo y estimular la elongación (Duval, 2006).

Las muestras primarias son pequeñas porciones de semillas que se toman al azar de un determinado lote de semillas (ASTS, 2016).

**1.6.2 Análisis de pureza.** Brinda información de peso en porcentaje sobre la composición de semillas puras, en relación con semillas de otras especies o distintos elementos ajenos a la muestra.

La muestra de trabajo debe pesarse y registrar sus datos en gramos, posteriormente la separación de la semilla pura se hace de forma manual, con tamiz o soplador, logrando obtener material puro y elementos inertes. Posteriormente se toma el peso de la muestra pura y se procede a efectuar la relación (ASTS, 2016).

$$\text{porcentaje (\%)} \text{ de pureza: } \frac{\text{peso de la semilla pura}}{\text{peso total de la muestra}} * 100$$

**1.6.3 Peso fresco de las semillas.** Es un factor importante para calcular tasas de siembra en un vivero (Cuevas, 1996). Para calcular el peso fresco, se deben pesar ocho repeticiones de 100 semillas cada una y, con estos valores, se calcula la media, desviación estándar y el coeficiente de variación. Para calcular el peso de mil semillas, se multiplica la media del peso por 10.

$$\text{Varianza (s)} = \frac{n(\sum x^2) - (\sum x)^2}{n(n - 1)} \quad (\text{Ec.1})$$

$$\text{Desviación estándar (S)} = \sqrt{\text{varianza}} \quad (\text{Ec.2})$$

$$\text{Coeficiente de variación (CV)} = \frac{S}{\bar{x}} * 100 \quad (\text{Ec.3})$$

Donde:

$\bar{x}$ : media aritmética

$x$  = peso de cada réplica en gramos

$n$  = número de réplicas

Para aceptar el peso de mil semillas, el coeficiente de variación no debe superar 4, de lo contrario se procederá a pesar ocho réplicas más. La desviación estándar

debe ser calculada usando 16 réplicas y cualquiera que se encuentre con el doble de la medida estándar, deberá ser descartada (ASTS, 2016).

**1.6.4 Prueba de germinación.** Permite determinar el potencial de germinación de un lote de semillas y realizar comparaciones de calidad entre lotes, para estimar el valor de siembra en campo. Para el desarrollo de la prueba se deben tomar al azar 400 semillas puras y dividir las en cuatro repeticiones de 100 semillas cada una, las cuales se deben ubicar en el medio de germinación apropiado (papel, algodón), con un determinado espaciado que evite el contacto entre estas. La temperatura y la luz deben ser lo más uniforme posible en la cámara de germinación, ya sea bajo luz artificial o diurna indirecta (ISTA, 2017). Se obtienen datos de germinación y se calcula el porcentaje de germinación.

$$\text{Porcentaje (\%) de germinación: } \frac{\text{semillas germinadas}}{\text{semillas sembradas}} * 100 \quad (\text{Ec. 4})$$

## 1.7 BIOMASA DE PLÁNTULAS

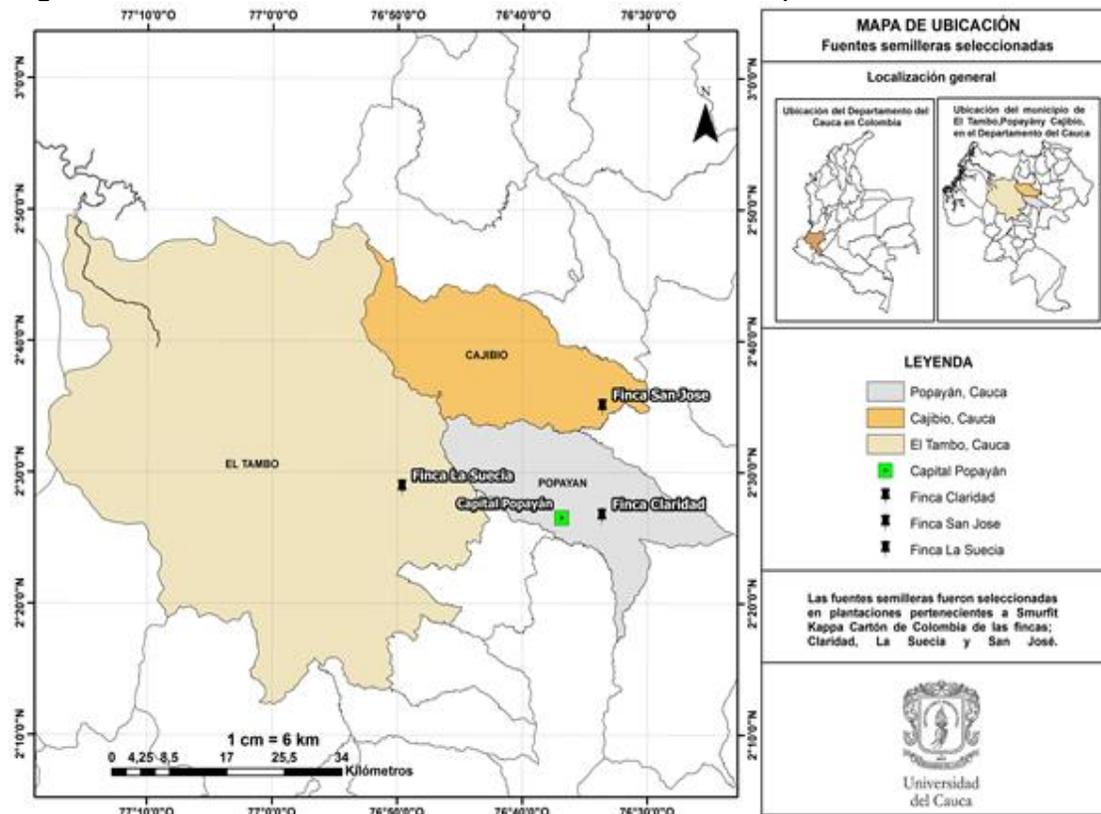
La biomasa corresponde a la materia orgánica fijada por las plantas a través de la fotosíntesis. Un método directo y sencillo de cuantificación de la biomasa, es la estimación del peso seco del material (Arana *et al.*, 2012). Para la estimación del peso las plántulas, se secan dentro de un horno a 65° durante 48h y se pesan en una balanza analítica (AOSA, 1983). Este método permite estimar el carbono total capturado por la planta. La producción de biomasa aérea y radical se obtiene como un promedio de cada órgano estudiado (Sánchez *et al.*, 2011).

## 2. METODOLOGÍA

### 2.1 LOCALIZACIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO

Las semillas de *R. rospigliosii* empleadas en el presente estudio, se recolectaron de tres plantaciones pertenecientes a la empresa Smurfit Kappa Cartón de Colombia, ubicadas en la meseta de Popayán y el municipio de El Tambo Cauca, en las fincas La Suecia, Claridad y San José (Figura 1). La meseta de Popayán se encuentra localizada en la parte central del departamento del Cauca; está comprendida entre las cordilleras Central y Occidental y tiene una precipitación promedio anual de 1720 mm (IGAC, 1971). Dentro de la clasificación de zonas de vida de Holdridge, se encuentra dentro de la formación bosque húmedo premontano (bh-PM) (Holdridge, 1967). Por su parte, el Municipio de El Tambo se encuentra ubicado al sur-occidente del país, sobre la cordillera Occidental y presenta una altura promedio de 1745 msnm; las zonas de vida que predominan en la región son bosque muy húmedo montano bajo (bmh - MB) y bosque muy húmedo pre montano (bmh- PM) (Yanibe & Urresty, 2018).

Figura 1. Localización del sitio de estudio, fase de campo



La evaluación de la germinación se realizó en el vivero Los Robles, ubicado en la finca La Rejoja de propiedad de la Universidad del Cauca (2°31'00" N y 76°35'32" W), localizada en el kilómetro 3 del corregimiento de la Rejoja en Popayán, Cauca. El vivero se encuentra a una altitud de 1783 msnm, la temperatura media es de 17.8°C y la precipitación media anual es de 1941 mm (Climate-Data-ORG, 2017).

## 2.2 COLECTA Y ALMACENAMIENTO DE LAS SEMILLAS

**2.2.1 Fuentes identificadas.** Se seleccionaron individuos ubicados en estado productivo que cumplieran parámetros técnicos como tamaño del árbol, forma de fuste y estado fitosanitario, considerando una distancia de 9m entre cada individuo.

**2.2.2 Recolección de semillas.** La recolección de semillas se realizó en el mes de febrero, directamente sobre el suelo seleccionando aquellas que tuvieran la testa o cubierta de color amarillo - naranja, debido a que presentaban el mejor estado de maduración (Figura 2), según las pruebas de corte para verificar el estado del embrión, como se describirá más adelante.

Figura 2. Semillas de *Retrophyllum rospigliosii* recolectadas en el estudio



**2.2.3 Desinfección de semillas.** Una vez recolectadas, las semillas fueron desinfectadas con una solución de hipoclorito de sodio a una concentración de 2%, durante un periodo de 30 minutos.

**2.2.4 Almacenamiento.** Las semillas fueron almacenadas en recipientes plásticos con aserrín y se regaron con agua una vez por semana, con el fin de asegurar el contenido de humedad necesario para mantenimiento. El tiempo de almacenamiento de las semillas en los recipientes fue de 25 días.

## 2.3 ANÁLISIS DE CALIDAD

Las pruebas correspondientes al análisis de calidad de las semillas fueron realizadas en el Laboratorio de Semillas y en el Laboratorio de Biotecnología de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad del Cauca.

Para la selección de la muestra, de los 3 contenedores correspondientes a cada procedencia, se tomaron 3 muestras primarias para el análisis de calidad.

**2.3.1 Análisis de pureza.** Esta prueba se realizó mediante la selección manual de una muestra aleatoria de semillas y su separación en material puro y elementos inertes. Dichos materiales se pesaron y se registraron los datos obtenidos, para posteriormente calcular el porcentaje de pureza de la semilla (ASTS, 2016) (ver ecuación 4).

$$\% \text{ pureza} = \frac{\text{peso de la semilla pura}}{\text{peso total de la muestra}} * 100 \quad (\text{Ec. 5})$$

**2.3.2 Peso de mil semillas.** Se tomó una muestra de semillas puras divididas en ocho réplicas de 100 semillas cada una y se calculó varianza, desviación estándar y coeficiente de variación (Ecuaciones 1 a 3). Para calcular el peso de 1000 semillas, se multiplicó la media del peso por 10 (ASTS, 2016).

**2.3.3 Determinación del contenido de humedad por el método del horno.** Se colocaron las semillas trituradas en una caja de Petri, se tomó el peso inicial y luego fueron llevadas al horno, manteniendo una temperatura entre 101–105 °C durante 18h aproximadamente. Después de enfriar, se pesó el recipiente con su contenido y se registraron los datos para cada procedencia.

$$CH: \frac{\text{peso inicial} - \text{peso seco}}{\text{peso inicial}} * 100 \quad (\text{Ec. 6})$$

**2.3.4 Prueba de germinación.** Se tomaron al azar 400 semillas y se separaron en cuatro grupos de 100 semillas, cada uno de los cuales se ubicó en una bandeja con papel absorbente a un espaciamiento de 2 cm, evitando el contacto entre ellas. Se obtuvieron los datos de germinación y se calculó el porcentaje de germinación (Ver ecuación 4).

**2.3.5 Prueba de corte.** Se realizó un corte longitudinal a la semilla, exponiendo la condición del embrión mediante su formación y coloración natural. A partir de la coloración observada en el corte, se determinó la siguiente clasificación:

1. Semilla en buen estado: aquella que presentaba un saco embrionario sano y tegumento interno rosa en tonalidades claras.
2. Semilla en regular estado: aquella con saco embrionario sano, tegumento interno con pocas coloraciones necróticas, amarillas o cafés.
3. Semilla en mal estado: aquellas que presentaron saco embrionario seco o ausente, y tegumento interno necrótico o café.

Para la realización de esta prueba se tomó una submuestra de 30 semillas por cada procedencia, se separaron las semillas según su estado físico y se calcularon los porcentajes individuales (ver Figura 3).

Figura 3. Clasificación del estado de las semillas de *Retrophyllum rospigliosii*



## 2.4 FASE VIVERO Y ANÁLISIS DE GERMINACIÓN

**2.4.1 Diseño experimental.** El diseño experimental implementado fue de parcelas subdivididas mediante un arreglo combinatorio de tres factores: sustratos (S), tratamientos pregerminativos (T) y procedencias (P). Para cada sustrato se consideraron 330 semillas (factor principal), un total de 66 semillas por tratamiento pregerminativo (factor subparcela), y 22 semillas por procedencia (factor sub-subparcela). Se consideraron tres repeticiones para un total final de 1980 semillas para el estudio (Figura 4).

Figura 4. Diseño del experimento donde se evaluó la germinación de *Retrophyllum rospigliosii*

Repetición 1						(S1P1T1) 22 semillas por sub - parcela
S1P1T1	S1P2T1	S1P3T1	S2P1T1	S2P2T1	S2P3T1	
S1P1T2	S1P2T2	S1P3T2	S2P1T2	S2P2T2	S2P3T2	
S1P1T3	S1P2T3	S1P3T3	S2P1T3	S2P2T3	S2P3T3	
S1P1T4	S1P2T4	S1P3T4	S2P1T4	S2P2T4	S2P3T4	
S1P1T5	S1P2T5	S1P3T5	S2P1T5	S2P2T5	S2P3T5	
Repetición 2						
S1P1T1	S1P2T1	S1P3T1	S2P1T1	S2P2T1	S2P3T1	
S1P1T2	S1P2T2	S1P3T2	S2P1T2	S2P2T2	S2P3T2	
S1P1T3	S1P2T3	S1P3T3	S2P1T3	S2P2T3	S2P3T3	
S1P1T4	S1P2T4	S1P3T4	S2P1T4	S2P2T4	S2P3T4	
S1P1T5	S1P2T5	S1P3T5	S2P1T5	S2P2T5	S2P3T5	
Repetición 3						
S1P1T1	S1P2T1	S1P3T1	S2P1T1	S2P2T1	S2P3T1	
S1P1T2	S1P2T2	S1P3T2	S2P1T2	S2P2T2	S2P3T2	
S1P1T3	S1P2T3	S1P3T3	S2P1T3	S2P2T3	S2P3T3	
S1P1T4	S1P2T4	S1P3T4	S2P1T4	S2P2T4	S2P3T4	
S1P1T5	S1P2T5	S1P3T5	S2P1T5	S2P2T5	S2P3T5	

\* Factores: sustratos (S), tratamientos pregerminativos (T) y procedencias (P).

**2.4.2 Sustratos.** Para la evaluación de la germinación, se utilizaron dos sustratos: El primero compuesto de tierra negra rica en materia orgánica y arena de río (fina); y el segundo compuesto de aserrín. Ambos sustratos tuvieron una base filtrante conformada por material de piedra triturada (grava) de referencia  $\frac{3}{4}$ " (ver Figura 5).

S1: Tierra + Arena

S2: Aserrín

**2.4.2.1 Desinfección del sustrato.** La tierra, la arena y el aserrín se desinfectaron con agua hirviendo, para evitar la posterior aparición de enfermedades en las semillas. Posteriormente, se cubrió la superficie tratada con un plástico durante 24 horas para mantener la temperatura del suelo el mayor tiempo posible.

**2.4.2.2 Disposición de los sustratos en el germinador.** Los sustratos se distribuyeron sobre dos camas germinadoras de 4,86 m de longitud y 1.05 m de ancho, elevadas a 1.20 m del suelo (Figura 8). En la base del germinador se dispuso sólido triturado formando una capa de 4 cm, la cual permitió la absorción y evacuación de excesos de agua. Posteriormente, se distribuyeron los sustratos de la siguiente forma:

Sustrato 1 (S1): cama (1.215 m x 1.05 m) de 20 cm formada por 10 cm de tierra (cama baja) junto con 10 cm de arena (cama alta).

Sustrato 2 (S2): una cama (1.215 m x 1,05 m) con 20 cm de aserrín.

Figura 5. Establecimiento de sustratos y subparcelas en germinadores para evaluar la germinación de *Retrophyllum rospigliosii*



**2.4.3 Procedencias.** Se consideraron tres lugares de origen del material vegetal, como se mencionó previamente, que se designaron como P1 a la Finca Claridad (Popayán, Cauca), P2 a la Finca La Suecia (El Tambo, Cauca), y P3 a la Finca San José (Cajibío, Cauca).

El material genético correspondiente a cada una de las procedencias provino de las siguientes localidades:

P1 (Claridad): Mesitas del Colegio (Cundinamarca), municipios de Jericó, Caramanta y Támesis (Antioquia) y Tona (Santander).

P2 (La Suecia): Municipio de Támesis (Antioquia), finca La Playa.

P3 (San José): Suroriente Antioqueño.

**2.4.4 Tratamientos pregerminativos.** Una vez recolectadas las semillas de cada procedencia, se asignaron a estos cinco tratamientos pregerminativos (T1, T2, T3, T4, T5) (Figura 6).

T1: Escarificación mecánica completa (eliminación del 100% de la testa).

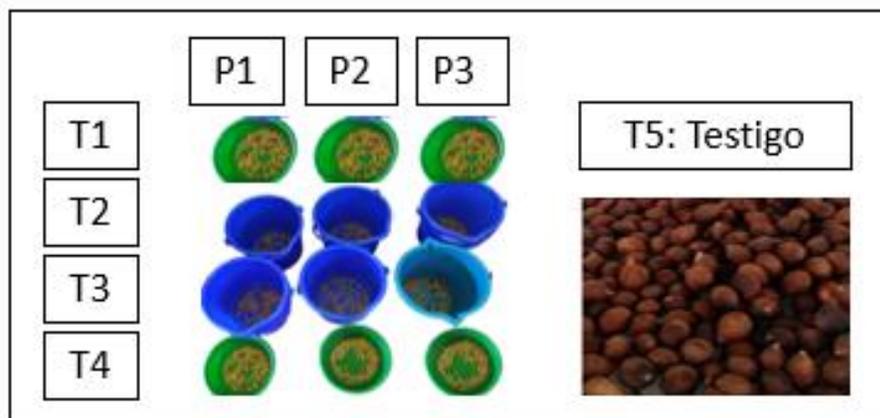
T2: Escarificación mecánica completa + estimulante (citoquinina, 0,091 g/l + ácido giberélico (GA<sub>3</sub>) 0,051 g/L + ácido indol-3-butírico (IBA) 0,051 g/L).

T3: Escarificación mecánica completa + ácido indolacético aplicado a una concentración de 150 mg/L (pureza del 90%).

T4: Escarificación mecánica completa + ácido giberélico aplicado a una concentración de 250 mg/L (pureza del 90%).

T5: Testigo.

Figura 6. Tratamientos pregerminativos aplicados a semillas de *Retrophyllum rospigliosii*.

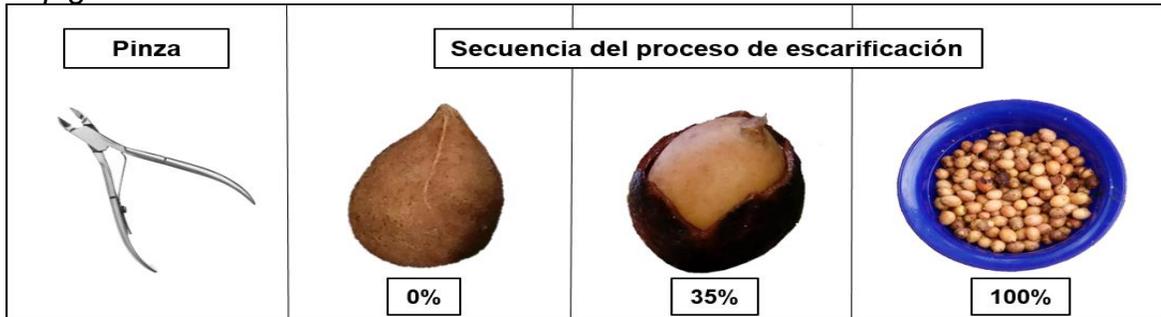


#### 2.4.5 Descripción de los tratamientos.

T1: Escarificación mecánica completa (eliminación del 100% de la testa). Se realizó escarificación manual de las semillas utilizando pinzas, alicate, corta cutícula,

permitiendo quebrar y retirar completamente la testa o tegumento externo de las de las semillas (Figura 7).

Figura 7. Proceso de escarificación realizado a las semillas de *Retrophyllum rospigliosii*



T2: Escarificación mecánica completa + estimulante (citoquinina, 0,091 g/l + ácido giberélico (GA<sub>3</sub>) 0,051 g/L + ácido indol-3-butírico (IBA) 0,051 g/L). Se realizó inmersión de las semillas previamente escarificadas en 0,695 ml de estimulante en un litro de agua durante un periodo de 48 horas.

T3: Escarificación mecánica completa + ácido indolacético. Se disolvieron 150 miligramos de ácido indolacético al 90% en un litro de agua y posteriormente se introdujeron las semillas en el líquido durante 48 horas.

T4: Escarificación mecánica completa + ácido giberélico. Se aplicó una concentración de 250 miligramos de ácido giberélico al 90% en un litro de agua y posteriormente se introdujeron las semillas en el líquido durante 48 horas.

T5: Testigo. Este tratamiento se caracterizó por no incluir ningún tipo de estimulantes hormonales ni afectación mecánica a las semillas.

**2.4.6 Siembra.** Con los sustratos (S1, S2) dispuestos en el germinador, se procedió a dividir el germinador en 15 sub parcelas de 40,5 cm x 21 cm, donde se identificó cada procedencia (P1, P2, P3) por columna y los tratamientos por filas (T1, T2, T3, T4, T5). En total, se consideraron 90 sub parcelas en el experimento dadas las tres repeticiones (Figura 8).

Figura 8. Diseño de sub parcelas en el germinador

	Repetición						1.50 m
	S1			S2			
	P1	P2	P3	P1	P2	P3	
T1	1	...	...	1	...	...	
T2	...	...	...	...	...	...	
T3	...	...	...	...	...	...	
T4	...	...	...	...	...	...	
T5	...	...	15	...	...	15	
2.43 m							

En cada subparcela se sembraron 22 semillas, con un distanciamiento de 2cm aproximadamente y una profundidad de 2 cm (para evitar que el riego destapara las semillas). Posteriormente, se marcó la ubicación de cada semilla mediante el uso de palillos de madera para obtener un control más preciso de la germinación. El riego se programó en horas de la mañana y tarde para contar con un sustrato húmedo y sin excesos (Figura 9).

Figura 9. Siembra de semillas de *Retrophyllum rospigliosii*



**2.4.7 Manejo de luz.** Con el fin de reducir la luminosidad natural y proteger los germinadores del impacto directo de la lluvia, se instalaron dos capas de poli sombra con un porcentaje de luminosidad del 65% sobre cada germinador: la primera a 2.30 m de altura y la otra justo sobre los germinadores (Figura 10).

Figura 10. Disposición de poli sombra para disminuir luminosidad natural en vivero



**2.4.8 Monitoreo de germinación.** Se realizaron visitas al vivero con un intervalo de 3 a 4 días, donde se revisaron las condiciones de la siembra, sustrato, riego y emergencia de plántulas, llevando el respectivo registro.

**2.4.9 Evaluación de germinación.** Las variables analizadas en el estudio, fueron la potencia germinativa y la germinación media; la primera se refiere al porcentaje de germinación total al finalizar el ensayo y, la segunda, al número de días que transcurrieron hasta que se alcanzó el 50% de la germinación para cada unidad experimental.

## **2.5 DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE BIOMASA EN PLÁNTULAS**

En cada subparcela de sustrato-procedencia-tratamiento, se registraron las plántulas durante los 30 días primeros días de emergencia. Posteriormente, cada individuo fue extraído del germinador y depositado en una bolsa plástica de cierre hermético (14 cm de alto x 10 cm de ancho) adecuadamente rotulada según tratamiento. Cada bolsa fue almacenada en una nevera a temperatura de 4°C para conservar las propiedades del espécimen, mientras se realizaba su toma de peso seco (Figura 11).

Figura 11. Almacenamiento y empaque de plántulas de *Retrophyllum rospigliosii*



A cada plántula se le midió la biomasa aérea y radicular; se realizó un corte a la altura del cuello de la raíz para separar biomasa aérea y radicular y se llevaron al horno de secado durante 48 horas, a una temperatura constante de 65°C. Posteriormente se pesaron separadamente la parte aérea y radicular (Figura 12).

Figura 12. Proceso de corte de plántulas para medición de biomasa aérea y radicular



## 2.6 ANÁLISIS ESTADÍSTICO DE LOS RESULTADOS DE GERMINACIÓN Y BIOMASA

El diseño del estudio corresponde a parcelas subdivididas. Se analizó mediante un modelo lineal mixto para evaluar el efecto de los diferentes tratamientos pregerminativos en la germinación, la velocidad de germinación de las semillas y la biomasa de las plántulas. Los tratamientos pregerminativos, los lugares de origen de las semillas, los sustratos y las interacciones se consideraron como factores fijos, las parcelas y subparcelas se trataron como factores aleatorios. Los mejores modelos se seleccionaron de acuerdo con el criterio de información de Akaike (AIC, Akaike Information Criteria), donde el valor inferior indicó un mejor modelo (Zuur *et al.*, 2009) y los efectos se consideraron significativos con  $p \leq 0.05$ . Finalmente, las diferencias en los valores de crecimiento debido a los diferentes tratamientos

pregerminativos se evaluaron usando comparaciones múltiples de medias. Los análisis del modelo lineal mixto se realizaron utilizando la función "lme" del paquete "nlme" del programa R 3.1.1 (Pinheiro *et al.*, 2015).

El modelo de regresión implementado en el diseño experimental fue el siguiente:

$$y_{ijkl} = \mu + \rho_l + \alpha_i + (Pp)_{il} + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + (Sp)_{ijl} + \gamma_k + (\alpha\gamma)_{ik} + (\beta\gamma)_{jk} + (\alpha\beta\gamma)_{ijk} + (Ssp)_{ijkl}$$

en donde:  $i = 1 \dots a$ ,  $j = 1 \dots b$ ,  $k = 1 \dots c$ ,  $l = 1 \dots r$

$\mu$ : media general de la población

$\rho_l$ : efecto del  $l$ -ésimo bloque

$\alpha_i$ : efecto del  $i$ -ésimo nivel del factor sustrato

$(Pp)_{il}$ : error entre parcelas principales

$\beta_j$ : efecto del  $j$ -ésimo nivel del factor tratamiento pregerminativo

$(\alpha\beta)_{ij}$ : interacción entre los factores sustrato y tratamiento pregerminativo

$(Sp)_{ij}$ : error entre subparcelas

$\gamma_k$ : efecto del  $k$ -ésimo nivel del factor procedencia

$(\alpha\gamma)_{ik}$ : interacción entre los factores sustrato y procedencia

$(\beta\gamma)_{jk}$ : interacción entre los factores tratamiento pregerminativo y procedencia

$(\alpha\beta\gamma)_{ijk}$ : interacción entre los factores, tratamiento pregerminativo y procedencia

$(Ssp)_{ijkl}$ : error entre sub-subparcela

### 3. RESULTADOS

#### 3.1 CARACTERIZACIÓN BIOFÍSICA

Las tres procedencias se encuentran dentro del rango altitudinal óptimo para el desarrollo de la especie (reportado entre 1650 a 3750 msnm). Las variables temperatura y precipitación se encuentran dentro del rango óptimo para las tres procedencias; (1500 a 2500 mm) (Cueva et al., 2013) (Tabla 1).

Tabla 1. Caracterización biofísica de las procedencias

	<b>La Suecia (municipio del Tambo, Cauca)</b>	<b>Claridad (municipio de Popayán, Cauca)</b>	<b>San José (municipio de Cajibío, Cauca)</b>
<b>Latitud</b>	2°28'0"	2°26'0"	2°35'5"
<b>Longitud</b>	76°48'30"	76°35'0"	76°33'38"
<b>Altitud</b>	1755	1905	1836
<b>Precipitación media anual (mm)</b>	2255	2040	2190
<b>Temperatura media anual (°C)</b>	19	19	19
<b>Área plantada (ha)</b>	12	1	0,034
<b>Espaciamiento (m)</b>	3X3	3,5X3,5	5
<b>Diámetro promedio (m)</b>	0,21	0,28	0,50
<b>Altura promedio (m)</b>	12,5	13,2	17,14
<b>Área basal (m<sup>2</sup>)</b>	0,034	0,065	0,198
<b>Área basal del rodal (m<sup>2</sup>/ha)</b>	37,774	53,061	7,128
<b>Edad de plantación (años)</b>	23	24	23
<b>Procedencias</b>	Támesis (Antioquia)	Mesitas del colegio (Cundinamarca), Jericó, Caramanta, Támesis (Antioquia), Tona (Santander)	Támesis (Antioquia)

Fuente: Los datos correspondientes a las fincas Claridad y La Suecia, se obtuvieron de bases de datos de Smurfit Kappa Cartón de Colombia (SKCC), los de San José correspondieron a fuente propia.

La procedencia La Suecia, presenta una densidad correspondiente a 1111 árboles/ha; se conoce que, en esta procedencia, se realizaron dos estudios de investigación, uno de ellos relacionado con la respuesta a nivel de nutrientes de fertilizantes como boro y urea en diferentes concentraciones y el otro estudio estuvo

relacionado con la respuesta a diferentes manejos de densidades (Ensayo Cenicafé y Smurfit Kappa).

La densidad para la procedencia Claridad, es de 816,32 árboles/ha. Dicha procedencia fue establecida para evaluar la respuesta germinativa de diferentes procedencias de la especie (Tabla 1).

Los árboles establecidos en la Finca San José se plantaron con fines de protección y consta de 36 individuos que se distribuyen a 5 metros de distancia entre cada uno, en una longitud de 185 m alrededor de la finca.

### 3.2 CALIDAD DE LAS SEMILLAS

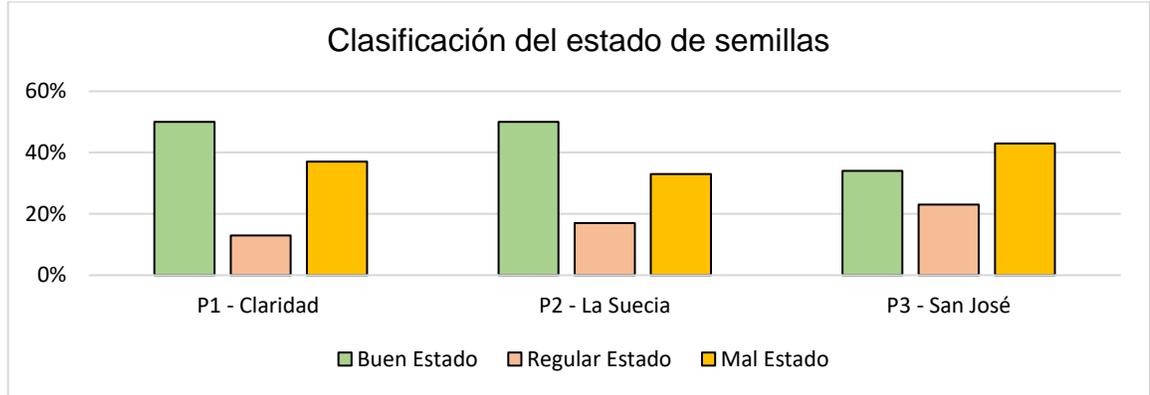
**3.2.1. Viabilidad de las semillas.** Las procedencias 1 y 2 (Claridad y La Suecia) fueron las que presentaron el mayor porcentaje de semillas en buen estado, mientras que la procedencia 3 (San José) presentó el mayor número de semillas en regular y mal estado (Tabla 2 y Figura 13). Los mejores resultados indican que la viabilidad de las semillas obtuvo los mejores resultados la procedencia 2 (La Suecia) con un porcentaje de germinación en laboratorio del 28% y a su vez, esta procedencia, presenta las mejores condiciones para la germinación, con un 50% de estas semillas en buen estado, 17% de semillas un regular estado y un 33% en mal estado (Tabla 2).

Dentro de los rangos reportados por Cueva, (2016), el porcentaje de germinación puede alcanzar valores entre el 50 al 80%.

Tabla 2. Resultados de la prueba de viabilidad de semillas de *Retrophyllum rospigliosii* por el método de corte.

Procedencia	Finca	Germinación (%)	Clasificación		
			Buen estado	Regular estado	Mal estado
P1	Claridad	21	50 (%)	13 (%)	37 (%)
P2	La Suecia	28	50 (%)	17 (%)	33 (%)
P3	San José	11	34 (%)	23 (%)	43 (%)

Figura 13. Clasificación del estado de semillas de *Retrophyllum rospigliosii*.



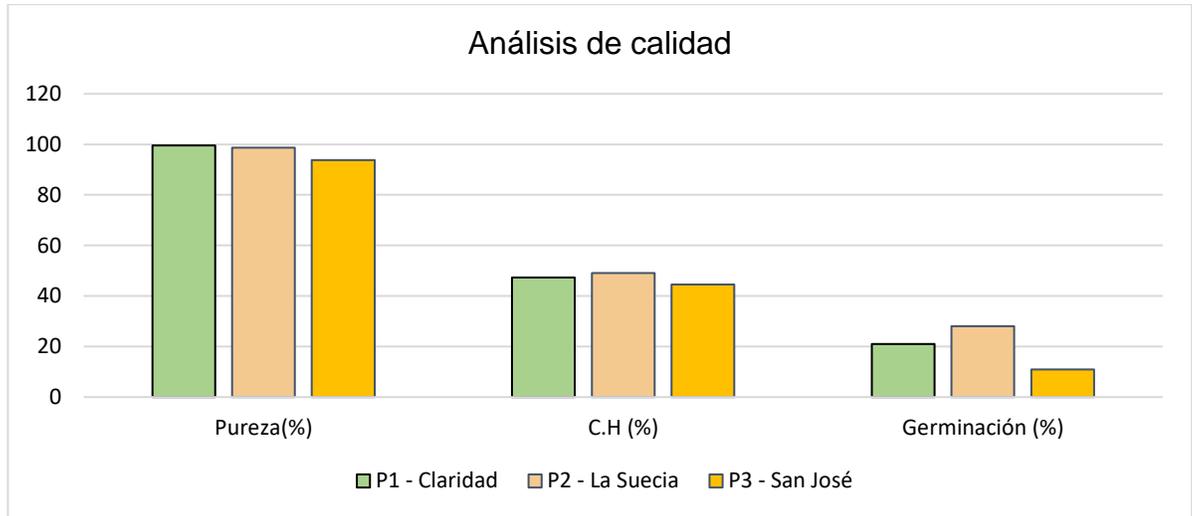
Los datos obtenidos para la germinación, concuerdan con estudios realizados por Lamprecht y Liscano (1957) donde reportan que las semillas provistas de testa carnosa, como las de *R. rospigliosii*, germinan deficientemente (21%) sin ningún tipo de tratamiento.

**3.2.2. Peso y contenido de humedad.** Las semillas de la procedencia La Suecia, corresponden a aquellas con mayor contenido de humedad (49%), y a su vez se relaciona con el mayor el número de semillas por Kg (637). El porcentaje de pureza no presentó variaciones para las tres plantaciones (Tabla 3, Figura 14).

Tabla 3. Resultados de pureza, peso y contenido de humedad de semillas de *Retrophyllum rospigliosii*.

Procedencia	Finca	Pureza (%)	Peso 1000 semillas (g)	No. semillas por kg	C.H (%)
P1	Claridad	99,54	1776	566	47,36
P2	La Suecia	98,73	1613	637	49,11
P3	San José	93,73	1567	619	44,59

Figura 14. Resultados de análisis de calidad de las semillas de *Retrophyllum rospigliosii*.



Según King y Roberts, citado por Fernández y Johnston (2000), el contenido de humedad de las semillas recalcitrantes como *R. rospigliosii* se debe mantener en un rango no menor al 30% debido a que puede afectar características como viabilidad, peso de las semillas y posteriormente, disminuir su capacidad germinativa.

Los resultados obtenidos en la prueba de calidad, son semejantes a los datos citados en la literatura. Ceballos *et al.* (2007) reportan una pureza del 98% y 669 semillas por kg, mientras Cueva (2016) reporta una pureza del 99,6%, un peso de 1725 g para 1000 semillas y 579 semillas por kg.

### 3.3 GERMINACIÓN EN VIVERO

**3.3.1 Porcentaje de germinación.** Mediante los resultados del análisis de varianza, se identificó que las procedencias y los tratamientos pregerminativos presentaron efectos significativos ( $p < 0,05$ ) en el porcentaje de germinación; mientras que las interacciones entre tratamientos pregerminativos, sustratos y procedencias no presentaron efectos significativos en esta variable (Tabla 4).

Tabla 4. Resumen correspondiente al porcentaje de germinación de semillas de *Retrophyllum rospigliosii*.

Factor	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	Valor de F	Valor de P	
<b>Sustratos</b>	574	574	2,615	0,111	
<b>Procedencias</b>	11808	5904	26,901	< 0.001	***
<b>Tratamientos</b>	14147	3537	16,116	< 0.001	***
<b>Sustratos: Procedencias</b>	612	306	1,394	0,256	
<b>Sustratos: Tratamientos</b>	259	65	0,296	0,880	
<b>Procedencias: Tratamientos</b>	2281	285	1,299	0,261	
<b>Sustratos: Procedencias: Tratamientos</b>	965	121	0,550	0,814	
<b>Residuales</b>	13168	219			

El mayor porcentaje de germinación se presentó en el sustrato 2 (aserrín), procedencia 2 (La Suecia), tratamientos 2 (escarificación mecánica más estimulante) y 4 (escarificación mecánica más ácido giberélico), con un porcentaje del 84,84 %. Dentro de los tratamientos pregerminativos evaluados se observó que en aquellos que involucraron la remoción de la testa (tratamientos 1 al 4) se alcanzaron valores de germinación entre el 33,33 y el 84,84%, mientras que en las semillas con testa (tratamiento 5, testigo) se alcanzaron valores entre el 22,72 y el 46,97% (Tabla 5).

Mediante la prueba de Student Newman Keuls al 5%, se identificaron diferencias significativas en el sustrato 2, para la procedencia 2 entre los tratamientos 2 y 4 respecto al tratamiento 5 y entre los tratamientos 2 y 5 para la procedencia 3 (Tabla 5).

Tabla 5. Promedios y variaciones de la variable porcentaje de germinación de *Retrophyllum rospigliosii* para cada sustrato, procedencia y tratamiento.

Sustrato	Procedencia	Tratamiento	Germinación promedio (%)	Coefficiente de variación (%)	Diferencias entre tratamientos
S1	P1	T1	39,394	40,522	bcde
		T2	63,636	31,135	abcd
		T3	54,545	22,048	abcde
		T4	68,182	17,638	abc
		T5	31,818	14,286	cde
	P2	T1	66,667	27,555	abcd
		T2	83,333	17,534	a
		T3	77,273	25,641	ab
		T4	80,303	8,646	a
		T5	46,970	14,783	abcde
	P3	T1	33,333	69,976	cde
		T2	59,091	27,735	abcde
		T3	37,879	85,135	bcde
		T4	31,818	42,857	cde
		T5	22,727	20,000	e
S2	P1	T1	63,636	7,143	abcd
		T2	56,061	30,697	abcde
		T3	54,545	46,398	abcde
		T4	66,667	10,415	abcd
		T5	33,333	51,626	cde
	P2	T1	66,667	14,193	abcd
		T2	84,848	17,221	a
		T3	75,758	12,490	ab
		T4	84,848	17,221	a
		T5	40,909	29,397	bcde
	P3	T1	39,394	29,038	bcde
		T2	75,758	3,464	ab
		T3	53,030	9,897	abcde
		T4	50,000	31,492	abcde
		T5	27,273	28,868	de

Letras distintas indican diferencias estadísticas entre promedios. Prueba Student Newman Keuls (SNK) al 5%. S1: (Tierra más arena); S2:(Aserrín). P1: (Claridad); P2 (La Suecia); P3 (San José). T1: (Escarificación mecánica); T2: (Escarificación mecánica más estimulante); T3: (Escarificación mecánica más ácido indolacético); T4: (Escarificación mecánica más ácido giberélico); T5: (Testigo).

En cuanto a los sustratos, se logró observar un comportamiento similar en el porcentaje de germinación tanto para el S1 (tierra más arena) como para el S2 (aserrín) en el tratamiento 2, donde se alcanzaron valores del 68,68 y 72,22%. El tratamiento 5 (testigo), alcanzó un porcentaje de germinación del 33,83% para el S1 y para el S2. (Tabla 6, Figura 15).

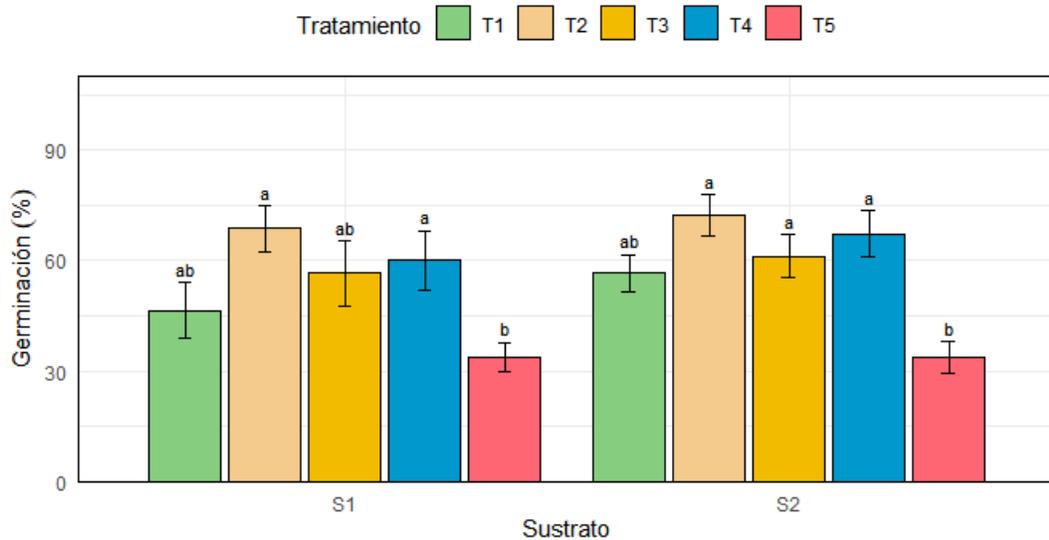
Se identificó que para el sustrato 1 hubo diferencias significativas entre los tratamientos 2 y 4 respecto al tratamiento 5 y en el sustrato 2 hubo diferencias significativas entre los tratamientos 2 al 4 respecto al tratamiento 5 (Tabla 6).

Tabla 6. Promedios y variaciones de la variable porcentaje de germinación de *Retrophyllum rospigliosii* para cada sustrato y tratamiento.

Sustrato	Tratamiento	Germinación promedio (%)	Coefficiente de variación (%)	Diferencias entre tratamientos
S1	T1	46,465	49,103	ab
	T2	68,687	26,971	a
	T3	56,566	46,356	ab
	T4	60,101	39,801	a
	T5	33,838	34,320	b
S2	T1	56,566	26,685	ab
	T2	72,222	23,642	a
	T3	61,111	28,834	a
	T4	67,172	28,060	a
	T5	33,838	37,462	b

Letras distintas indican diferencias estadísticas entre promedios. Prueba Student Newman Keuls (SNK) al 5%. S1: (Tierra más arena); S2: (Aserrín). T1: (Escarificación mecánica); T2: (Escarificación mecánica más estimulante); T3: (Escarificación mecánica más ácido indolacético); T4: (Escarificación mecánica más ácido giberélico); T5: (Testigo).

Figura 15. Porcentaje de germinación en factor de sustrato



S1: Sustrato 1 (tierra más arena); S2: Sustrato 2 (aserrín)

La procedencia en la cual se alcanzaron los valores más altos de germinación fue P2 (La Suecia), donde el tratamiento 2 (escarificación más estimulante) alcanzó el valor máximo con 84,09%. Se alcanzó un porcentaje de germinación del 67,42 % en el tratamiento 4 (escarificación más estimulante) para la procedencia 1 (Claridad) y en el tratamiento 2 (escarificación más ácido giberélico) para la procedencia 3

(San José). El tratamiento 5 (testigo) alcanzó su valor máximo en la procedencia 2 (La Suecia) con un valor del 43,9 % y su valor mínimo en la procedencia San José con un valor del 25% (Tabla 7 y Figura 16).

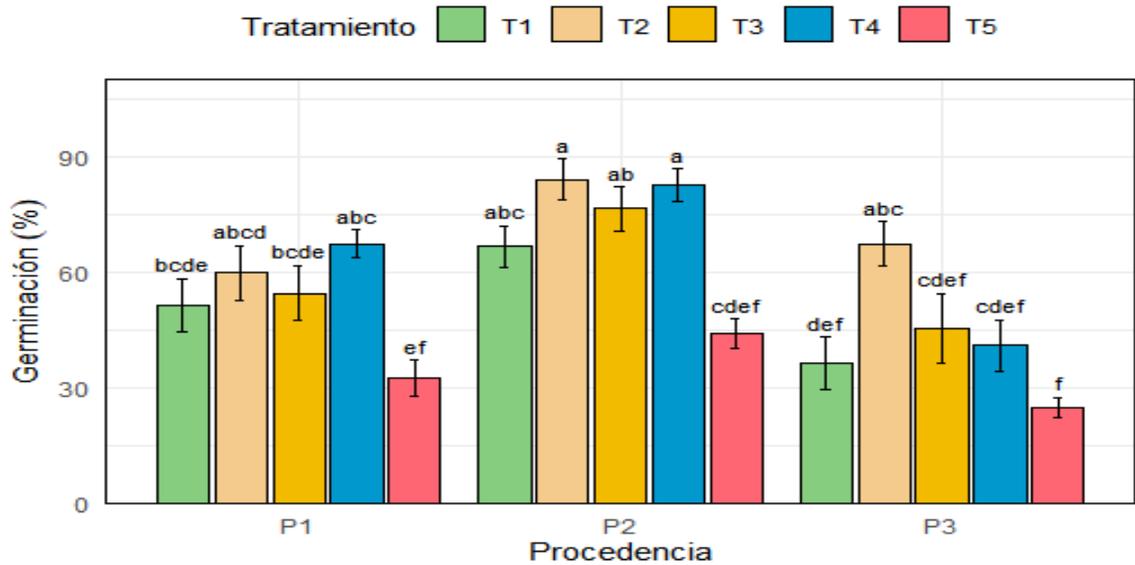
De acuerdo a los resultados obtenidos por la prueba Student Newman Keuls, se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos 2 y 4 respecto al tratamiento 5 en la procedencia 1 y en los tratamientos 2, 3 y 4 respecto al tratamiento 5 para la procedencia 2 (Tabla 7).

Tabla 7. Promedios y variaciones de la variable porcentaje de germinación de *Retrophyllum rospigliosii* para cada procedencia y tratamiento

Procedencia	Tratamiento	Germinación promedio (%)	Coefficiente de variación (%)	Diferencias entre tratamientos
P1	T1	51,515	32,857	bcde
	T2	59,848	28,586	abcd
	T3	54,545	32,489	bcde
	T4	67,424	13,084	abc
	T5	32,576	34,650	ef
P2	T1	66,667	19,604	abc
	T2	84,091	15,573	a
	T3	76,515	18,181	ab
	T4	82,576	12,752	a
	T5	43,939	21,368	cdef
P3	T1	36,364	46,098	def
	T2	67,424	20,633	abc
	T3	45,455	48,990	cdef
	T4	40,909	40,369	cdef
	T5	25,000	25,062	f

Letras distintas indican diferencias estadísticas entre promedios. Prueba Student Newman Keuls (SNK) al 5%. P1: (Claridad); P2 (La Suecia); P3 (San José). T1: (Escarificación mecánica); T2: (Escarificación mecánica más estimulante); T3: (Escarificación mecánica más ácido indolacético); T4: (Escarificación mecánica más ácido giberélico); T5: (Testigo).

Figura 16. Porcentaje de germinación de *Retrophyllum rospigliosii* en factor de procedencias



T1: Tratamiento 1 (Escarificación mecánica); T2: Tratamiento 2 (Escarificación mecánica más estimulante); T3: Tratamiento 3 (Escarificación mecánica más ácido indolacético); T4: Tratamiento 4 (Escarificación mecánica más ácido giberélico); T5: Tratamiento 5 (Testigo). P1: Procedencia 1 (Claridad); P2: Procedencia 2 (La Suecia); P3: Procedencia 3 (San José).

Los datos de porcentaje de germinación alcanzados fueron superiores a los señalados por Cueva *et al.* (2013) para *R. rospigliosii*, con valores de germinación de hasta el 70% en semillas escarificadas, y en *Podocarpus usambarensis* donde las semillas escarificadas completamente alcanzaron una germinación de hasta el 80% (Chamshama y Downs, 1982). Se considera que los resultados obtenidos concuerdan con la necesidad de utilizar tratamientos pregerminativos con el fin de facilitar e incrementar el proceso de germinación y reducir el periodo de emergencia de los embriones (Lamprech y Liscano, 1957).

**3.3.2 Tiempo medio de germinación.** Se encontró que el sustrato, la procedencia y los tratamientos pregerminativos, afectaron significativamente el tiempo medio de germinación ( $p < 0,05$ ), mientras que las interacciones entre estos factores no presentaron ningún efecto significativo en dicha variable (Tabla 8).

Tabla 8. Resumen correspondiente al tiempo medio de germinación de *Retrophyllum rospigliosii*.

Factor	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	Valor de F	Valor de P	
Sustratos	1161	1161	12,464	< 0.001	***
Procedencias	1590	795	8,532	< 0.001	***
Tratamientos	57227	14307	153,556	< 0.001	***
Sustratos: Procedencias	150	75	0,804	0,452	
Sustratos: Tratamientos	29	7	0,079	0,988	
Procedencias: Tratamientos	526	66	0,706	0,685	
Sustratos: Procedencias: Tratamientos	747	93	1,002	0,443	
Residuales	5590	93			

El tratamiento en el cual las semillas tardaron el menor tiempo en germinar, fue el tratamiento T4 (escarificación mecánica más ácido giberélico) correspondiente a la procedencia 2 (La Suecia) y al sustrato 1 (tierra más arena) con un tiempo de 49 días; mientras el tratamiento en el cual las semillas tardaron más tiempo en germinar fue el T5 (testigo sin escarificación) correspondiente a la procedencia 1 (Claridad) y sustrato 2 (aserrín), con un tiempo promedio de 135 días. Esta variable presentó una variación de 51 a 135 días (Tabla 9).

Según la prueba de SNK al 5%, se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos de las semillas que fueron sometidas a escarificación (T1 al T4) y el tratamiento 5 (testigo); donde los primeros en mención, iniciaron su proceso de germinación entre los 49 y 61 días y en el tratamiento donde no fueron escarificadas, tardaron entre 117 y 135 días en iniciar su germinación (Tabla 9).

Tabla 9. Promedios y variaciones de la variable tiempo medio de germinación de *Retrophyllum rospigliosii* para cada sustrato, procedencia y tratamiento.

Sustrato	Procedencia	Tratamiento	Tiempo medio de germinación (días)	Coefficiente de variación (%)	Diferencias entre tratamientos
S1	P1	T1	58,959	20,965	c
		T2	64,402	17,378	c
		T3	62,637	13,973	c
		T4	62,310	6,005	c
		T5	127,232	8,439	ab
	P2	T1	50,941	16,706	c
		T2	50,120	5,165	c
		T3	56,128	6,027	c
		T4	49,636	11,842	c
		T5	107,450	25,525	b
	P3	T1	50,282	5,558	c
		T2	63,250	18,323	c
		T3	63,836	17,180	c
		T4	62,426	9,258	c
		T5	124,633	10,175	ab
S2	P1	T1	67,180	5,044	c
		T2	58,904	11,951	c
		T3	66,073	24,607	c
		T4	67,485	10,319	c
		T5	135,237	8,678	a
	P2	T1	52,615	11,528	c
		T2	65,209	3,687	c
		T3	62,262	21,382	c
		T4	57,261	5,331	c
		T5	127,732	6,514	ab
	P3	T1	64,931	7,803	c
		T2	75,249	3,131	c
		T3	71,793	3,708	c
		T4	67,622	13,563	c
		T5	122,452	5,468	ab

Letras distintas indican diferencias estadísticas entre promedios. Prueba Student Newman Keuls (SNK) al 5%. S1: (Tierra más arena); S2:(Aserrín). P1: (Claridad); P2 (La Suecia); P3 (San José). T1: (Escarificación mecánica); T2: (Escarificación mecánica más estimulante); T3: (Escarificación mecánica más ácido indolacético); T4: (Escarificación mecánica más ácido giberélico); T5: (Testigo).

El inicio de la germinación fue mayor en el sustrato 1, donde el tratamiento 1 (escarificación mecánica), fue el que tardó menor tiempo en iniciar la germinación (53 días); los tratamientos 2, 3 y 4 tardaron de 58 a 69 días en el sustrato 1 (tierra más arena) y tardaron de 66 a 68 días en el sustrato 2 (aserrín). El tratamiento T5 (testigo) tardó 119 días para el S1 (tierra más arena) y 128 días para el S2 (aserrín) (Tabla 10, Figura 17).

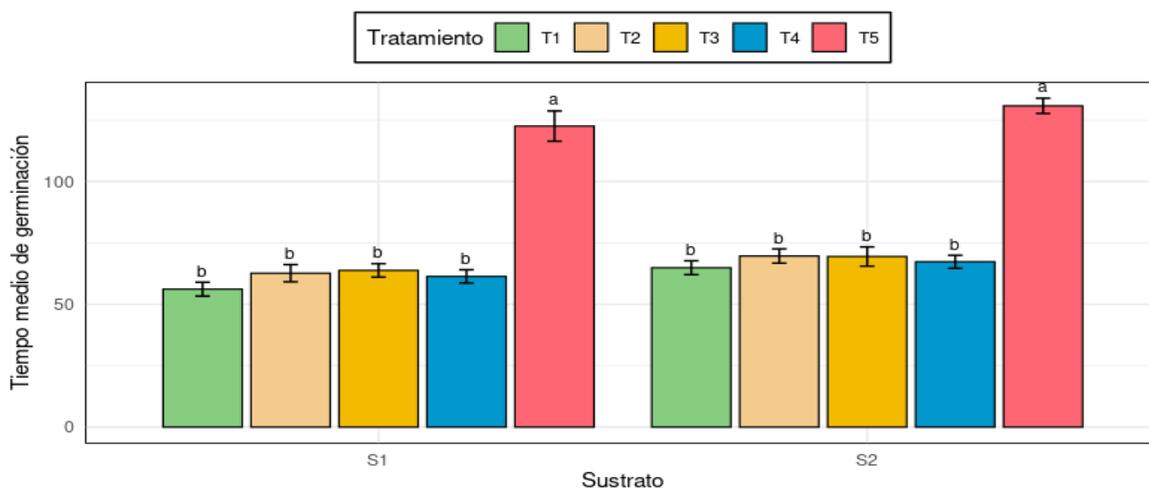
Se presentaron diferencias significativas en el tratamiento 5 (testigo), tanto para el sustrato 1 (tierra más arena), como para el sustrato 2(aserrín) (Tabla 10).

Tabla 10. Tiempo medio de germinación (MGT) para cada sustrato y tratamiento

Sustrato	Tratamiento	Tiempo medio de germinación (días)	Coefficiente de variación (%)	Diferencias entre tratamientos
S1	T1	53,394	16,302	b
	T2	59,257	18,001	b
	T3	60,867	13,244	b
	T4	58,124	13,439	b
	T5	119,772	15,480	a
S2	T1	61,575	13,052	b
	T2	66,454	12,242	b
	T3	66,709	17,054	b
	T4	64,123	12,276	b
	T5	128,474	7,543	a

Letras distintas indican diferencias estadísticas entre promedios. Prueba Student Newman Keuls (SNK) al 5%. S1: (Tierra más arena); S2:(Aserrín). T1: (Escarificación mecánica); T2: (Escarificación mecánica más estimulante); T3: (Escarificación mecánica más ácido indolacético); T4: (Escarificación mecánica más ácido giberélico); T5: (Testigo).

Figura 17. Tiempo medio de germinación de *Retrophyllum rospigliosii* en factor sustratos



S1: Sustrato 1 (tierra más arena); S2: Sustrato 2 (aserrín).

La procedencia que tardó menor tiempo (51 días) en iniciar la germinación fue la procedencia 2 (La Suecia), correspondiente al tratamiento 1 (escarificación); en las otras dos procedencias el inicio de la germinación presentó una variación de 57 a 61 días. El tratamiento T5 (testigo sin escarificación) obtuvo un menor tiempo de germinación en la procedencia 2 (La Suecia), siendo en la procedencia 1 (Claridad) en el cual las semillas tardaron más tiempo en iniciar la germinación (131 días) (Tabla 11, Figura 18).

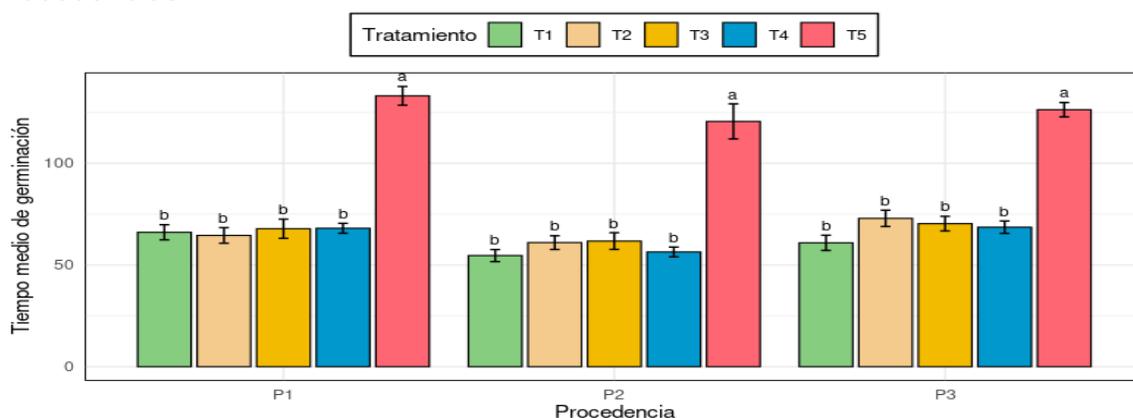
Se presentaron diferencias significativas en el tiempo medio de germinación en las tres procedencias. La prueba de Student Newman Keuls al 5%, mostró diferencias significativas en el tratamiento T5 (testigo) (Tabla 11, Figura 18).

Tabla 11. Tiempo medio de germinación (MGT) para cada tratamiento y procedencia

Procedencia	Tratamiento	Tiempo medio de germinación (días)	Coefficiente de variación (%)	Diferencias entre tratamientos
P1	T1	63,069	14,702	b
	T2	61,653	14,416	b
	T3	64,355	18,381	b
	T4	64,897	8,856	b
	T5	131,235	8,362	a
P2	T1	51,778	12,887	b
	T2	57,664	14,846	b
	T3	59,195	15,735	b
	T4	53,448	11,067	b
	T5	117,591	18,080	a
P3	T1	57,607	15,309	b
	T2	69,249	14,378	b
	T3	67,814	12,332	b
	T4	65,024	11,416	b
	T5	123,543	7,404	a

Letras distintas indican diferencias estadísticas entre promedios. Prueba Student Newman Keuls (SNK) al 5%. P1: (Claridad); P2 (La Suecia); P3 (San José). T1: (Escarificación mecánica); T2: (Escarificación mecánica más estimulante); T3: (Escarificación mecánica más ácido indolacético); T4: (Escarificación mecánica más ácido giberélico); T5: (Testigo).

Figura 18. Tiempo promedio de germinación de *Retrophyllum rospigliosii* en factor procedencias



P1: Procedencia 1 (Claridad); P2: Procedencia 2 (La Suecia); P3: Procedencia 3 (San José).

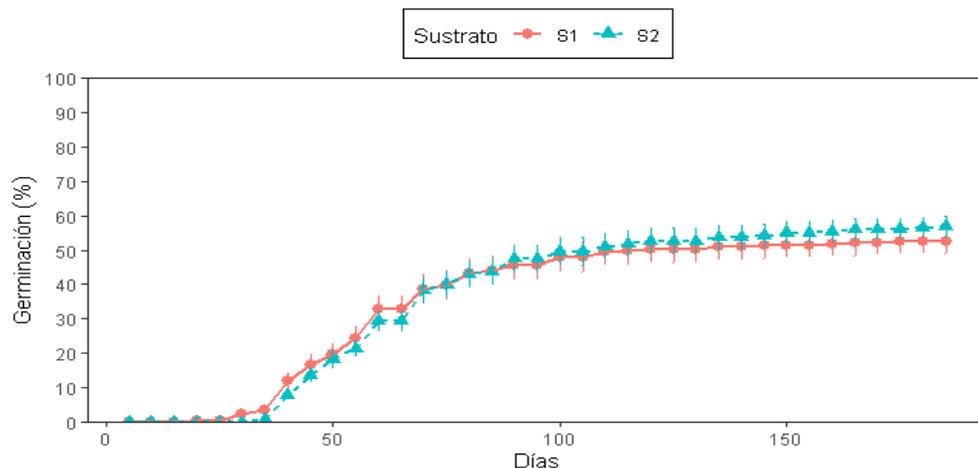
Los resultados obtenidos para el tiempo medio de germinación (49 días) superan los reportados por otros autores. Cueva (2016) reporta que, en semillas cosechadas en árboles de 14 años, el inicio del proceso de germinación se dio tan sólo hasta el cuarto mes; por su parte, Becerra (1972) reportó un tiempo de germinación de entre

seis y ocho meses para semillas de esta especie. En un estudio realizado por (Lamprecht y Liscano, 1957) se encontró que las semillas remojadas durante 15 días, iniciaron su germinación a los 62 días de haber sido sembradas y terminan a los 228 días tardando en promedio 166 días.

**3.3.3 Análisis de curvas de germinación.** La germinación de las semillas de *R. rospigliosii* dio inicio a los 49 días de la siembra. El valor máximo de germinación se presentó entre los días 100 y 130, momento en el cual se estabilizó. El sustrato en el que mejor se desarrolló el proceso de germinación fue el 2 (aserrín), alcanzando una germinación de hasta el 70% en la procedencia 2 (La Suecia) y el tratamiento T2 (escarificación mecánica más estimulante) (Figuras 19 a 21).

Se observa que en los primeros 60 días del experimento, la germinación tiene un mejor desempeño en el sustrato 1 (tierra más arena); entre los 60 y los 110 días, el desarrollo de la germinación es igual en ambos sustratos; y después de los 110 días el desarrollo de la germinación es mejor en el sustrato 2 (aserrín) (Figura 19).

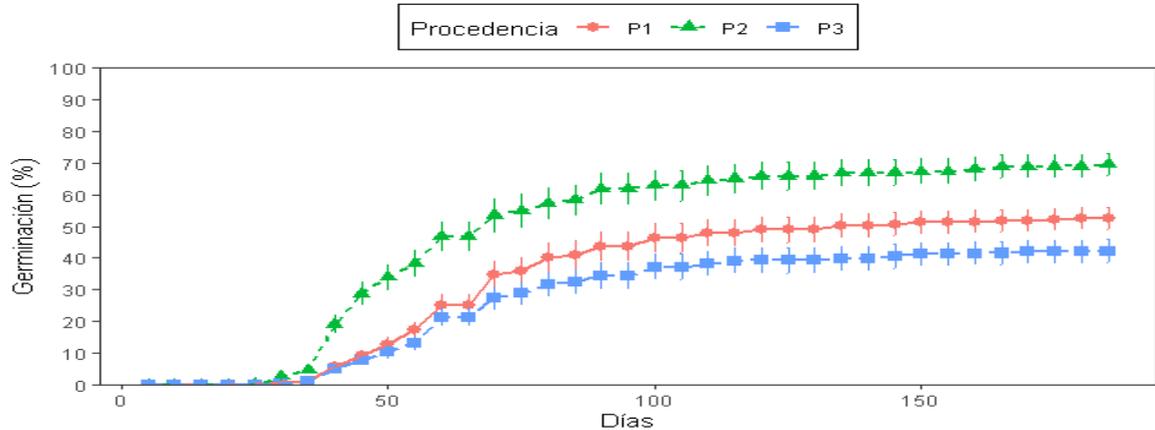
Figura 19. Porcentaje de germinación diario de *Retrophyllum rospigliosii* según los sustratos utilizados



S1: Sustrato 1 (tierra más arena); S2: Sustrato 2(aserrín).

En cuanto a la respuesta de las procedencias frente a la germinación, se encontró que después de 40 días, la procedencia P2 (La Suecia) tuvo mejor desempeño. Las procedencias P1 y P3 (Claridad y San José) presentaron un comportamiento similar hasta los 60 días; después de este tiempo, la procedencia P1 presentó mejor desempeño (Figura 20). Cabe resaltar que la procedencia P2 (La Suecia) fue aquella con mayor contenido de humedad, mayor número de semillas en buen estado y la que alcanzó los valores más altos de germinación.

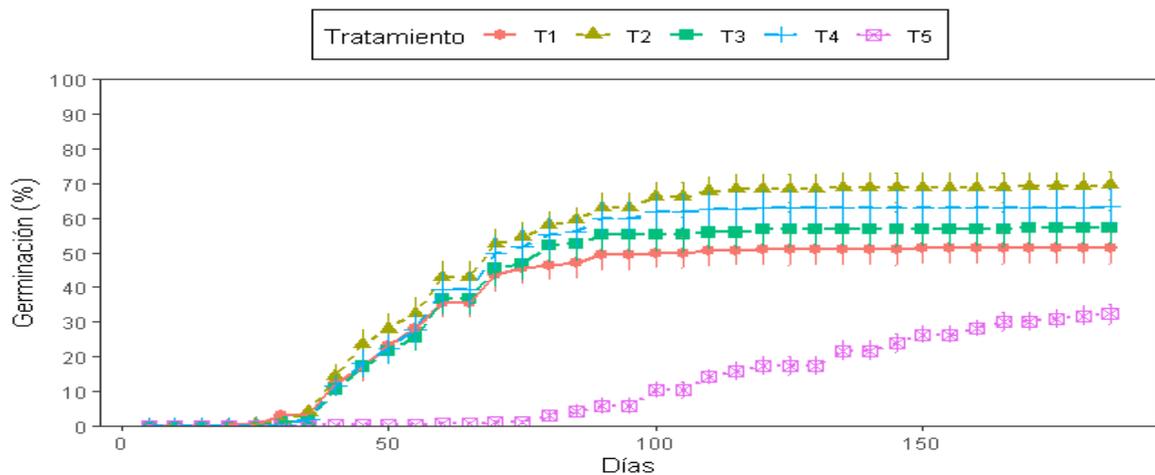
Figura 20. Porcentaje de germinación diario de *Retrophyllum rospigliosii* según las procedencias



P1: Procedencia 1 (Claridad); P2: Procedencia 2 (La Suecia); P3: Procedencia 3 (San José).

En la figura 21 se puede observar que el tratamiento con mejor desempeño fue el T2 (escarificación mecánica más estimulante). Los tratamientos T1, T3 y T4 tuvieron un comportamiento similar hasta los 60 días y posteriormente son superados por el tratamiento T4. Se observa que hay una gran diferencia en la germinación de los tratamientos T1, T2, T3 y T4 con el tratamiento T5, siendo muy importante el incremento de la germinación de las semillas al realizarse el proceso de escarificación.

Figura 21. Porcentaje de germinación diario de *Retrophyllum rospigliosii* según los tratamientos



T1: Tratamiento 1 (Escarificación mecánica); T2: Tratamiento 2 (Escarificación mecánica más estimulante); T3: Tratamiento 3 (Escarificación mecánica más ácido indolacético); T4: Tratamiento 4 (Escarificación mecánica más ácido giberélico); T5: Tratamiento 5 (Testigo)

### 3.4 CONTENIDO DE BIOMASA

**3.4.1 Biomasa aérea.** Los factores sustrato, procedencia y tratamiento pregerminativo fueron significativos en la acumulación de biomasa aérea ( $p < 0,05$ ), además de las interacciones entre sustratos y procedencias, y procedencias y tratamientos (Tabla 12).

Tabla 12. Resumen correspondiente al contenido de biomasa aérea

Factor	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	Valor de F	Valor de P	
Sustratos	0,024	0,023	6,040	0,014	*
Procedencias	0,063	0,031	8,036	< 0.001	***
Tratamientos	0,258	0,064	16,496	< 0.001	***
Sustratos: Procedencias	0,032	0,015	4,091	0,017	*
Sustratos: Tratamientos	0,036	0,009	2,331	0,054	
Procedencias: Tratamientos	0,073	0,009	2,323	0,017	*
Sustratos: Procedencias: Tratamientos	0,021	0,002	0,661	0,725	
Residuales	1047	4,093	0,004		

El valor más alto para el contenido de biomasa aérea se presentó en el sustrato 1 (tierra más arena), procedencia 3 (San José) y tratamiento 5 (testigo) con 0,182g. Se observó que en aquellos que involucraron la remoción de la testa (tratamientos 1 al 4) se alcanzaron contenidos de biomasa entre 0,092 y 0,158g, mientras que en las semillas con testa (tratamiento 5, testigo) hubo valores entre 0,141 y 0,182g (Tabla 13).

De acuerdo a la prueba Student Newman Keuls, se encontraron diferencias significativas en el sustrato 1, entre el tratamiento 3 y 5 para la procedencia 1; y entre los tratamientos 1 al 4 para la procedencia 3. Para el sustrato 2, no hubo diferencias significativas entre tratamientos (Tabla 13).

Tabla 13. Tabla resumen correspondiente al contenido de biomasa aérea de *Retrophyllum rospigliosii*

Sustrato	Procedencia	Tratamiento	Contenido de biomasa aérea (g)	Coefficiente de variación	Diferencias entre tratamientos
S1	P1	T1	0,120	64,084	bcdefg
		T2	0,131	61,437	bcdefg
		T3	0,092	57,685	g
		T4	0,108	53,787	cdefg
		T5	0,170	21,673	ab
	P2	T1	0,097	52,409	fg
		T2	0,106	57,869	defg
		T3	0,120	71,616	bcdefg
		T4	0,108	49,600	cdefg
		T5	0,156	45,676	abcde
	P3	T1	0,104	55,621	defg
		T2	0,113	63,027	cdefg
		T3	0,099	53,089	efg
		T4	0,120	57,915	bcdefg
		T5	0,182	32,559	a
S2	P1	T1	0,130	76,260	bcdefg
		T2	0,156	36,091	abcde
		T3	0,114	47,368	cdefg
		T4	0,158	36,311	abcd
		T5	0,163	34,000	abc
	P2	T1	0,096	45,175	fg
		T2	0,110	37,121	cdefg
		T3	0,117	65,263	bcdefg
		T4	0,110	47,413	cdefg
		T5	0,141	31,526	abcdefg
	P3	T1	0,107	61,057	cdefg
		T2	0,142	38,290	abcdefg
		T3	0,119	57,420	bcdefg
		T4	0,124	45,889	bcdefg
		T5	0,151	33,334	abcdef

Letras distintas indican diferencias estadísticas entre promedios. Prueba Student Newman Keuls (SNK) al 5%. S1: (Tierra más arena); S2:(Aserrín). P1: (Claridad); P2 (La Suecia); P3 (San José). T1: (Escarificación mecánica); T2: (Escarificación mecánica más estimulante); T3: (Escarificación mecánica más ácido indolacético); T4: (Escarificación mecánica más ácido giberélico); T5: (Testigo).

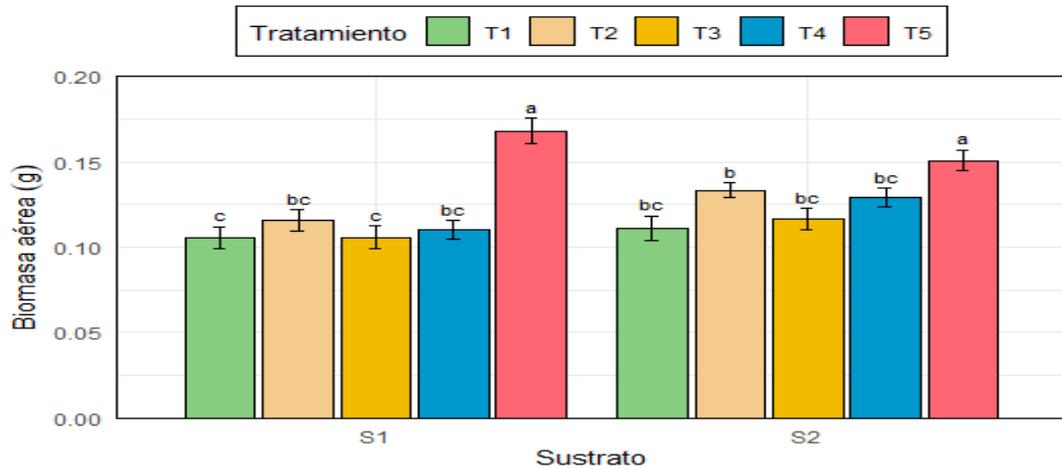
Para los dos sustratos, se logró observar un mayor contenido de biomasa aérea en el tratamiento 5 (testigo) tanto para el S1 (tierra más arena) como para el S2 (aserrín), con valores de 0,168 y 0,151g respectivamente. La prueba de Student Newman Keuls mostró diferencias significativas en el tratamiento 5 (testigo) (Tabla 14 y Figura 22).

Tabla 14. Contenido de biomasa aérea para cada sustrato y tratamiento

Sustrato	Tratamiento	Contenido de biomasa aérea (g)	Coefficiente de variación (%)	Diferencias entre tratamientos
S1	T1	0,105	58,188	c
	T2	0,115	61,226	bc
	T3	0,106	66,027	c
	T4	0,110	52,479	bc
	T5	0,168	36,855	a
S2	T1	0,111	67,034	bc
	T2	0,133	40,149	b
	T3	0,117	57,879	bc
	T4	0,129	45,247	bc
	T5	0,151	33,115	a

Letras distintas indican diferencias estadísticas entre promedios. Prueba Student Newman Keuls (SNK) al 5%. S1: (Tierra más arena); S2:(Aserrín). T1: (Escarificación mecánica); T2: (Escarificación mecánica más estimulante); T3: (Escarificación mecánica más ácido indolacético); T4: (Escarificación mecánica más ácido giberélico); T5: (Testigo).

Figura 22. Contenido de biomasa aérea en el factor sustrato – tratamiento



S1: Tierra más arena; S2: Aserrín

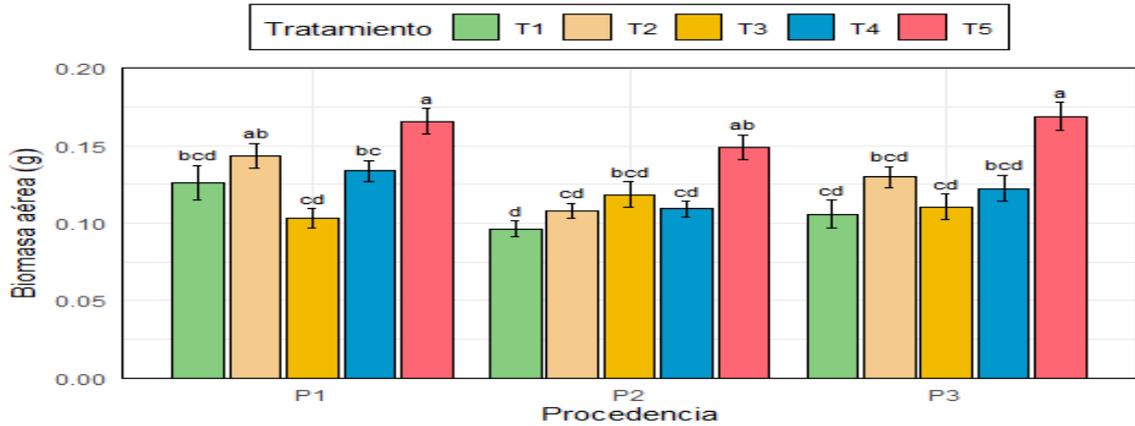
En cuanto a las procedencias, se observó un mayor contenido de biomasa aérea en el tratamiento 5 (testigo) para las tres procedencias, con valores entre 0,149 y 0,169g. La prueba de Student Newman Keuls al 5% presentó diferencias en el tratamiento 5 (testigo), el cual no difirió significativamente del tratamiento 2 (estimulante más escarificación mecánica) en la procedencia 1, ni del tratamiento 3 en la procedencia 2; en la procedencia 3 si difirió significativamente de los otros tratamientos (Tabla 15 y Figura 23).

Tabla 15. Contenido de biomasa aérea para cada procedencia y tratamiento

Procedencia	Tratamiento	Contenido de biomasa aérea (g)	Coefficiente de variación (%)	Diferencias entre tratamientos
P1	T1	0,126	71,738	bcd
	T2	0,143	49,367	ab
	T3	0,103	52,833	cd
	T4	0,134	46,781	bc
	T5	0,166	29,512	a
P2	T1	0,096	48,707	d
	T2	0,108	47,633	cd
	T3	0,118	68,214	bcd
	T4	0,109	48,278	cd
	T5	0,149	40,337	ab
P3	T1	0,106	58,068	cd
	T2	0,130	49,039	bcd
	T3	0,110	56,430	cd
	T4	0,122	50,126	bcd
	T5	0,169	33,808	a

Letras distintas indican diferencias estadísticas entre promedios. Prueba Student Newman Keuls (SNK) al 5%. P1: (Claridad); P2 (La Suecia); P3 (San José). T1: (Escarificación mecánica); T2: (Escarificación mecánica más estimulante); T3: (Escarificación mecánica más ácido indolacético); T4: (Escarificación mecánica más ácido giberélico); T5: (Testigo).

Figura 23. Contenido de biomasa aérea en el factor procedencia - tratamiento.



P1: Procedencia 1 (Claridad); P2: Procedencia 2 (La Suecia); P3: Procedencia 3 (San José).

**3.4.2 Biomasa radicular.** El valor más alto para el contenido de biomasa radicular se presentó en el sustrato 2 (aserrín), procedencia 1 (Claridad) y tratamiento 4 (escarificación mecánica más ácido giberélico) con 0,0476g. En aquellos que involucraron la remoción de la testa (tratamientos 1 al 4) se alcanzaron contenidos de biomasa entre 0,0239 y 0,047g y en las semillas con testa (tratamiento 5, testigo) se alcanzaron valores entre el 0,030 y el 0,045g (Tabla 16).

El análisis mediante la prueba SNK indicó que no se presentaron diferencias significativas entre tratamientos para la biomasa radicular (Tabla 16).

Tabla 16. Resumen correspondiente al contenido de biomasa radicular de *Retrophyllum rospigliosii*

Sustrato	Procedencia	Tratamiento	Contenido de biomasa radicular (g)	Coefficiente de variación	Diferencias entre tratamientos
S1	P1	T1	0,0290	54,833	a
		T2	0,0306	70,428	a
		T3	0,0239	54,794	a
		T4	0,0395	163,476	a
		T5	0,0440	43,341	a
	P2	T1	0,0266	52,437	a
		T2	0,0310	74,810	a
		T3	0,0254	44,098	a
		T4	0,0249	41,657	a
		T5	0,0365	44,066	a
	P3	T1	0,0262	55,121	a
		T2	0,0277	50,698	a
		T3	0,0243	46,045	a
		T4	0,0248	55,080	a
		T5	0,0382	46,117	a
S2	P1	T1	0,0429	145,613	a
		T2	0,0464	85,379	a
		T3	0,0369	126,751	a
		T4	0,0476	82,814	a
		T5	0,0459	28,646	a
	P2	T1	0,0289	42,820	a
		T2	0,0301	37,340	a
		T3	0,0327	88,643	a
		T4	0,0298	42,181	a
		T5	0,0379	45,180	a
	P3	T1	0,0322	57,647	a
		T2	0,0334	34,183	a
		T3	0,0422	138,323	a
		T4	0,0296	50,159	a
		T5	0,0305	24,272	a

Letras distintas indican diferencias estadísticas entre promedios. Prueba Student Newman Keuls (SNK) al 5%. S1: (Tierra más arena); S2:(Aserrín). P1: (Claridad); P2 (La Suecia); P3 (San José). T1: (Escarificación mecánica); T2: (Escarificación mecánica más estimulante); T3: (Escarificación mecánica más ácido indolacético); T4: (Escarificación mecánica más ácido giberélico); T5: (Testigo).}

Los factores que presentaron mayor significancia fueron el sustrato y la procedencia ( $p < 0,05$ ). Las interacciones entre los factores no presentaron diferencias significativas para esta variable (Tabla 17).

Tabla 17. Resumen correspondiente al contenido de biomasa radicular

Factor	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	Valor de F	Valor de P	
Sustratos	0,011	0,0116	14,617	< 0.001	***
Procedencias	0,014	0,0072	9,129	< 0.001	***
Tratamientos	0,006	0,0017	2,159	0,071	
Sustratos: Procedencias	0,003	0,0017	2,208	0,110	
Sustratos: Tratamientos	0,003	0,0009	1,143	0,334	
Procedencias: Tratamientos	0,007	0,0009	1,250	0,266	
Sustratos: Procedencias: Tratamientos	0,003	0,0003	0,468	0,878	
Residuales	1047	4,093			

Sum Sq: Suma de cuadrados; Mean Sq: Media de cuadrados; F value: valor de F; P: valor de significancia.

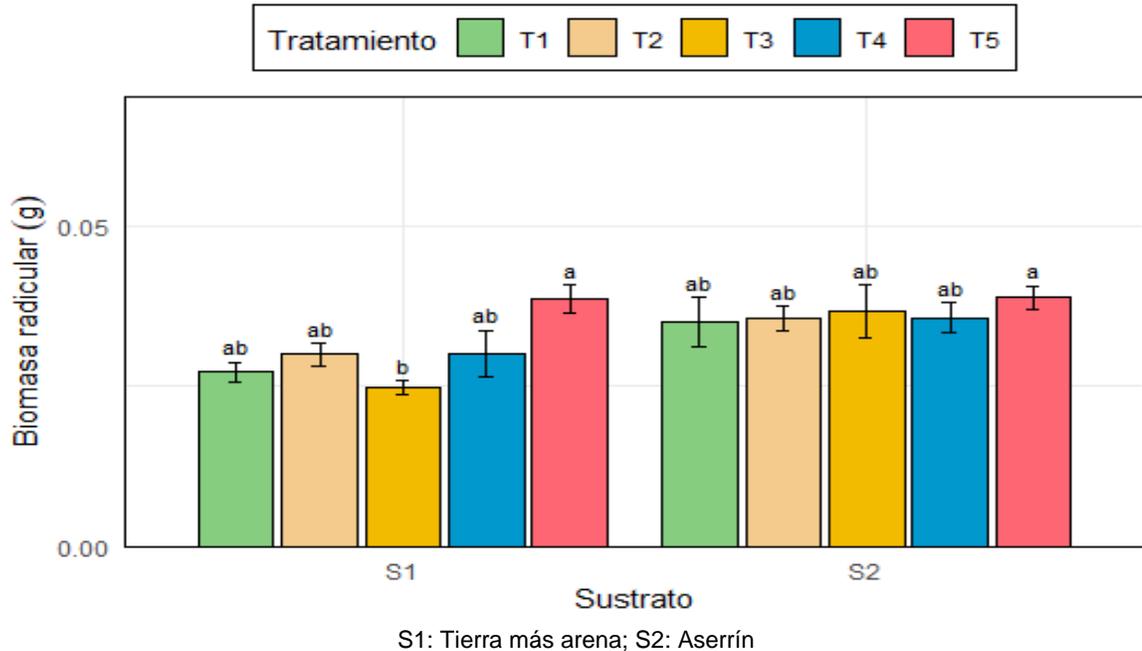
Para los dos sustratos, se observó un comportamiento similar en el contenido de biomasa aérea en el tratamiento 5 (testigo), tanto para el S1 (tierra más arena) como para el S2 (aserrín), con un valor de 0,039g. La prueba de Student Newman Keuls mostró diferencias significativas entre los tratamientos 3 y 5 para el sustrato 1 (Tabla 18 y Figura 24).

Tabla 18. Contenido de biomasa radicular para cada sustrato y tratamiento

Sustrato	Tratamiento	Contenido de biomasa radicular (g)	Coefficiente de variación (%)	Diferencias entre tratamientos
<b>S1</b>	T1	0,027	53,429	ab
	T2	0,030	67,819	ab
	T3	0,025	47,826	b
	T4	0,030	132,013	ab
	T5	0,039	44,590	a
<b>S2</b>	T1	0,035	115,081	ab
	T2	0,035	65,261	ab
	T3	0,037	120,204	ab
	T4	0,036	73,911	ab
	T5	0,039	38,564	a

Letras distintas indican diferencias estadísticas entre promedios. Prueba Student Newman Keuls (SNK) al 5%. S1: (Tierra más arena); S2:(Aserrín). T1: (Escarificación mecánica); T2: (Escarificación mecánica más estimulante); T3: (Escarificación mecánica más ácido indolacético); T4: (Escarificación mecánica más ácido giberélico); T5: (Testigo).

Figura 24. Contenido de biomasa radicular en el factor sustrato – tratamiento



Respecto a las procedencias, se observó un mayor contenido de biomasa aérea en el tratamiento 5 (testigo) para las tres procedencias, con valores entre 0,035 y 0,045g. La prueba de Student Newman Keuls no mostró diferencias significativas en los tratamientos (Tabla 19 y Figura 25).

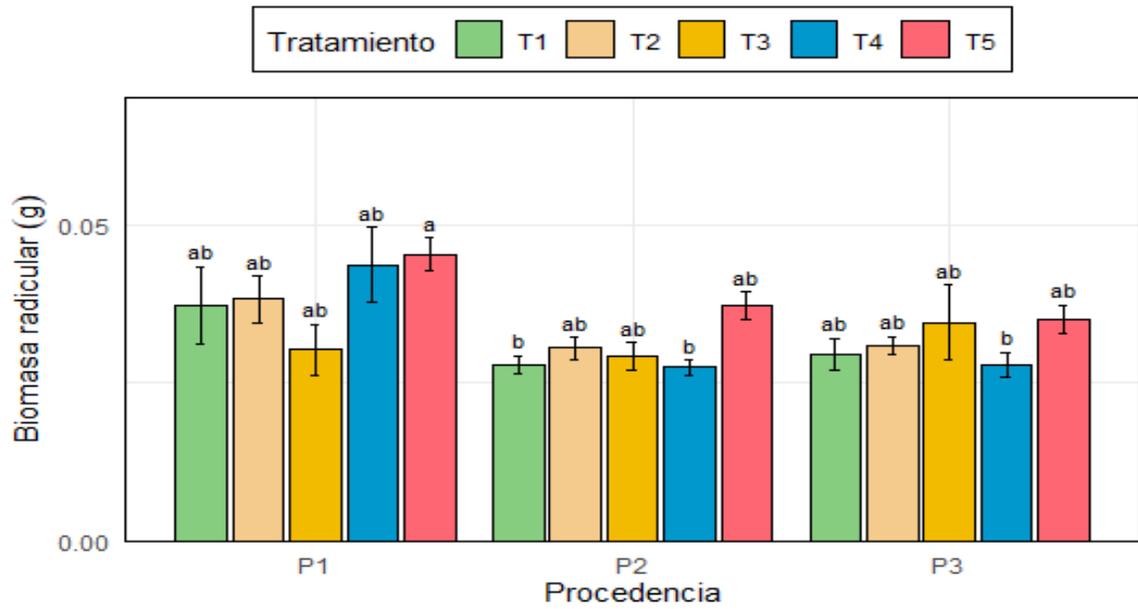
Tabla 19. Contenido de biomasa radicular para cada procedencia y tratamiento

Procedencia	Tratamiento	Contenido de biomasa (g)	Coefficiente de variación (%)	Diferencias entre tratamientos
P1	T1	0,037	38,500	ab
	T2	0,038	84,672	ab
	T3	0,030	47,398	ab
	T4	0,044	29,797	ab
	T5	0,045	33,991	a
P2	T1	0,028	47,470	b
	T2	0,031	58,713	ab
	T3	0,029	76,455	ab
	T4	0,027	42,894	b
	T5	0,037	44,263	ab
P3	T1	0,029	57,381	ab
	T2	0,031	41,561	ab
	T3	0,034	44,032	ab
	T4	0,028	52,114	b
	T5	0,035	41,893	ab

Letras distintas indican diferencias estadísticas entre promedios. Prueba Student Newman Keuls (SNK) al 5%. P1: (Claridad); P2 (La Suecia); P3 (San José). T1: (Escarificación mecánica); T2: (Escarificación mecánica más

estimulante); T3: (Escarificación mecánica más ácido indolacético); T4: (Escarificación mecánica más ácido giberélico); T5: (Testigo).

Figura 25. Contenido de biomasa radicular en el factor procedencia – tratamiento



P1: Procedencia 1 (Claridad); P2: Procedencia 2 (La Suecia); P3: Procedencia 3 (San José)

#### 4. DISCUSIÓN

Los diferentes resultados obtenidos en las procedencias podrían evidenciar el efecto en la maduración fisiológica de los frutos y las semillas debido a la variación entre humedad relativa y precipitación propios de cada sitio (procedencia) (Baskin y Baskin, 2005). Andrade, (2021), en su estudio sobre la fenología del *Podocarpus oleifolius*, afirma que los factores climáticos como temperatura y precipitación influyen de manera significativa en cada una de las fases fenológicas de la especie, principalmente en las fases de floración y fructificación, siendo mayores para precipitaciones altas. Los valores de precipitación de las tres procedencias se encontraron dentro del rango que la especie requiere para su desarrollo, sin embargo, la procedencia La Suecia, presentó la mayor precipitación; sumado a lo anterior, los resultados obtenidos para esta procedencia, pudieron estar relacionados con la densidad en la que fueron plantados sus individuos.

La densidad y la ocupación de los individuos en la plantación es un factor clave para la polinización y reproducción de *R. rospigliosii* (Cueva y Trujillo, 2016). Se infiere que, entre mayor cantidad de individuos, se promuevan las tasas de reproducción y, por ende, se logra una mayor cantidad de semillas como en el caso de La Suecia. Se considera que para esta procedencia la humedad relativa y la precipitación, permitieron generar semillas con un mayor contenido de humedad, mayor peso y posteriormente, una capacidad germinativa de hasta el 84,84%. En un ensayo realizado por Schaefer, (1989) citado por (Marín,1998), en semillas de *Podocarpus milanjanus*, se encontró que las semillas con mayor contenido de humedad (58%) obtuvieron porcentajes de germinación que alcanzaron el 72%.

Es posible que las semillas de *R. rospigliosii*, al igual que las semillas de *Podocarpus glomeratus*, tengan una latencia fisiológica combinada con latencia física que requiere aparte del escarificado, tratamientos como estratificación, hormonas u otros para promover su germinación (Romay, 2005). Así, la escarificación mecánica realizada a las semillas de los tratamientos 1 al 4 permitió romper la latencia física de las semillas, de tal manera que éstas fueron más permeables al agua, gases y nutrientes y tardaron menos tiempo en germinar que aquellas que no fueron sometidas a este proceso. Según la clasificación de Baskin y Baskin, (2014), las semillas con latencia fisiológica tendrían tiempo medio de germinación mayor a 30 días, lo que sería el caso de semillas de *R. rospigliosii*. Los valores correspondientes al porcentaje y tiempo de germinación en semillas tratadas (33,33 al 84,84 %) y (49 días), estuvieron relacionados con el efecto de la escarificación mecánica y la acción del ácido giberélico para ayudar a romper la latencia fisiológica y mecánica que presentan las semillas (Baskin y Baskin, 2004).

Se conoce que el ácido giberélico utilizado en el tratamiento 2 (escarificación mecánica más estimulante) y 4 (escarificación mecánica más ácido giberélico) son importantes para activar semillas latentes (Bewley, 1997; Miransari y Smith, 2009). Se encontró que en semillas de *Lycopersicon esculentum*, el ácido giberélico influye en la hidrólisis de reservas de alimento que forman parte de la resistencia mecánica para la protusión de la radícula y tiene un efecto directo sobre el potencial de crecimiento del embrión (Karssen et al., 1989). En semillas de *Passiflora quadrangularis*, donde se analizó la aplicación de reguladores de crecimiento sobre la germinación de las semillas, se encontró que la aplicación exógena de ácido giberélico contribuyó a un mayor porcentaje de germinación y a un menor tiempo medio de germinación al igual que lo sucedido en las semillas de *R. rospiglosii* analizadas en el estudio (Carranza et al., 2016).

Además, se conoce que el ácido giberélico, potencia la expansión celular, la cual es esencial para el desarrollo de la planta (Bewley et al., 2013). Barkrim et al. (2007) estudiaron el efecto de la adición de ácido giberélico en plántulas de *Lycopersicon esculentum* y advirtieron efectos positivos en la adquisición de biomasa por las plántulas. Al contrario, el ácido indolacético, ácido giberélico y el ácido naftalenacético en semillas de *Ferocactus histrix* fijaron menor biomasa que las semillas no tratadas (control) (Amador et al., 2013). Los resultados para *Retrophyllum rospiglosii* tuvieron un comportamiento similar al segundo estudio mencionado, debido a que se observó que las plántulas provenientes del tratamiento 5 (testigo) se caracterizaron por un mayor contenido de biomasa, a comparación de los tratamientos 1 al 4 donde las plántulas provenientes de semillas tratadas presentaron menores valores a esta variable.

Se considera que, las diferencias del efecto del ácido giberélico en el desarrollo de las plantas de *R. rospiglosii* estuvieron relacionadas con la baja concentración utilizada en el estudio, la cual, pudo reducir la síntesis de este compuesto en el desarrollo de los meristemas (Thorpe and Murashige, 1970; citados por Gaspar et al. 1996). Gupta y Chakrabarty (2013); citados por Alcantara et al., (2019), indican que una baja cantidad de giberelinas puede generar un bajo desarrollo de los aparatos reproductores vegetales.

## 5. CONCLUSIONES

Los valores de germinación de *R. rospigliosii*, tanto en laboratorio como en campo, demostraron que la procedencia con mejor desempeño fue la finca La Suecia, la cual alcanzó los valores más altos de germinación (84,84 %) e inició el proceso de germinación en menor tiempo (51 días) en comparación a las otras dos procedencias que alcanzaron valores de germinación máximos de hasta 67,4% e iniciaron su proceso de germinación entre 57 a 61 días. Las diferencias entre procedencias se deben probablemente a las diferencias biofísicas y de establecimiento de la plantación en cada lugar.

Existe una diferencia significativa en el tiempo medio de germinación entre las semillas escarificadas (tratamientos T1-T4) que tardaron menor tiempo en iniciar el periodo de emergencia del embrión y las semillas sin escarificación (tratamiento T5). La escarificación permitió reducir la latencia física de las semillas, reduciendo el tiempo de germinación a entre 51 a 61 días, mientras aquellas que no fueron escarificadas tardaron hasta 131 días.

La aplicación de hormonas como el ácido giberélico redujo la latencia fisiológica que presentan las semillas de *R. rospigliosii*. Así, el tratamiento pregerminativo de escarificación mecánica más estimulante y el tratamiento escarificación mecánica más ácido giberélico incrementaron la germinación, alcanzando valores del 84,84% y 82,57% respectivamente. En contraste, las semillas no sometidas a escarificación alcanzaron valores de germinación de solo 46,97%.

Respecto a la asignación de biomasa por las plántulas, el tratamiento testigo sin escarificación (tratamiento T5) presentó mayor contenido de biomasa tanto aérea como subterránea.

## 6. RECOMENDACIONES

Se recomienda que, una vez recolectadas, las semillas sean sumergidas en agua a temperatura ambiente durante un periodo aproximado de 24h y almacenadas a en aserrín con la finalidad de conservar su calidad.

Las semillas de *R. rospigliosii* deben presentar características ideales de manejo, pues al ser recalcitrantes, es necesario reservar bajo un sustrato que permita mantener condiciones sanitarias y contenido de humedad adecuado como el aserrín; así mismo, una vez realizado este proceso, estas deben sembrarse en el menor tiempo posible, con la finalidad de evitar la muerte del embrión y alcanzar una mayor germinación, pues en condiciones opuestas a las mencionadas el potencial germinativo disminuye.

Para estudios que involucren la propagación de la especie, se recomienda realizar escarificación mecánica más ácido giberélico como tratamiento pregerminativo, dado que éstos le proporcionan a la semilla, las mejores condiciones para el desarrollo de su proceso germinativo.

Para la determinación de fuentes semilleras, se considera que la procedencia 2 (La Suecia) es aquella que presenta las mejores condiciones en cuanto a factores abióticos, bióticos y factores fisiológicos de las semillas. Se recomienda la recolección de semillas en esta procedencia para futuros estudios.

Realizar estudios que impliquen almacenamiento e hidratación de las semillas a diferentes temperaturas y en diferentes periodos de tiempo. Además, estudiar el efecto de diferentes concentraciones de estimulante, ácido indolacético (AIA) y ácido giberélico (AG) y otras hormonas para establecer la eficacia de nuevas metodologías en la germinación.

Para análisis de biomasa de plántulas de *R. rospigliosii*, se recomienda tomar el peso fresco de las plántulas, el mismo día de su retiro en el vivero; esto con el fin de disminuir la variabilidad en los datos. Además, considerar el peso de plántulas con más días de desarrollo (60-90 días).

## BIBLIOGRAFÍA

Alcantara, J. S., Acero, J., Alcántara, J. D., & Sánchez, R. M. (2019). Principales reguladores hormonales y sus interacciones en el crecimiento vegetal. *Nova*, 17(32), 109-129.

AMADOR, K.A.; DÍAZ, J.; CORNEJO, S.; BIVIÁN, E.Y. (2013). Efecto de diferentes reguladores de crecimiento vegetal sobre la germinación de semillas y desarrollo de plántulas de dos especies de *Ferocactus*. *Polibotánica*, México, no. 35, pág. 109-131.

ANDRADE, A. (2021). Fenología de especies forestales nativas protectoras del ambiente (*Podocarpus oleifolius*, *Buddleja incana*, *Polylepis reticulata*, *Hedyosmum luteynii* *todzia*, *Eugenia halli*, *Oreopanax ecuadorensis*) del dosel de páramo nuboso andino de jacarón, parroquia Juan de Velasco, Ecuador. Repositorio institucional Cybertesis UNMSM.

AOSA. (1983) Seed vigor testing handbook. Association of Official Seed Analysts. Contribution No. 32. U.S.A. 82 p.

ARANA, I., ORRUÑO, M. y BARCINA, A. (2012). Como abordar y resolver aspectos prácticos de microbiología. Departamento Inmunología, Microbiología y Parasitología.

ARÉVALO, F. y LONDOÑO, A. (2005). Manual para la identificación de maderas que se comercializan en el departamento del Tolima. Corporación Autónoma Regional del Tolima. Impresiones Conde, Ibagué. 146 p.

ARMAKI, M.A. (2014). The effects of metabolism in response to water stress of three *Poa* species under germinator and greenhouse conditions. En: *Int. J. Agr. Forestry Fisheries (USA)*, vol. 2, no. 2, pág. 22-28.

ASTS. (2016). Alberta Seed Testing Standards 2016 Volume 1. Government of Alberta.

AYMA-ROMAY, Ariel. (2008) Aspectos fenológicos y productividad de semillas de *Podocarpus glomeratus* D. Don (Pino de Monte) en un bosque de neblina de los Yungas del Cotacajes (Sailapata, Cochabamba). En: Revista Agricultura, pág. 32-38.

BARBOZA, F.C.; LOBO, CH.; MEDEIROS, S. y DA SILVA MATOS, D.M. (2014). Seed germination and seedling development of *Anadenanthera colubrina* in response to weight and temperature conditions. En: J. Plant Sci, vol. 2, no. 1, pág. 37-42.

BASKIN JM, BASKIN CC. (2004). A classification system for seed dormancy. Seed Science Research 14: 1–16.

BASKIN, J. M., & BASKIN, C. C. (2014). What kind of seed dormancy might palms have. Seed Science Research, 24(1), 17-22.

BASKIN CC, BASKIN JM, YOSHINAGA A, THOMPSON K. (2005). Germination of drupelets in multi-seeded drupes of the shrub *Leptecophylla tameiameia* (Ericaceae) from Hawaii: a case for deep physiological dormancy broken by high temperatures. Seed Science Research 15: 349–356.

BECERRA, J.E. (1972). Hábitat, silvicultura y usos de algunas especies forestales importantes en la reforestación y regeneración de los bosques naturales. Universidad Distrital Francisco José Caldas. Bogotá, Colombia.

BEWLEY, J.D, BRADFORD, K.J, HWM HILHORST H. NONOGAKI. (2013). Seeds: Physiology of development, germination and dormancy. 392 pp. Springer, New York–Heidelberg–Dordrecht–London2013978-1-4614-4692-7. *Seed Science Research*, 23(4), 289-289.

BONNER, F. (2000). CATIE Técnicas para la germinación de semillas forestales. Unidad de producción de medios CATIE.

\_\_\_\_\_. (1981). Measurement and management of tree seed moisture, U.S. Dep. Agric. For. Serv. Res. Pap., 10p.

CAR. (1990). Aplicación de la técnica de cultivos hidropónicos para la germinación de semillas de *Decusocarpus rospigliosii* (Pilger). Corporación Autónoma Regional de Las Cuencas de los ríos Bogotá, Ubaté y Suarez. Bogotá.

CÁRDENAS L., M. (2016). Aspectos ecológicos y silviculturales para el manejo de especies forestales. Revisión de información disponible para Colombia. Fundación Natura. Bogotá D. C. Colombia.

CARRANZA, C.; CASTELLANOS, G.; DEAZA, D.; MIRANDA, D. (2016). Efecto de la aplicación de reguladores de crecimiento sobre la germinación de semillas de badea (*Passiflora quadrangularis* L.) en condiciones de invernadero. En: Revista Colombiana de ciencias hortícolas, vol. 10, pág. 284-291.

CAVELIER, J. y TORNER. (2001). The effect of abandoned plantations of *Pinus patula* and *Cupressus lusitanica* on soils and regeneration of a tropical montane rain forest in Colombia. *Biodiversity and Conservation*.

CEBALLOS, F. y LOPEZ. (2007). Conservación de la calidad en semillas forestales nativas en almacenamiento. Cenicafé.

CHAMBERS, J.M. Linear models. Chapter 4 of *Statistical Models*. En: J. M. Chambers and T. J. Hastie, Wadsworth & Brooks/Cole (Eds).

CHAMSHAMA, S. A. O., & DOWNS, R. J. (1982). Germination behaviour of *Chlorophora excelsa*, (Welw.) Benth. & Hook and *Podocarpus usambarensis*, Pilger. *Indian Forester*, 108(6), 397-401.

CUEVA, M.N.; VÉLEZ, D.F.; BARRIOS, T.A. y NIETO, R.V. (2013) Pino romerón [*Retrophyllum rospigliossi* (Pilger) C.N. Page], especie nativa potencial para la reforestación en zonas altoandinas de Colombia. Corporación Nacional e Investigación y Fomento forestal (CONIF) – Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (MADR) – Colegio Integrado Nacional Oriente de Caldas (CINOC). Bogotá D.C., Colombia. 47p.

CUEVA, N y TRUJILLO. (2016). Biología reproductiva PINO ROMERÓN (págs. 18-30). Pensilvania: CINOC.

\_\_\_\_\_. (2011). Pino romerón, especie nativa potencial para la reforestación en zonas alto andinas de Colombia. Bogotá: CINOC.

CUEVAS, C. (1996). Análisis de la calidad física de semillas forestales. En: Seminario Nacional sobre mejoramiento genético y semillas forestales (1: Turrialba, Costa Rica. pág. 49-60).

DELOUCHE, JC. (2002). Germinación, deterioro y vigor de semillas. (en línea) La revista Internacional de Semillas (Seednews). Consultado: 10 de may. 2005. Disponible en: [http://www.seednews.inf.br/espanhol/seed66/artigocapa66\\_esp.shtml](http://www.seednews.inf.br/espanhol/seed66/artigocapa66_esp.shtml).

DIEZ, C y LÁZARO. (2004). Exploración de relaciones simbióticas en raíces de Pino Romerón (*Retrophyllum rospigliosii*) (pilg.) c.n. page (podocarpaceae) en un fragmento de bosque andino. Corantioquia. Medellín. pág. 52.

DUVAL, R. (2016). Hormonas vegetales, crecimiento y desarrollo de la planta. Villa de Madrid. Abonos Artal.

FARJON, A. (2008). A natural History of Conifers. Timber Press.

FINCH-SAVAGE, W. E., & LEUBNER-METZGER, G. (2006). Seed dormancy and the control of germination. *New phytologist*, 171(3), 501-523.

FOUNTAIN, D.; HOLDSWORTH, J.; OUTRED, H. (1989) The dispersal unit of *Dacrydioides* (A, Rich) de Laubenfels (Podocarpaceae) and the significance if the fleshy receptacle. *Botanical Journal of the Linnean Society* 99 (3): 197-207.

GARCÍA, P. (1999). Dormición de semillas. Ministerio de agricultura, pesca y alimentación. Madrid.

GARDNER, M. y TOBLER. (2013). Red list. Obtenido de Red list: <http://www.iucnredlist.org/especies/34110/2846471>

GASPAR, T., KEVERS, C., PENEL, C., GREPPIN, H., REID, D. M., & THORPE, T. A. (1996). Plant hormones and plant growth regulators in plant tissue culture. *In vitro Cellular & Developmental Biology-Plant*, 32(4), 272-289.

GÓMEZ, R. (2011). Fenología reproductiva de especies forestales nativas presentes en la jurisdicción Corantioquia. Medellín.

\_\_\_\_\_ y TORO, M. (2007). Manejo de las Semillas y la Propagación de Diez Especies Forestales del Bosque Andino. Corporación Autónoma Regional del Centro de Antioquia-CORANTIOQUIA. Medellín Colombia.

\_\_\_\_\_; TORO, M.; PIEDRAHITA, C. (2013). Propagación y conservación de especies arbóreas nativas. Corporación Autónoma Regional del Centro de Antioquia, Corantioquia. Medellín. 360 p.

GONZÁLEZ, E. (1991). El contenido de humedad y la germinación de semillas de *Virola koschnyi* y *Nectandra membranacea*. Organización para Estudios Tropicales (OET). San Pedro, Costa Rica.

GOVERNMENT, A. (2016). Alberta Seed Testing Standards. Volume 1. Government of Alberta.

GUIMARÃES, R.; LEÃO, L.; NERY, M.C.; DE SOUZA, A.R.; CRUZ, S.M.; DE RESENDE, P.C.A. (2015). Tetrazolium test in crambe seeds. En: *Semina: Ciências Agrárias*. vol. 36, no. 4.

GUPTA R, CHAKRABARTY SK. (2013). Gibberellic acid in plant: Still a mystery unresolved. *Plant Signal Behav.* 8(9).

HOLDRIDGE, L.R. (1967). Life zone ecology. Tropical Science Center. San José, Costa Rica.

IGAC. (1971). Formaciones vegetales de Colombia. Memoria Explicativa del mapa ecológico. Instituto Geográfico Agustín Codazzi. Colombia. 201 p.

ISTA. (2017). Chapter 5: The germination test. En: International Rules for Seed Testing. Bassersdorf, Suiza.

ISTA. (2016) Chapter 9: Determination of moisture content. En International Rules for Seed Testing. Bassersdorf, Switzerland.

JORDÁN, M (2006). Hormonas y Reguladores del Crecimiento: Auxinas, Giberelinas y Citocininas. Ediciones Universidad de La Serena. La Serena, Chile. pág. 6-11.

JUNAC. (1981). Estudio integral de la madera para la construcción. Propiedades físicas y mecánicas de la madera de 104 especies del grupo andino. Junta del Acuerdo de Cartagena. Lima Perú.

KARSSSEN, C.M., S. ZAGORSKI, J. KEPCZYNSKI Y S.P.C. GROOT, (1989). Key role for endogenous gibberellins in the control of seed germination. Ann. of Bot., 63: 71-80.

LAMPRECHT, H. (1954). Estudios silviculturales en los bosques del Valle de La Mucuy, cerca de Mérida. Facultad de Ciencias Forestales, Universidad de los Andes, Mérida. 130 p.

LAMPRECHT, H. y LISCANO, C. (1957). Estudios sobre la germinación del *Podocarpus rospigliosii* Pilger y su desarrollo en la juventud. En: Boletín IFLAIC – Instituto Forestal Latinoamericano de Investigación y Capacitación, vol. 2, pág. 41-72.

LÓPEZ, J.I; TORRES, N.A; SALDIVAR, R.H; REYES, IV; ARGUELLO, B.M. (2016). Técnicas para evaluar la germinación, vigor y calidad fisiológica de semillas sometidas a dosis de nanopartículas. En: Agronotecnología (Saltillo, Coah). pág. 129 -140 p.

LUDEÑA, P. & BUENO, J. (1989). Pulpa química al sulfato de tres especies forestales de la selva central. En: Revista Forestal del Perú. vol. 162, no. 2, pág. 49-56.

MARÍN, A. (1998). Ecología y Silvicultura de las Podocarpaceas andinas de Colombia. Smurfit-Cartón de Colombia S.A., Departamento de Investigación Forestal. Cali. pág. 69-143.

PARENT, G.; CADENA G., E. (1989). Guía de Reforestación. Corporación de Defensa de la Meseta de Bucaramanga – CDMB- Agencia canadiense para el desarrollo internacional- ACDI. Bucaramanga. 214 p.

PELÁEZ, L; Comunicación personal. Ing. Forestal, consultor particular colombiano.

PEREZ, F. (2003). Germinación y Dormición de semillas. Andalucía: Junta de Andalucía. pág. 177-200.

QUIJANO, L. y VELAZCO, L. (2012). Germinación y desempeño de las especies forestales nativas Roble (*Quercus humboldtii* Bonpl) y Laurel de cera (*Morella pubescens*) en el vivero forestal los robles de la Universidad del Cauca. Tesis Ingeniería Forestal. Universidad del Cauca. Popayán.

Resolución 1912. (2017). Por la cual se establece el listado de las especies silvestres amenazadas de la diversidad biológica colombiana continental y marino costera que se encuentran en el territorio nacional, y se dictan otras disposiciones. Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible.

RODRIGUEZ, V. y NIETO. (2003). Podocarpus Montanus (Humb. y Bonpl. ex Willd) Lodd. Reforestation, Nurseries & Genetics Resources: Manual de semillas de árboles tropicales.

ROMAY, A. I. A. (2005). Estudio de propagación sexual de pino de monte (*Podocarpus glomeratus* D. Don) en la comunidad de Sailapata-independencia (doctoral dissertation, universidad mayor de san simón).

ROMERO, D. (2012). Tratamiento taxonómico y distribución potencial de las especies de Podocarpaceae en Bolivia. La Paz, Bolivia.

ROMERO, P. 2000. Evaluación del efecto de algunos factores físicos y químicos sobre la germinación de las semillas de tres especies de Pasiflora: *P. Edulis*,

*P. Mollissima* y *P. Ligularis*. Trabajo de grado. Pontificia Universidad Javeriana. Facultad de Ciencias. Departamento de Biología. Bogotá, Colombia. 204 p.

SÁNCHEZ, E.; BARRERA, R.; MUÑOZ, E.; OJEDA, D. y ANCHONDO, Á. (2011). Efecto del ácido salicílico sobre biomasa, actividad fotosintética, contenido nutricional y productividad del chile jalapeño. pág. 63-68.

SCHAEFER, C. (1990). Seed testing research on species indigenous to Kenya. In *ACIAR Proceedings Series* (No. 28, pp. 132-139).

SCHMIDT, L. (2000). Guide to Handling of Tropical and Subtropical Forest Seed. Humlebaek, Dinamarca.

TORRES, J. (1988). Monografía N°5: Podocarpaceae. Flora de Colombia. Imprenta Nacional. Bogotá. 75 p.

TRUJILLO, E. (1996). Fundamentos del procesamiento de semillas forestales. In: Seminario Nacional. Recolección y Procesamiento de semillas forestales. Santafé de Bogotá: CONIF. pág. 11-17.

TRUJILLO, E. (2013). Guía de reforestación: ilustración aumentada y corregida. En: Daybermedios. 254 p.

VARELA, S. y ARANA. (2010). Latencia y germinación de semillas. Tratamientos pregerminativos. Bariloche. pág. 6-10.

VASQUEZ, M. y MAYA, M. (2019). Clasificación de especies arbóreas según su capacidad para remover material particulado del aire en el Valle de Aburrá. En: Revista EIA, pág. 229-242.

WHITE, C.N., W.M. PROEBSTING, P. HEDDEN Y C.J. RIVIN. (2000). Gibberellins and seed development in maize I. Evidence that gibberellin/abscisic acid balance governs germination versus maturation pathways. *Plant Physiol.* 122, 1081-1088. Doi: 10.1104/pp.122.4.1081

YAGUANA, D.L. (2012). Diversidad florística y estructura del bosque nublado del Río Numbala, Zamora-Chinchipec, Ecuador: El Bosque gigante de Podocarpaceae adyacente al Parque Nacional Podocarpus. En: Revista Amazónica: Ciencia y Tecnología. pág. 226-247.

YANIBE, R. y URRESTY, C. (2018). Programa de uso eficiente y ahorro del agua de la asociación de usuarios del acueducto Chisquío Monterredondo del Tambo Cauca, 2018 – 2022. Municipio del Tambo Cauca. pág. 7-20.

ZAMUDIO, S. (2002). Flora del bajío y de regiones adyacentes (págs. 1-5). Pátzcuaro, Michoacán: Instituto de Ecología, A.C.

ZUUR, A.; ELENA, N.; NEIL, J.; WALKER, A.; SAVELIEV, A and SMITH, G. (2009). Mixed Effects Models and Extensions in Ecology with R. New York, NY: Springer.

## ANEXOS

### Anexo A. Formato de recolección de datos de germinación

Fecha de siembra:		
# DE REPETICIÓN		
	<b>Día germinación</b>	
<b>Fecha</b>		<b>Fecha</b>
S1P1T1		
S1P1T2		
S1P1T3		
S1P1T4		
S1P1T5		
S1P2T1		
S1P2T2		
S1P2T3		
S1P2T4		
S1P2T5		
S1P3T1		
S1P3T2		
S1P3T3		
S1P3T4		
S1P3T5		
S2P1T1		
S2P1T2		
S2P1T3		
S2P1T4		
S2P1T5		
S2P2T1		
S2P2T2		
S2P2T3		
S2P2T4		
S2P2T5		
S2P3T1		
S2P3T2		
S2P3T3		
S2P3T4		
S2P3T5		
<b>TOTAL</b>		

## Anexo B. Formato de recolección de datos de biomasa

Réplica	Sustrato	Procedencia	Tratamiento	Número de planta	Biomasa aérea	Biomasa subterránea
R1	S1	P1	T1			
R1	S1	P1	T2			
R1	S1	P1	T3			
R1	S1	P1	T4			
R1	S1	P1	T5			
R1	S1	P2	T1			
R1	S1	P2	T2			
R1	S1	P2	T3			
R1	S1	P2	T4			
R1	S1	P2	T5			
R1	S1	P3	T1			
R1	S1	P3	T2			
R1	S1	P3	T3			
R1	S1	P3	T4			
R1	S1	P3	T5			

### Anexo C. Mortalidad de las semillas para cada repetición

Mortalidad por repetición	Repetición 1	Repetición 2	Repetición 3
<b>T semilla sembrada</b>	660	660	660
<b>T semilla Germinada</b>	431	334	337
<b>% Germinación</b>	65,303	50,606	51,061
<b>T plántulas muertas</b>	11	5	9
<b>% Plántulas muertas</b>	2,552	1,497	2,671

### Anexo D. Conteo de plántulas muertas para cada subparcela

Árbol muerto por subparcela	
Repetición 1	
Subparcela	Árbol
S1P1T1	16
S1P1T2	8
S1P1T3	1
S1P1T4	17
S1P2T1	19
S1P2T2	7
S1P3T1	9
S1P3T4	18
S2P1T4	14
S2P2T1	15
S2P3T3	13
Total	11
Repetición 2	
S1P2T2	13
S2P1T1	1
S2P1T2	7
S2P2T1	4
S2P3T1	2
Total	5
Repetición 3	
S1P2T2	21
S1P2T3	3+10
S1P3T2	13
S2P1T4	3
S2P2T4	11+17
S2P3T3	16
S2P3T4	13
Total	9

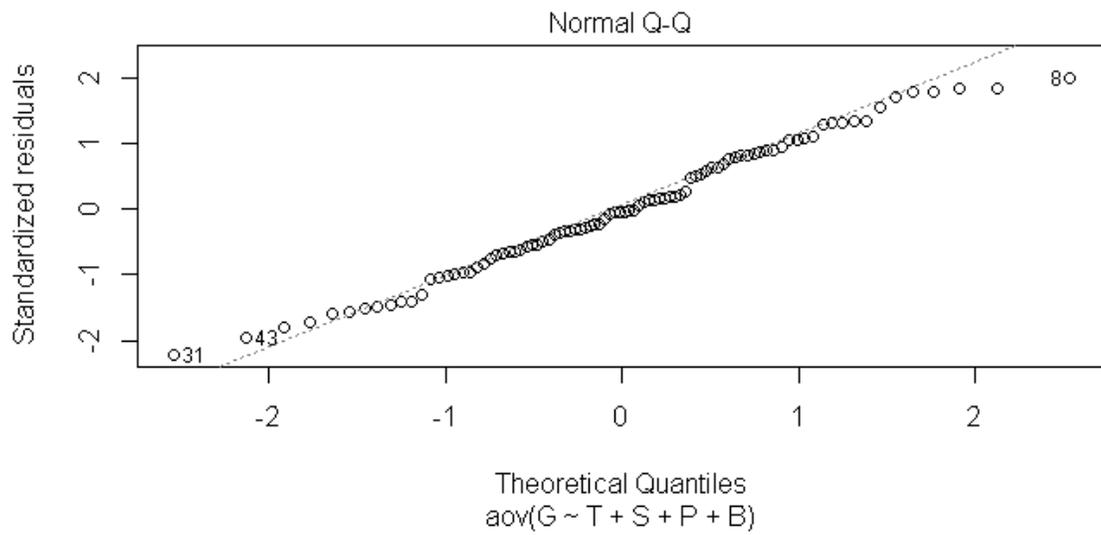
### Anexo E. Totalidad de semillas germinadas para cada tratamiento

Semilla germinada por tratamiento, suma de repeticiones					
	T1	T2	T3	T4	T5
<b>T semilla sembrada</b>	396	396	396	396	396
<b>T semilla Germinada</b>	204	279	233	252	134
<b>% Germinación</b>	51,5	70,5	58,8	63,6	33,8

**Anexo F. Cantidad y porcentaje de plántulas evaluadas para el contenido de biomasa.**

<b>Tratamiento</b>	<b>Número de plántulas evaluadas</b>	<b>% de plántulas por cada tratamiento</b>
T1	198	18,38
T2	273	25,35
T3	231	21,45
T4	242	22,47
T5	133	12,35
<b>Total</b>	<b>1077</b>	<b>100</b>

**Anexo G. Distribución normal del modelo de germinación en factor de sustratos y procedencias**



## Anexo H. Ajuste del modelo de germinación en factor de sustratos y procedencias

