



UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA
SEDE CUENCA
CARRERA DE INGENIERÍA AMBIENTAL

EVALUACIÓN DE TRATAMIENTOS BIOLÓGICOS Y HORMONALES EN LA
GERMINACIÓN DE SEMILLAS NATIVAS Y ELABORACIÓN DE UNA GUÍA
TÉCNICA AMBIENTAL EN CUENCA, ECUADOR

Trabajo de titulación previo a la obtención del
título de Ingeniero Ambiental

AUTORES: CHRISTIAN GERARDO VERA VERA
SASKYA MICHELLE TIPANTIZA ANDY
TUTOR: ING. FREDI LEONIDAS PORTILLA FARFÁN, Ph.D.

Cuenca - Ecuador

2026

**CERTIFICADO DE RESPONSABILIDAD Y AUTORÍA DEL TRABAJO DE
TITULACIÓN**

Nosotros, Christian Gerardo Vera Vera con documento de identificación N° 0150510162 y Saska Michelle Tipantiza Andy con documento de identificación N° 0150161875 manifestamos que:

Somos los autores y responsables del presente trabajo; y, autorizamos a que sin fines de lucro la Universidad Politécnica Salesiana pueda usar, difundir, reproducir o publicar de manera total o parcial el presente trabajo de titulación.

Cuenca, 03 de marzo del 2026

Atentamente,

Christian Vera

Christian Gerardo Vera Vera

0150510162



Saska Michelle Tipantiza Andy

0150161875

**CERTIFICADO DE CESIÓN DE DERECHOS DE AUTOR DEL TRABAJO DE
TITULACIÓN A LA UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA**

Nosotros, Christian Gerardo Vera Vera con documento de identificación N° 0150510162 y Saskya Michelle Tipantiza Andy con documento de identificación N° 0150161875, expresamos nuestra voluntad y por medio del presente documento cedemos a la Universidad Politécnica Salesiana la titularidad sobre los derechos patrimoniales en virtud de que somos autores del Trabajo experimental: “Evaluación de tratamientos biológicos y hormonales en la germinación de semillas nativas y elaboración de una guía técnica ambiental en Cuenca, Ecuador”, el cual ha sido desarrollado para optar por el título de: Ingeniero Ambiental, en la Universidad Politécnica Salesiana, quedando la Universidad facultada para ejercer plenamente los derechos cedidos anteriormente.

En concordancia con lo manifestado, suscribimos este documento en el momento que hacemos la entrega del trabajo final en formato digital a la Biblioteca de la Universidad Politécnica Salesiana.

Cuenca, 03 de marzo del 2026

Atentamente,

Christian Vera

Christian Gerardo Vera Vera

0150510162



Saskya Michelle Tipantiza Andy

0150161875

CERTIFICADO DE DIRECCIÓN DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Yo, Fredi Leonidas Portilla Farfán con documento de identificación N° 0102824331, docente de la Universidad Politécnica Salesiana, declaro que bajo mi tutoría fue desarrollado el trabajo de titulación: EVALUACIÓN DE TRATAMIENTOS BIOLÓGICOS Y HORMONALES EN LA GERMINACIÓN DE SEMILLAS NATIVAS Y ELABORACIÓN DE UNA GUÍA TÉCNICA AMBIENTAL EN CUENCA, ECUADOR, realizado por Christian Gerardo Vera Vera con documento de identificación N° 0150510162 y por Saskya Michelle Tipantiza Andy con documento de identificación N° 0150161875, obteniendo como resultado final el trabajo de titulación bajo la opción Trabajo experimental que cumple con todos los requisitos determinados por la Universidad Politécnica Salesiana.

Cuenca, 03 de marzo del 2026

Atentamente,



Ing. Fredi Leonidas Portilla Farfán, Ph.D.

0102824331

DEDICATORIA

Dedico este proyecto a mi persona por la disciplina, responsabilidad y constancia que me permitieron culminar esta etapa.

Cualidades que fueron fortalecidas por cada miembro de mi familia y por aquellas personas que, a lo largo de este recorrido, me brindaron la dicha de compartir momentos inolvidables.

Comprendo que el ser humano transforma su manera de ver el mundo y se adapta a las circunstancias; en mi caso, tanto los momentos de tormenta como los de calma han sido necesarios para mi desarrollo.

Christian Gerardo Vera Vera

DEDICATORIA

Dedico este trabajo de investigación, en primer lugar, a Dios, por ser mi guía constante, mi fortaleza en los momentos de debilidad y mi refugio en los instantes de incertidumbre. Gracias por darme la vida, la salud y la sabiduría necesarias para no rendirme, por iluminar mi camino cuando las fuerzas parecían agotarse y por permitirme alcanzar uno de los logros más importantes de mi formación profesional. Sin Su presencia y bendición, este sueño no habría sido posible.

De manera muy especial, dedico esta tesis a mi madre, Susana Tipantiza, quien no solo fue madre para mí, sino también padre, amiga, consejera y ejemplo de lucha incansable. Su sacrificio silencioso, su entrega incondicional y su amor infinito fueron el motor que me impulsó a seguir adelante aun cuando el camino se tornó difícil. Gracias, mamá, por cada esfuerzo realizado, por cada palabra de aliento, por no rendirte nunca y por enseñarme con hechos el verdadero significado de la perseverancia. Todo lo que soy y todo lo que he logrado es reflejo de tu fortaleza y de tu fe en mí. Esta tesis es también tuya, porque sin tu apoyo, nada de esto habría sido posible.

Asimismo, dedico este trabajo a mi padre, con profundo respeto y gratitud, por ser parte fundamental de mi vida y de mi formación personal. Su presencia y enseñanzas han contribuido a forjar mis valores, mi carácter y mi deseo constante de superación. Cada paso dado en este proceso académico ha estado acompañado de su apoyo y confianza, los cuales valoro profundamente.

A mi hermana Brithany, le dedico este logro con todo mi corazón. Gracias por ser mi compañera, por tu apoyo sincero y por regalarme sonrisas en los momentos más duros de mi

carrera universitaria. Tus risas, tu cariño y tu compañía fueron un alivio en los días de cansancio y estrés, y una fuente constante de ánimo para no rendirme. Tenerte a mi lado hizo este camino más llevadero y lleno de luz.

Finalmente, dedico esta tesis a todas las personas que, de una u otra manera, formaron parte de este proceso académico. Que este trabajo represente no solo un requisito cumplido, sino el reflejo del esfuerzo, la fe y el amor de quienes caminaron conmigo hasta llegar a esta meta tan anhelada.

Saskya Michelle Tipantiza Andy

AGRADECIMIENTO

A mis padres, José y Alicia, quienes con sus consejos y abrazos hicieron más llevadero este camino, forjando con su ejemplo mi carácter frente a cualquier situación. Sin duda, fueron los pilares fundamentales de mi formación personal y académica.

A mis hermanos, Fernando y Daniela, quienes asumieron el rol de guías en cada paso que di; cada “no te rindas” de mi hermano y cada consejo firme de mi hermana fueron claves para alcanzar esta meta.

A mi primo Esteban, por su prudencia ante cualquier circunstancia y por inculcarme la valentía acompañada de cautela. Compartimos risas, momentos difíciles y aprendizajes que nos fortalecieron mutuamente.

A mi familia, por cada palabra de aliento que me impulsó a seguir adelante sin importar las circunstancias.

A mis cotutores, Juan Cedeño y Mateo Contreras, así como a todos los miembros de la JAAP, por su paciencia y apoyo tanto en la fase investigativa como en el desarrollo del estado del arte del presente trabajo.

A mi tutor, Fredi Portilla, por su guía académica y sus valiosos consejos que contribuyeron a perfeccionar esta investigación.

Al director de carrera, Tony Vilorio, por su apoyo en los cálculos estadísticos y sus oportunas recomendaciones.

Christian Gerardo Vera Vera

AGRADECIMIENTO

Agradezco profundamente a Dios por brindarme la fortaleza, la sabiduría y la perseverancia necesarias para culminar esta etapa tan importante de mi formación académica. Su guía constante fue fundamental para mantenerme firme ante los desafíos y dificultades que se presentaron a lo largo del desarrollo de esta investigación.

Expreso mi sincero agradecimiento a mi tutor de tesis, Dr. Fredi Portilla, por su orientación académica, paciencia y valiosos conocimientos compartidos durante todo el proceso investigativo. Su acompañamiento, criterio profesional y compromiso fueron determinantes para el correcto desarrollo y culminación de este trabajo, aportando no solo desde el ámbito técnico, sino también desde la motivación y el apoyo constante.

De manera especial, agradezco a la Junta Administradora de Agua Potable de Baños, Cuenca, por la apertura, colaboración y facilidades brindadas para la ejecución de esta investigación. Su apoyo permitió el acceso a información relevante y al entorno necesario para el desarrollo del estudio, contribuyendo significativamente a la obtención de resultados confiables y pertinentes.

Asimismo, extiendo mi agradecimiento a los ingenieros Juan Carlos Cedeño y Mateo Contreras, por su valiosa colaboración, disposición y aportes técnicos durante el desarrollo de la investigación. Sus conocimientos, experiencia y recomendaciones fueron fundamentales para fortalecer el contenido del presente trabajo y enriquecer el análisis de los resultados obtenidos.

Finalmente, agradezco a todos los docentes, compañeros y personas que, de manera directa o indirecta, contribuyeron a la culminación de este proyecto académico. Cada consejo,

apoyo y palabra de aliento fueron parte esencial de este logro, que representa no solo un requisito académico, sino un paso importante en mi crecimiento personal y profesional.

Saskya Michelle Tipantiza Andy

RESUMEN

La presente investigación tuvo como objetivo evaluar el efecto de tratamientos biológicos y hormonales sobre el porcentaje de germinación y la longitud radicular de siete especies forestales nativas andinas (*Weinmannia fagaroides*, *Ribes lehmanii*, *Escallonia myrtilloides*, *Polylepis simpsoni*, *Gaultheria tomentosa*, *Oreopanax andreanus* y *Vallea stipularis*), así como proponer una guía técnica para la gestión ambiental y producción sostenible de plantas en viveros forestales. El estudio se desarrolló bajo condiciones controladas de invernadero, empleando tratamientos con ácido giberélico (GA₃), inoculación con *Trichoderma* spp., una combinación de ambos y un tratamiento testigo.

Los resultados mostraron que la respuesta a los tratamientos fue dependiente de la especie y de la variable evaluada. En *Weinmannia fagaroides*, el tratamiento con GA₃ presentó un mayor porcentaje de germinación (3,6 %) y la mayor longitud radicular promedio (3,2±0,1 cm), con diferencias estadísticas significativas. En *Escallonia myrtilloides*, la combinación (GA₃+*Trichoderma* spp). alcanzó los mayores valores de germinación (95,57 %), del mismo modo, el GA₃ y la combinación (GA₃+*Trichoderma* spp)., favoreció el crecimiento radicular (5,3±0,1 cm). Para *Vallea stipularis*, el GA₃ incrementó significativamente la germinación, alcanzando valores superiores al 60 %, y promovió un mayor desarrollo radicular inicial. En contraste, *Polylepis simpsoni* y *Oreopanax andreanus* presentaron bajos porcentajes de germinación en todos los tratamientos, reflejando la dificultad germinativa, al contrario, la combinación en *Polylepis simpsoni* afectó positivamente la longitud radicular (9,1±0,1 cm)

El análisis estadístico se realizó mediante pruebas paramétricas y no paramétricas, de acuerdo con el cumplimiento de los supuestos de normalidad y homogeneidad de varianzas. Los resultados

confirman el papel del ácido giberélico en la ruptura de la dormancia y la elongación celular durante la germinación y el crecimiento inicial (Taiz et al., 2017; Bewley et al., 2013), así como el efecto variable de *Trichoderma spp.* como bioestimulante, cuyo impacto se manifiesta principalmente en etapas posteriores del desarrollo vegetal (Harman et al., 2004).

Con base en los resultados experimentales, se elaboró una guía técnica orientada a la gestión ambiental de viveros forestales, que integra prácticas sostenibles como el uso de biopreparados y biofermentos, el manejo eficiente del recurso hídrico y la adecuada gestión de residuos. Esta guía constituye una herramienta aplicable a proyectos de restauración ecológica, reforestación y conservación de ecosistemas andinos, contribuyendo a la producción de plántulas de calidad y al fortalecimiento de estrategias de restauración ambiental.

ABSTRACT

The present research aimed to evaluate the effect of biological and hormonal treatments on the germination percentage and root length of seven native Andean forest species (*Weinmannia fagaroides*, *Ribes lehmanii*, *Escallonia myrtilloides*, *Polylepis simpsoni*, *Gaultheria tomentosa*, *Oreopanax andreanus*, and *Vallea stipularis*), as well as to propose a technical guide for environmental management and sustainable plant production in forest nurseries. The study was conducted under controlled greenhouse conditions, applying treatments with gibberellic acid (GA₃), inoculation with *Trichoderma* spp., a combination of both, and a control treatment.

Results showed that plant response to treatments depended on species and evaluated variables. In *Weinmannia fagaroides*, GA₃ treatment presented the highest germination percentage (3.6%) and the greatest average root length (3.2±0.1 cm), with statistically significant differences. In *Escallonia myrtilloides*, the combined treatment (GA₃ + *Trichoderma* spp.) achieved the highest germination values (95.57%), while GA₃ and the combined treatment promoted root growth (5.3±0.1 cm). For *Vallea stipularis*, GA₃ significantly increased germination, reaching values above 60%, and enhanced early root development. In contrast, *Polylepis simpsoni* and *Oreopanax andreanus* showed low germination percentages across all treatments, reflecting inherent germination difficulty; however, the combined treatment positively affected root length in *Polylepis simpsoni* (9.1±0.1 cm).

Statistical analyses were performed using parametric and non-parametric tests according to normality and homogeneity of variance assumptions. The results confirm the role of gibberellic acid in dormancy breaking and cell elongation during germination and early

growth stages (Taiz et al., 2017; Bewley et al., 2013), as well as the variable effect of *Trichoderma* spp. as a biostimulant, whose impact is mainly expressed in later stages of plant development (Harman et al., 2004).

Based on experimental results, a technical guide for environmental management in forest nurseries was developed, integrating sustainable practices such as the use of biopreparations and bioferments, efficient water management, and proper waste management. This guide serves as a practical tool for ecological restoration, reforestation, and conservation projects in Andean ecosystems, contributing to the production of high-quality seedlings and the strengthening of environmental restoration strategies.

INDICE DEL CONTENIDO

DEDICATORIA	5
AGRADECIMIENTO	8
RESUMEN.....	11
ABSTRACT	13
1. INTRODUCCIÓN	20
2. DELIMITACIÓN.....	22
2.1. Delimitación Geográfica.....	22
2.2. Delimitación Temporal.....	23
2.3. Delimitación Sectorial.....	23
3. EXPLICACIÓN DEL PROBLEMA.....	24
4. OBJETIVOS.....	25
4.1. Objetivo general	25
4.2. Objetivos específicos	25
CAPÍTULO I	26
5. MARCO TEÓRICO.....	26
5.1. Ácido giberélico y Giberelinas	26
5.2. <i>Trichoderma spp</i>	28
5.3. Sustratos	30
6. USO DE BIOESTIMULANTES Y AGENTES BIOLÓGICOS.....	32
7. MÉTODOS PARA ESTIMULACIÓN DE SEMILLAS.....	34
7.1. Físicos	34
7.2. Químicos	34
7.3. Biológicos.....	35
8. RECOLECCIÓN DE SEMILLAS.....	36
8.1. Recolección de frutos caídos.....	36
8.2. Recolección directa del árbol	37
8.3. Recolección con bolsas de malla o trampas.....	37
8.4. Momento óptimo de recolección	38
8.5. Herramientas utilizadas.....	40
8.6. Manejo postcosecha de semillas.....	41
9. FACTORES QUE SE DAN EN LA GERMINACIÓN DE SEMILLAS	42
9.1. Oxígeno.....	43

9.2.	Temperatura.....	43
9.3.	Iluminación.....	44
9.4.	Factores hormonales	44
9.5.	Dormición.....	44
10.	BOSQUES NATIVOS	45
11.	ESPECIES VEGETALES NATIVAS DE ESTUDIO	47
11.1.	<i>Polylepis simpsoni</i>	47
11.2.	<i>Escallonia myrtilloides L.f.</i>	49
11.3.	<i>Vallea stipularis L.f.</i>	50
11.4.	<i>Ribes lehmanii Jancz.</i>	51
11.5.	<i>Weinmannia fagaroides Kunth.</i>	53
11.6.	<i>Oreopanax andreanus</i>	55
11.7.	<i>Gaultheria tomentosa</i>	57
12.	MANUAL DE PRÁCTICAS DE VIVEROS FORESTALES.....	60
12.1.	Viveros forestales.....	60
12.2.	Almacigueras	61
12.3.	Técnicas de siembra.....	62
13.	MANEJO DE VIVEROS FORESTALES	62
13.1.	Ubicación	62
13.2.	Agua.....	63
13.3.	Protección.....	63
13.4.	El suelo.....	63
13.5.	Fuente de semillas.....	64
13.6.	Inspección y limpieza	64
13.7.	Tratamiento antes de la siembra	65
13.8.	Medios de semillas.....	66
13.9.	Riego	66
14.	COMPONENTES ESENCIALES DE UNA GUÍA AMBIENTAL PARA VIVEROS	67
	CAPÍTULO II.....	68
15.	MATERIALES Y MÉTODOS	68
15.1.	Materiales	68
15.2.	Metodología.....	69

15.3.	Ubicación del estudio.....	72
15.4.	Población y muestra.....	72
15.5.	Variables.....	73
15.6.	Procedimiento.....	74
CAPÍTULO III.....		99
16.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	99
16.1.	Análisis de datos.....	99
16.2.	Resultados y discusión científica.....	103
16.2.1.	Weinmannia fagaroides.....	103
16.2.2.	Ribes lehmanii.....	106
16.2.3.	Escallonia myrtilloides.....	108
16.2.4.	Polylepis simpsoni.....	110
16.2.5.	Gaultheria tomentosa.....	112
16.2.6.	Oreopanax andreanus.....	114
16.2.7.	Vallea stipularis.....	116
16.3.	Limitaciones del estudio.....	118
CAPÍTULO IV.....		119
17.	CONCLUSIONES.....	119
17.1.	RECOMENDACIONES.....	119
18.	BIBLIOGRAFÍA.....	120
CAPÍTULO VI.....		130
19.	ANEXOS.....	130
19.1.	ANEXO B. Tablas.....	130

ÍNDICE DE MAPAS.

Mapa 1.	Ubicación de la parroquia Baños.....	23
Mapa 2	Ubicación del vivero en donde se realizó el análisis de datos.....	72
Mapa 3	Ubicación de los puntos de recolección de semillas.....	74

ÍNDICE DE TABLAS.

Tabla 1	Taxonomía de las especies estudiadas.....	59
Tabla 2	Dosis aplicadas.....	95
Tabla 3	Porcentaje de germinación.....	100
Tabla 4	Longitud radicular.....	100

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES.

Ilustración 1. <i>Polylepis simpsoni</i>	47
Ilustración 2. <i>Escallonia myrtilloides</i>	49
Ilustración 3. <i>Vallea stipularis</i>	50
Ilustración 4. <i>Ribes lehmanii</i>	51
Ilustración 5. <i>Weinmannia fagaroides</i>	53
Ilustración 6. <i>Oreopanax andreanus</i>	55
Ilustración 7. <i>Gaultheria tomentosa</i>	57
Ilustración 8. Planos sobre el sistema de riego y características de los estantes.	70
Ilustración 9. Colocación del sistema de riego.	71
Ilustración 10. Forma de posicionamiento de los semilleros en el estante.....	71
Ilustración 11. Forma de las hojas.....	75
Ilustración 12. Forma de las hojas.	76
Ilustración 13. Forma de las hojas.	76
Ilustración 14. Forma de las hojas.	77
Ilustración 15. Forma de las hojas.	78
Ilustración 16. Forma de las hojas.	78
Ilustración 17. Forma de las hojas.	79
Ilustración 18. Dosis de GA3.....	80
Ilustración 19. Dosis de GA3.....	81
Ilustración 20. Dosis de GA3.....	82
Ilustración 21. Dosis de GA3.....	83
Ilustración 22. Dosis de GA3.....	84
Ilustración 23. Dosis de GA3.....	85
Ilustración 24. Dosis de GA3.....	86
Ilustración 25. Inoculación con <i>Trichoderma</i> spp.....	87
Ilustración 26. Dosis de <i>Trichoderma</i> spp.	88
Ilustración 27. Dosis de <i>Trichoderma</i> spp.	89
Ilustración 28. Dosis de <i>Trichoderma</i> spp.	90
Ilustración 29. Dosis de <i>Trichoderma</i> spp.	91
Ilustración 30. Dosis de <i>Trichoderma</i> spp.	92
Ilustración 31. Dosis de <i>Trichoderma</i> spp.	93
Ilustración 32. Turba y perlita; 70:30.....	96
Ilustración 33. Bandeja de germinación con 338 alveolos.	97
Ilustración 34. Forma la cual se colocaron los semilleros.....	98

Índice de Anexos.

Anexo B. 1 Prueba de Normalidad (PG).....	130
Anexo B. 2 Prueba de Levene (Homocedasticidad) (PG).....	131
Anexo B. 3 Prueba de Normalidad (Longitud radicular).	131
Anexo B. 4 Prueba de Levene (Homocedasticidad) (Longitud radicular).	132
Anexo B. 5 Prueba de Kruskal Wallis <i>Weinmannia fagaroides</i> (PG).	132
Anexo B. 6 Comparación por rangos <i>Weinmannia fagaroides</i> (PG).	132

Anexo B. 7 Prueba de Kruskal Wallis <i>Weinmannia fagaroides</i> (Longitud radicular).	133
Anexo B. 8 Comparación por rangos <i>Weinmannia fagaroides</i> (Longitud radicular).	133
Anexo B. 9 Prueba de Kruskal Wallis <i>Ribes lehmanii</i> (PG).	133
Anexo B. 10 Comparación por rangos <i>Ribes lehmanii</i> (PG).	133
Anexo B. 11 Prueba de Kruskal Wallis <i>Ribes lehmanii</i> (Longitud radicular).	133
Anexo B. 12 Comparación por rangos <i>Ribes lehmanii</i> (Longitud radicular).	134
Anexo B. 13 Prueba de Kruskal Wallis <i>Escallonia myrtilloides</i> (PG).	134
Anexo B. 14 Comparación por rangos <i>Escallonia myrtilloides</i> (PG).	134
Anexo B. 15 Prueba de Kruskal Wallis <i>Escallonia myrtilloides</i> (Longitud radicular).	134
Anexo B. 16 Comparación por rangos <i>Escallonia myrtilloides</i> (Longitud radicular).	135
Anexo B. 17 Prueba de Kruskal Wallis <i>Polylepis simpsoni</i> (PG).	135
Anexo B. 18 Comparación por rangos <i>Polylepis simpsoni</i> (PG).	135
Anexo B. 19 Prueba de Kruskal Wallis <i>Polylepis simpsoni</i> (Longitud radicular).	136
Anexo B. 20 Comparación por rangos <i>Polylepis simpsoni</i> (Longitud radicular).	136
Anexo B. 21 Prueba de Kruskal Wallis <i>Gaultheria tomentosa</i> (PG).	136
Anexo B. 22 Comparación por rangos <i>Gaultheria tomentosa</i> (PG).	136
Anexo B. 23 Prueba de Kruskal Wallis <i>Gaultheria tomentosa</i> (Longitud radicular).	137
Anexo B. 24 Comparación por rangos <i>Gaultheria tomentosa</i> (Longitud radicular).	137
Anexo B. 25 Prueba de Kruskal Wallis <i>Oreopanax andreanus</i> (PG).	137
Anexo B. 26 Prueba de Kruskal Wallis <i>Oreopanax andreanus</i> (Longitud radicular).	137
Anexo B. 27 Prueba de Kruskal Wallis <i>Vallea stipularis</i> (PG).	138
Anexo B. 28 Comparación por rangos <i>Vallea stipularis</i> (PG).	138
Anexo B. 29 Prueba de Kruskal Wallis <i>Vallea stipularis</i> (Longitud radicular).	138
Anexo B. 30 Comparación por rangos <i>Vallea stipularis</i> (Longitud radicular).	138

1. INTRODUCCIÓN

La restauración ecológica de los ecosistemas altoandinos ecuatorianos constituye un reto prioritario frente al desgaste de la biodiversidad y la degradación de hábitats (MAATE, 2024). En este contexto, los viveros forestales comunitarios se han consolidado como herramientas esenciales para la propagación de especies nativas y el impulso a proyectos de reforestación (FAO, 2012) No obstante, uno de los principales obstáculos es la baja tasa de germinación de semillas, derivadas de dormancias fisiológicas y morfológicas, lo que limita el éxito de los programas de recuperación ambiental (Pritchard, H., 2000).

Según Ludeña, V., (2012), frente a esta limitación, diversos estudios han demostrado que la aplicación de reguladores de crecimiento, como el ácido giberélico (GA_3), puede inducir y acelerar la germinación en especies forestales. La aplicación de GA_3 en semillas de aliso (*Alnus acuminata*) juega un papel importante en el rompimiento de la dormancia, estimulando su germinación y favoreciendo la síntesis de giberelinas durante este proceso. En términos fisiológicos, el GA_3 es una fitohormona clave que estimula la germinación y crecimiento inicial de las semillas, facilitando que las raíces puedan atravesar la cubierta de la semilla, Investigaciones previas también han señalado efectos positivos de esta fitohormona en especies como *Pinus spp.* y *Quercus spp.*, mejorando la emergencia y el desarrollo inicial de las plántulas (Bewley et al., 2013).

Por otro lado, el hongo *Trichoderma spp.*, ha sido ampliamente reconocido como una herramienta sostenible en la producción vegetal. Su aplicación en viveros forestales puede mejorar significativamente el crecimiento vegetal al establecer relaciones simbióticas con las raíces, solubilizar nutrientes y actuar como agente de biocontrol frente a patógenos. (Liu et al., 2022). Los trabajos realizados por Liu et al. (2022), demostraron que cepas de *Trichoderma* lograron reducir

un 80 y 82% la incidencia de *damping-off* en plántulas, superando el efecto de fungicidas químicos, que alcanzaron únicamente un (47%) de efectividad.

Esta evidencia demuestra que el *Trichoderma* tiene un alto potencial de supervivencia y adaptación en nuevos entornos ecológicos, así como una gran capacidad para proporcionar protección, crecimiento, desarrollo y control de enfermedades. Al colonizar y penetrar la raíz, este hongo produce compuestos que generan cambios en el proteoma y el metaboloma induciendo respuestas de resistencia local y sistemática frente a diversos patógenos (Hermosa et al., 2012). Además, investigaciones de Contreras, C., et al. (2009), han evidenciado que ciertas especies de *Trichoderma* no solo protegen a las plántulas de enfermedades, sino que también estimulan su crecimiento mediante la modulación hormonal y la mejora del desarrollo radicular.

La FAO (2010), propone una guía técnica integral para viveros sostenibles, en la cual se promueven acciones como la reducción en el uso de agroquímicos, el manejo eficiente del agua, el control adecuado de residuos y la conservación de la biodiversidad local. Esta guía sirve como base para la implementación de criterios ambientales en los sistemas de producción de plantas.

De acuerdo con Rivas y Camacho (2017), la sostenibilidad en los viveros depende directamente de la incorporación de estrategias de manejo ambiental que optimicen el uso de recursos naturales y minimicen los impactos negativos sobre el entorno. En este sentido, la producción de plántulas debe considerar técnicas que mejoren la eficiencia del riego, el uso racional de fertilizantes y pesticidas, y la protección de los ecosistemas circundantes.

Por su parte, Sánchez y Torres (2015), presentan un enfoque basado en buenas prácticas ambientales, como el compostaje de residuos orgánicos, el aprovechamiento del agua lluvia y la

utilización de sustratos menos contaminantes. Estas prácticas contribuyen significativamente a la reducción de la huella ecológica de los viveros.

Martínez y González (2019), abordan la sostenibilidad en viveros desde una visión integral, donde se articulan aspectos técnicos y ambientales. Su estudio enfatiza que el manejo responsable del agua, los residuos y la biodiversidad debe formar parte esencial de cualquier guía técnica que aspire a la sostenibilidad.

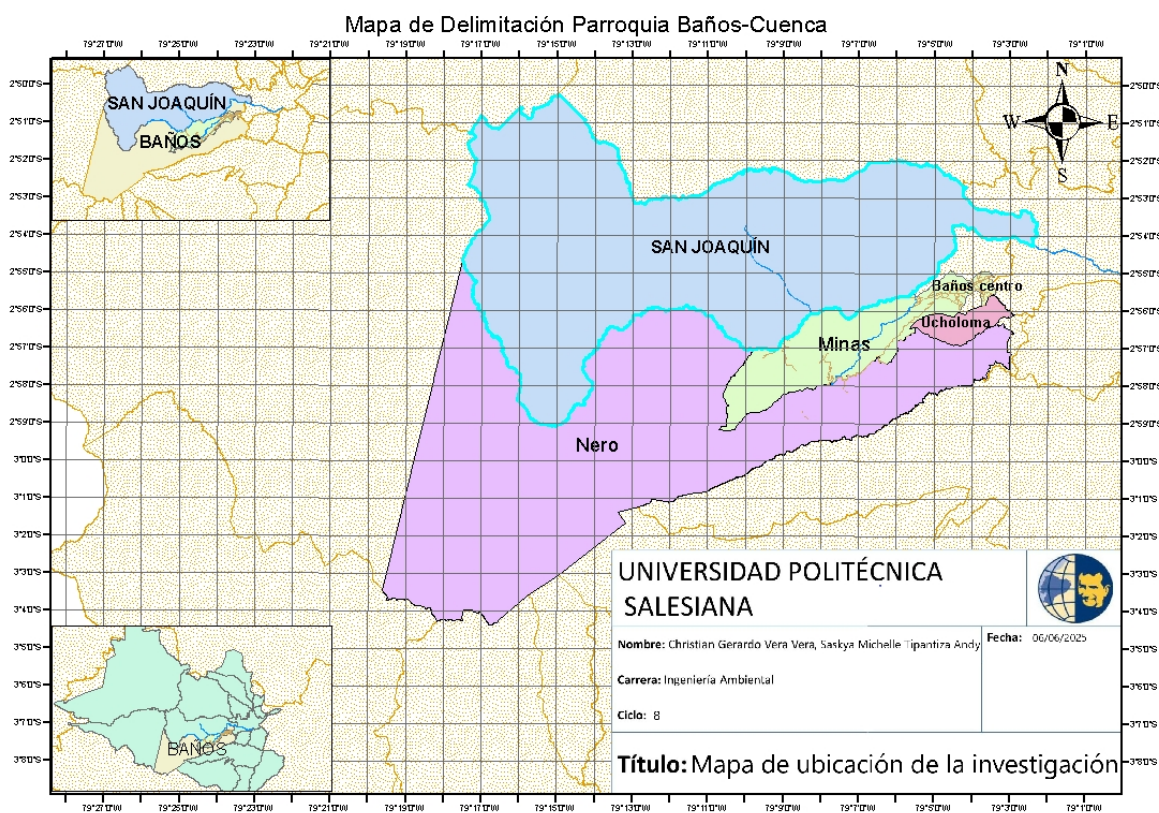
La presente investigación tiene como objetivo evaluar el efecto de tratamientos con GA₃ y *Trichoderma spp.* sobre la germinación de semillas de especies nativas bajo condiciones controladas, y diseñar una guía técnica de impactos ambientales adaptada al vivero de la Junta de Agua Potable de Baños (JAAP) la cual fortalecerá la gestión sostenible del vivero. Esta propuesta busca generar un modelo de producción responsable, con base científica, que pueda ser replicado en otros viveros de la región andina.

2. DELIMITACIÓN

2.1. Delimitación Geográfica

La parroquia Baños se encuentra al Sur Occidente del cantón Cuenca, provincia del Azuay, Ecuador. (véase anexo A.1) La parroquia tiene una superficie de 327,3 km² y altitudes que varían entre 2050 y 4200 m.s.n.m., con una temperatura promedio de 14 °C, está rodeada de áreas con alturas bastante considerables como lo son: Nero, Yanasacha, Sunsún y el cerro Minas (GAD Parroquial de Baños, s. f.).

Mapa 1. Ubicación de la parroquia Baños.



Fuente: Autor, 2025, en base a los planos otorgados a la JAAP.

2.2. Delimitación Temporal

El periodo durante el cual se desarrolló el proyecto fue desde noviembre del 2025 hasta febrero del 2026.

2.3. Delimitación Sectorial

El presente proyecto toma como referencia la información de la siguiente entidad:

- Junta Administradora de Agua Potable de Baños (JAAP).

El estudio está enfocado en el sector ambiental y forestal, específicamente en el ámbito de la producción de plántulas en viveros forestales nativos, la restauración ecológica, y la gestión

ambiental sostenible. Enmarcado en la Línea de Investigación de Cambio Climático y Recursos Hídricos del Área del Conocimiento de Ciencias de la Vida de la Universidad Politécnica Salesiana.

3. EXPLICACIÓN DEL PROBLEMA

Objetivo 1: Determinar la tasa de germinación del tratamiento de semillas de plantas nativas forestales inoculadas con *Trichoderma* spp, con ácido giberélico (GA₃), *Trichoderma* spp. más ácido giberélico (GA₃) frente a un testigo natural bajo condiciones controladas de invernadero.

H₀: No existen diferencias significativas en la tasa de germinación entre las semillas tratadas con *Trichoderma* spp., ácido giberélico (GA₃), la combinación de ambos, y el testigo natural bajo condiciones controladas de invernadero.

H_a: Existen diferencias significativas en la tasa de germinación entre al menos uno de los tratamientos (*Trichoderma* spp., ácido giberélico (GA₃), o la combinación de ambos) y el testigo natural bajo condiciones controladas de invernadero.

Objetivo 2: Determinar el efecto individual y combinado de *Trichoderma* spp. y ácido giberélico (GA₃) sobre el crecimiento radicular de plántulas nativas, comparando su desempeño frente a un testigo bajo condiciones controladas de invernadero.

H₀: No existen diferencias significativas sobre el crecimiento radicular de las plántulas germinadas a partir de los tratamientos evaluados, en condiciones controladas de invernadero.

H_a: Existen diferencias significativas sobre el crecimiento radicular de las plántulas germinadas entre al menos uno de los tratamientos evaluados frente al testigo natural bajo condiciones controladas de invernadero.

Objetivo 3: Elaborar una guía técnica para la identificación de impactos ambientales en base a los resultados de los objetivos uno y dos.

H0: No existen diferencias significativas en la identificación de impactos ambientales derivados de las actividades del vivero entre la guía técnica propuesta (que incorpora lineamientos para la recolección de semillas nativas) y los métodos de evaluación ambiental convencionales aplicados en viveros con condiciones similares.

Ha: La guía técnica propuesta, que incorpora lineamientos para la recolección de semillas nativas, mejora significativamente la identificación y evaluación de los impactos ambientales derivados de las actividades del vivero, en comparación con los métodos de evaluación ambiental convencionales, y puede aplicarse como modelo en viveros con condiciones ambientales y operativas comparables.

4. OBJETIVOS

4.1. Objetivo general

Evaluar la eficacia de diferentes tratamientos sobre la tasa de germinación de semillas de plantas nativas forestales y desarrollar una guía técnica para la identificación de impactos ambientales que incluya un protocolo para la recolección de semillas nativas.

4.2. Objetivos específicos

- Determinar la tasa de germinación del tratamiento de semillas de plantas nativas forestales inoculadas con *Trichoderma spp*, con ácido giberélico (GA3), *Trichoderma spp*. más ácido giberélico (GA3) frente a un testigo natural bajo condiciones controladas de invernadero.

- Determinar el efecto individual y combinado de *Trichoderma* spp. y ácido giberélico (GA₃) sobre el crecimiento radicular de plántulas nativas, comparando su desempeño frente a un testigo bajo condiciones controladas de invernadero.
- Elaborar una guía técnica para la identificación de impactos ambientales en base a los resultados de los objetivos uno y dos.

CAPÍTULO I

5. MARCO TEÓRICO

5.1. Ácido giberélico y Giberelinas

El ácido giberélico actúa como un regulador del crecimiento en las plantas, participando en procesos clave como la germinación de semillas, la elongación de los tallos, la inducción de la floración, el aumento en el desarrollo de frutos y la gestión del estrés abiótico (Peng et al., 2020). En los últimos años, su relevancia comercial ha crecido considerablemente, al igual que las técnicas para su producción, con el objetivo de incrementar su disponibilidad, distribución y uso en la agricultura (Camara et al., 2020).

Mandujano (2007). Señala que “Las aplicaciones de muy bajas concentraciones pueden resultar en profundos efectos, mientras que muy altas pueden dar el efecto opuesto”. recomendando concentraciones generalmente entre 0,01 a 10 mg/L.

Desde el punto de vista químico, el ácido giberélico es un compuesto carboxílico de estructura tetracíclica, que contiene grupos dihidroxi y γ -lactona, con un peso molecular de 346,37 g/mol. En estado puro, se presenta como un sólido cristalino blanco, cuyo punto de fusión oscila entre 233 °C y 235 °C. Es soluble en solventes como alcohol, acetona, acetato de etilo y acetato de butilo,

mientras que su solubilidad en agua es limitada (5 g/L). Además, se descompone con facilidad en soluciones acuosas, en medios alcalinos y cuando se expone a temperaturas elevadas (Camara et al., 2018; da Silva et al., 2021).

Las plantas contienen ácido giberélico en cantidades muy bajas, del orden de microgramos por kilogramo, por lo que su producción a gran escala se realiza principalmente mediante procesos biotecnológicos con microorganismos o por síntesis química. La fermentación sumergida con el hongo *Fusarium fujikuroi* es el método predominante para la producción comercial (Camara et al., 2018; Costa et al., 2018).

En ecosistemas como el páramo, las giberelinas desempeñan un papel esencial para la adaptación de las plantas a condiciones climáticas extremas. Regulan procesos indispensables para su desarrollo y supervivencia, promoviendo el alargamiento de entrenudos y el crecimiento de raíces y hojas jóvenes, lo que facilita la adaptación a factores como la alta radiación solar, bajas temperaturas y suelos poco fértiles (Intagri S.C., s. f.; Salazar-Cerezo et al., 2018).

Una función clave de las giberelinas es la superación de la dormancia en semillas, fundamental para que la germinación ocurra en condiciones ambientales favorables. Estas fitohormonas estimulan la producción de enzimas hidrolíticas, como la α -amilasa, que movilizan nutrientes almacenados y permiten el desarrollo embrionario (Bewley, 1997). Este mecanismo es especialmente importante en especies con dormancia profunda, donde la aplicación exógena de giberelinas puede acelerar y uniformar la germinación (Finch-Savage & Leubner-Metzger, 2006).

El efecto de las giberelinas también se manifiesta en la estimulación de la división y expansión celulares en tejidos meristemáticos, contribuyendo al crecimiento vertical de las plantas (Mayalica, 2014). En condiciones de cultivo, su aplicación puede aumentar significativamente la

altura de las plántulas, lo cual es especialmente beneficioso en viveros forestales que buscan plántulas robustas y de calidad para la reforestación (Janeth & Andrade, s. f.).

En este contexto, el uso de giberelinas en viveros forestales se ha consolidado como una estrategia eficaz para mejorar la producción y calidad de plántulas. Su aplicación puede incrementar la tasa de supervivencia al mejorar la adaptación a condiciones adversas como sequías o suelos de baja fertilidad (Borjas-Ventura et al., 2020). Además, facilitan la producción de plántulas homogéneas, aspecto fundamental para la planificación y ejecución de proyectos de reforestación (Janeth & Andrade, s. f.).

No obstante, para optimizar los resultados, es crucial considerar factores como la concentración y el método de aplicación, que determinan la efectividad de estas hormonas. Estudios han evidenciado que la respuesta a las giberelinas varía según la especie, lo que requiere pruebas específicas para cada una antes de su aplicación generalizada (Zhang et al., 2018). Asimismo, las condiciones ambientales, como temperatura y humedad, influyen en la respuesta de las plantas, por lo que un manejo adaptativo es indispensable (Borjas-Ventura et al., 2020; Janeth & Andrade, s. f.).

5.2. *Trichoderma spp*

El género *Trichoderma* comprende un conjunto de hongos filamentosos ampliamente distribuidos en suelos y rizosferas, conocidos por su capacidad para actuar como agentes de biocontrol y promotores del crecimiento vegetal. Especies como *Trichoderma harzianum*, *T. asperellum* y *T. viride*, presentan una notable capacidad para colonizar raíces, competir con patógenos y estimular procesos fisiológicos en las plantas (Silva et al., 2019). Su aplicación en viveros forestales

representa una alternativa ecológica frente al uso de agroquímicos, favoreciendo la producción sostenible de plántulas (Jimenez, 2015).

Uno de los beneficios más destacados de *Trichoderma* spp. es su función como bioestimulantes, ya que este hongo promueve el crecimiento tanto de las raíces como de la parte aérea, mediante la producción de fitohormonas como auxinas y giberelinas, las cuales estimulan la elongación celular, la ramificación radicular y el aumento de la biomasa (Yao et al., 2023). Además, el *Trichoderma* facilita la absorción de nutrientes esenciales, como el fósforo y el hierro, al solubilizarlos a través de la liberación de enzimas y ácidos orgánicos (Silva et al., 2019).

Por otra parte, su capacidad para colonizar la rizosfera y actuar como endófito permite al *Trichoderma* fortalecer la resistencia de las plantas frente a estreses bióticos y abióticos, activando mecanismos de defensa y mejorando la salud del suelo mediante la restauración y el equilibrio de su microbiota (Morillo et al., s. f.). Esta característica resulta especialmente beneficiosa en suelos degradados o con baja fertilidad, como aquellos presentes en zonas destinadas a la restauración ecológica (Su et al., 2009).

Diversos estudios experimentales han demostrado la eficacia de *Trichoderma* spp. en especies forestales nativas. Por ejemplo, Santos et al. (2020), evidenciaron que el tratamiento de semillas de *Handroanthus serratifolius* (lapacho amarillo) con aislados de *T. asperellum* aumentó significativamente la tasa de germinación, la longitud de raíces, la altura de las plántulas y la biomasa total, manteniendo estos efectos positivos durante el primer año de crecimiento. De manera similar, Jácome Segovia et al. (2019) , evaluaron la aplicación de *T. harzianum* en *Swietenia macrophylla* (caoba), observando mejoras notables en altura, diámetro del cuello, número de hojas y volumen radicular de las plántulas, lo que confirma su potencial como bioestimulante en condiciones de vivero.

El uso de *Trichoderma* no solo mejora la calidad fisiológica de las plántulas, sino que también aumenta su tasa de supervivencia después del trasplante al campo, al favorecer una absorción más eficiente de agua y nutrientes, así como al disminuir el estrés abiótico (Abbas et al., 2022). Estas características convierten a *Trichoderma spp.* en una herramienta fundamental para programas de reforestación y restauración ecológica, especialmente en regiones andinas y tropicales donde las condiciones del suelo y el clima pueden dificultar el establecimiento de especies nativas (Harman et al., 2004).

En viveros forestales, la aplicación de *Trichoderma harzianum* y *Trichoderma longibrachiatum* ha demostrado efectos positivos significativos en el crecimiento y desarrollo de especies nativas como *Inga edulis*, *Schinus molle* y *Delostoma integrifolium*. Por ejemplo, Cerna Ortega (2022), reportó incrementos en altura, diámetro, peso fresco y seco, y número de hojas verdaderas en plántulas tratadas con cepas específicas de *Trichoderma*, lo que sugiere su potencial como bioestimulante en la producción forestal.

Además, el empleo de *Trichoderma* disminuye la dependencia de fungicidas químicos, reduciendo la toxicidad ambiental y los costos de producción. Su acción protectora contra patógenos comunes en viveros, como *Botrytis cinerea*, *Pythium*, *Rhizoctonia* y *Fusarium*, protege las raíces y mejora la tolerancia al estrés hídrico (García, 2019; Román et al., s. f.).

5.3. Sustratos

El éxito en la producción de plántulas forestales está estrechamente relacionado con las propiedades físicas y químicas del sustrato utilizado. Entre los materiales más comunes en viveros forestales se encuentran la turba y la perlita, cuya combinación favorece la germinación, en el desarrollo de las raíces y la supervivencia de las plántulas trasplantadas. La turba, especialmente

proveniente del musgo *Sphagnum*, valorado por su alta capacidad para retener agua, su estructura porosa y su pH bajo, características que facilitan una germinación uniforme y evitan la compactación del medio de cultivo (Kormanek et al., 2021).

Investigaciones con especies forestales como *Pinus sylvestris*, *Picea abies*, *Fagus sylvatica* y *Quercus robur* han demostrado que las mezclas de turba y perlita conservan sus propiedades físicas dentro de rangos adecuados durante toda la temporada de cultivo. (Kormanek et al., 2021). Se verificó que, incluso después de varios meses de uso, la porosidad total de un sustrato compuesto por un 70% de turba y un 30% de perlita se mantuvo por encima del 60%, un valor considerado ideal para el desarrollo de plántulas en bandejas forestales. Asimismo, se observó que la densidad aparente permaneció por debajo de 0,3 g/cm³, lo cual previene el encharcamiento y favorece la oxigenación de las raíces (Vence, 2012).

Pająk et al. (2022), analizaron cómo diferentes grados de compactación en un sustrato de turba y perlita afectan a plántulas de *Fagus sylvatica* cultivadas en bandejas tipo Hiko V265. Los resultados mostraron que la densidad más baja (0,196 g/cm³) favoreció el desarrollo de las raíces y una mejor proporción entre la parte aérea y la raíz, mientras que los sustratos con mayor compactación limitaron el crecimiento y generaron estrés hídrico en las plantas. Estos hallazgos subrayan la importancia de mantener un equilibrio físico adecuado en el sustrato para lograr plántulas más saludables y resistentes.

En consecuencia, una mezcla equilibrada de turba y perlita, generalmente en proporciones de 70–80 % turba y 20–30 % perlita, crea un ambiente óptimo para la germinación y el establecimiento inicial de especies forestales nativas. Esta combinación proporciona una estructura suelta que, al mismo tiempo, retiene agua y nutrientes, adaptándose bien a las necesidades fisiológicas de

especies propias de zonas montañosas y templado-húmedas, donde los suelos naturales suelen ser ácidos y con bajo contenido de materia orgánica (Mendoza et al., s. f.).

Los sustratos pueden ser de origen natural o artificial y se clasifican en dos tipos principales. Los sustratos activos contienen materia orgánica y microorganismos que aportan nutrientes y mejoran la estructura del suelo; ejemplos de estos son la turba, la corteza de pino compostada, la fibra de coco y el aserrín (Martínez & Roca, 2011). Por otro lado, los sustratos inertes no aportan nutrientes, pero mejoran la aireación y el drenaje; ejemplos incluyen la perlita, la vermiculita, la arena, la grava y la tierra volcánica (Mendoza et al., s. f.).

6. USO DE BIOESTIMULANTES Y AGENTES BIOLÓGICOS

En los últimos años, la utilización de bioestimulantes y agentes biológicos en viveros forestales ha ganado gran importancia como una opción ecológica y eficaz frente al uso convencional de fertilizantes y agroquímicos. Estos productos favorecen el crecimiento vegetal mediante procesos naturales, tales como la producción de fitohormonas, la optimización de la absorción de nutrientes y la activación de mecanismos de defensa contra patógenos. En especial, los bioestimulantes microbianos, como los hongos del género *Trichoderma*, han demostrado ser muy eficientes en la producción de plantas forestales debido a su doble función: promueven el crecimiento y actúan como agentes de control biológico (Forestal et al., 2018; Romero et al., 2008).

El *Trichoderma* spp. es uno de los microorganismos más empleados en viveros debido a su habilidad para colonizar rápidamente las raíces de las plantas, donde libera compuestos que estimulan tanto el desarrollo radicular como el crecimiento aéreo. Este hongo sintetiza sustancias como auxinas, giberelinas y citoquininas, que afectan directamente la elongación y división celular, así como la diferenciación de tejidos. Además, tiene la capacidad de solubilizar fósforo y

otros nutrientes esenciales, mejorando la nutrición de las plántulas durante sus primeras etapas de desarrollo (Ferreira et al., 2024; Santos et al., 2020).

Numerosos estudios en especies forestales nativas han demostrado los beneficios del uso de *Trichoderma spp.* en viveros. Por ejemplo, en un experimento con *Swietenia macrophylla* (caoba), la aplicación de *T. harzianum* a una concentración de 3×10^8 UFC incrementó de manera significativa la altura de las plántulas, el número de hojas, el volumen de raíces y la biomasa total en comparación con las plantas que no recibieron el tratamiento con el hongo (Jácome Segovia et al., 2019). De forma similar, Santana y Castellanos (2018), evaluaron su efecto en plántulas de *Leucaena leucocephala*, *Cedrela odorata* y *Albizia saman*, observando mejoras destacadas en la longitud de las raíces, el vigor general y la calidad morfológica de las plantas.

En el caso de *Pinus radiata*, Donoso, E., Lobos, A., Rojas, N., (2008). Evidenciaron que la combinación de compost orgánico con *Trichoderma harzianum* no solo promovió un mayor desarrollo en la biomasa y altura de las plántulas, sino que también disminuyó la incidencia de enfermedades causadas por patógenos del suelo. Estos hallazgos respaldan que la incorporación de agentes biológicos como parte del manejo integrado en viveros mejora la salud y productividad forestal, evitando el uso de productos químicos sintéticos.

Desde el punto de vista ecológico, Vessey (2003), señala que los bioestimulantes microbianos no solo aportan beneficios directos a las plántulas, sino que también mejoran las características microbiológicas del sustrato, incrementando la diversidad funcional del suelo y promoviendo una producción más sostenible. Su aplicación en especies nativas resulta especialmente valiosa en procesos de restauración ecológica, pues contribuye a aumentar la supervivencia después del trasplante y fortalece la capacidad de las plantas para adaptarse a las condiciones del campo.

7. MÉTODOS PARA ESTIMULACIÓN DE SEMILLAS

La estimulación de semillas es una técnica esencial en la producción de plantas forestales nativas, ya sea por paso de fuego, remojo de agua hirviendo o el uso de giberelinas con el fin de mejorar la uniformidad y rapidez de la germinación (Vaquero, 2005).

En el caso de semillas que posean una testa impermeable al agua se aplican tratamientos ya sea por escarificación manual o utilizando ácido sulfúrico con la finalidad de romper la latencia inducida por la testa al ablandar, perforar, rasgar o abrirla para hacerla permeable sin dañar el endospermo y el embrión (Viveros, H, et al., 2014).

Por otra parte, Hollman, J, et al., (2023), indica que el uso de microorganismos con propiedades bioestimulantes se considera un elemento importante como parte de una estrategia agrícola sostenible, estos actúan en la agricultura como biocontroladores de organismos fitopatógenos.

7.1. Físicos

Frente a semillas que son muy resistentes a la desecación en donde se posee radícula y plúmula suele interrumpirse el proceso de desarrollo, manteniéndose en un estado bajo condiciones secas, comúnmente aquellas semillas las cuales se han almacenado por más de un año presentan bajos porcentajes de germinación; en estos casos se suele realizar la escarificación con lija en el hipocótilo de la semilla, de modo que simplifique la salida del embrión fuera de la cubierta seminal (Sañudo, R, et al., 2009).

7.2. Químicos

Los tratamientos químicos implican aplicar sustancias específicas a las semillas antes de sembrarlas. Estas sustancias cumplen varias funciones, como romper la dormancia fisiológica y

física, activando procesos metabólicos dentro de la semilla, protegiéndolas frente a patógenos como hongos y bacterias, o estimulando la germinación a través de fitohormonas (González, M, et al., 2008).

Entre los productos más empleados se encuentran el ácido giberélico, sulfúrico y nítrico. Su aplicación debe estar cuidadosamente dosificada y controlada, pues un exceso o mal uso puede afectar la viabilidad de las semillas (Emmanuel, A, et al., 2000).

7.3. Biológicos

Los métodos biológicos para favorecer la germinación de semillas han ganado gran relevancia en los sectores agrícola y forestal, gracias a su capacidad para impulsar el desarrollo inicial de las plántulas, mejorar la uniformidad en su aparición y aumentar la resistencia al estrés (Rodríguez, M, et al., 2022).

Los tratamientos de semillas con bioestimulantes vegetales microbianos representan un enfoque sostenible para mejorar los rasgos deseables de los cultivos, como la germinación uniforme de las semillas, el alto vigor de las plántulas y un extenso sistema radicular (Cardarelli, 2020).

La implementación de sustancias bioestimulantes mejoran las características del material vegetal en cuanto a aspectos en el desarrollo de la planta (promoción del crecimiento y características físicas), desempeño fisiológico (mejora en la eficiencia de procesos relacionados con intercambio de gases fotosíntesis, estatus hídrico, disminución de procesos degradativos y oxidativos en la planta) y mitigación de estrés biótico y abiótico (AGROSAVIA, 2024).

Sivarathri, B, et al., (2024), menciona que los bioestimulantes son insumos agrícolas respetuosos con el medio ambiente que pueden mejorar la salud de las plantas y el potencial de rendimiento

bajo estresores ambientales de modo que, los efectos de los mismos sobre los parámetros de germinación y crecimiento podrían ser más específicos que de amplio espectro.

8. RECOLECCIÓN DE SEMILLAS

8.1. Recolección de frutos caídos

La mayoría de los frutos dispersan parte de sus frutos o semillas bajo el dosel de los árboles o áreas cercanas a él, especialmente en especies con semillas o frutos grandes, de modo que, solo se debe recolectar semillas del suelo cuando se estima que han sido dispersados recientemente y cuando no se observa daño físico en ellas, como, alternativa es instalar mallas, lonas o plásticos bajo los individuos objetivos y recogerlas al cabo de unas semanas una vez que las semillas han caído (León, P, et al., 2014).

“Para el caso de varios géneros que poseen frutos de gran tamaño es habitual recolectar del suelo del bosque los frutos una vez que éstos han caído de manera natural y se han abierto. Es un procedimiento barato y no exige una mano de obra tan calificada como por ejemplo cuando hay que trepar el árbol; en esta tarea puede utilizarse mano de obra esporádica” (Willan, 2020).

Nogueira & Medeiros, (2007), recomienda incluir información acerca de cuándo se espera que la especie florezca, produzca frutos inmaduros y maduren dichos frutos (y estén listos para su recolección). Podría ser útil incluir notas sobre cómo identificar las flores y los frutos maduros o inmaduros en campo.

Para semillas de árboles y arbustos se pueden recolectar frutos tanto secos como carnosos de árboles en pie, sacudiéndolos sobre una lona, golpeándolos con una pértiga usando ganchos o recogiendo los a mano (Doria, 2010).

8.2. Recolección directa del árbol

Otro método es la recolección desde el árbol sacudiendo sus ramas esto recomendado para frutos dehiscentes, para recolectar semillas desde la copa, las ramas pueden sacudirse utilizando varas telescópicas, varas con gancho o tijeras extensoras, el gancho debe ser localizado cercano a la parte distal de las ramas que es donde son más flexibles y se pueden sacudir sin causar daños, antes de sacudir la rama es necesario tender una malla plástica en el suelo bajo las ramas (Taceó & Magariños, 2024).

La selección del método apropiado para la recolección de semillas depende: características del fruto, tipo de árbol, del rodal, del sitio, volumen de semillas a ser recolectadas, del equipo y personal disponible, de las condiciones de seguridad siendo los métodos más comunes la recolección por caída natural, sacudida manual, sacudida mecánica, por sistema de cuerdas, recolección con espolones y utilizando escaleras (Gil & Del Castillo, 2006).

La acción de trepar árboles solo debe hacerlo una persona entrenada y nunca sola, y siempre con alguien con capacitación en primeros auxilios. Esto permite la selección más cuidadosa de frutos objetivo (Nogueira & Medeiros, 2007).

Existen casos en los cuales es necesario escalar a las copas de los árboles para realizar la recolección de las semillas, sin embargo, esto requiere mucho tiempo y riesgo lo cual esto debe ser utilizado solo cuando no existe otra alternativa (León, P, et al., 2014).

8.3. Recolección con bolsas de malla o trampas

Dependiendo del tipo y tamaño de fruto (vainas o bayas) o semilla que se vaya a recoger, se coloca alguna tela, lona, plástico alrededor del árbol, para facilitar su recolección, de modo que se coloca

alrededor del árbol una red, la cual debe estar sobre el suelo a una altura adecuada para evitar que los animales terrestres alcancen los frutos (Marín, E, et al., 2023).

Para las semillas pertenecientes a especies recalcitrantes, deben cosecharse, limpiarse y sembrarse el mismo día o dentro de un lapso de tiempo muy corto, si se almacenan por un corto período de tiempo a temperatura ambiente deben colocarse en una bolsa plástica o debajo de costales húmedos, la mayoría de especies soportan la refrigeración y pueden ser almacenadas por una o varias semanas (Francis, 2012).

Por último, la técnica de línea avanzada consiste en alcanzar las ramas altas de un árbol con la ayuda de una lienza, para ello se utilizan bolsas de malla o trampas a modo de peso atado a la lienza que es lanzada balanceando el peso para darle el impulso a la copa del árbol o al lugar que se requiera recolectar, en caso de ser usada para posicionar líneas de ascenso, se deben escoger ramas gruesas capaces de sostener al escalador de forma segura (León, P, et al., 2014).

8.4. Momento óptimo de recolección

Podemos ir recogiendo los frutos según se vayan secando o bien cortando las plantas enteras (en zonas frías o épocas lluviosas cortamos y esperamos que maduren las semillas bajo techo; es necesario que las semillas provengan de diversos frutos de diferentes plantas, con el objetivo de conservar una importante diversidad dentro del tipo frente a diferentes condiciones edafoclimáticas (Somossemilla, 2010).

Se recomienda realizar una prospección preliminar para ubicar las poblaciones y confirmar la identificación de especies determinar la época de producción de semillas para estimar la fecha de recolección, si no es posible realizar esta prospección se puede consultar a lugareños o naturalistas locales para ubicar poblaciones potenciales de las especies prioritarias (Sacco, A, et al., 2020).

Una mayor maduración de la semilla puede concluir en una pérdida de viabilidad de esta, por ende, el cambio de la coloración del fruto es una buena señal, a su vez, las semillas también pueden mostrar señales de madurez, especialmente en el cambio de coloración de la cubierta de las semillas o testa como la consistencia de los tejidos de reserva (León, P, et al., 2014).

Otro indicador de madurez es el pedúnculo ya que cuando los frutos están maduros y se acerca la dispersión, los pedúnculos comienzan a secarse y se vuelven frágiles permitiendo que los frutos se desprendan con facilidad en todo caso la dehiscencia suele ser el mejor indicador (Cué, J, et al., 2019).

Si planeas quedarte en campo durante mucho tiempo, deberás extraer las semillas de las frutas in situ para impedir el crecimiento de levadura en los frutos carnosos. Como ventaja adicional, esto reducirá el peso y el volumen de las bolsas y facilitará el manejo y el transporte de las semillas en el campo (Nogueira & Medeiros, 2007).

Taceó & Magariños, (2024), clasifican las semillas según su respuesta de almacenamiento es aquella que determina la calidad final de la muestra cómo, el tipo de manejo que recibirán las semillas esta consta de dos grupos,

- Ortodoxas: Resisten condiciones de muy baja humedad sin alterar la viabilidad de sus tejidos, siendo capaces de germinar una vez rehidratadas, pueden ser desecadas a contenido de humedad de 3-7% para ser almacenadas a bajas temperaturas por largos períodos,
- Recalcitrantes: No toleran la pérdida de agua, por esta razón su viabilidad disminuye drásticamente si son desecadas a menos del 75% de humedad relativa, soportan cortos períodos de almacenamiento en húmedo y/o dentro del fruto (Taceó & Magariños, 2024).

León, P, et al., (2014), indica que el fruto es el órgano de la planta que contiene las semillas. Proviene de la flor, específicamente del ovario cuando madura, de modo que su función principal es contener y proteger a las semillas durante su desarrollo y maduración, además de contribuir a su dispersión; existen los frutos dehiscentes (se abren para liberar las semillas y dispersarlas) y las drupas (poseen un endocarpo duro que protege la semilla y se encuentra rodeado de una pulpa).

8.5. Herramientas utilizadas

“Entre los materiales requeridos para la recolección se debe optar por lienzas o varas, lonas, mallas, bolsas, recipientes, cajas, etiquetas, GPS, guías de flora, manuales de identificación, binoculares, pinzas, tijeras podadoras, tijeras extensoras, escaleras. Guantes de cuero, bolsas de tela, sacos de tela, cinta adhesiva y sílica gel (para secado de semillas)” (León, P, et al., 2014).

“Se debe tener en mente no coleccionar más del 20% de las semillas disponibles en la población al momento de la recolecta para no afectar el reclutamiento de nuevos individuos, se suele usar bolsas para semillas de dispersión aérea o por estructuras de enganche, balde para frutos grandes y enteros de árboles; bolsas de tela para la mayoría de los frutos, bolsas plásticas para frutos carnosos” (Gold, K, et al., 2004)

Se suele usar una tijera de jardín con extensor para cortar ramas con frutos, pero puede ocasionar un daño a la planta, es útil tener una hoja de datos de campo establecida en donde se coloque la información requerida, tal como datos del hábitat donde crece la planta, localidad, altura, descripción de las plantas, tipo de vegetación asociada a las plantas (Tery & Sutcligge, 2014).

8.6. Manejo postcosecha de semillas

Cué, J, et al., (2019), recomienda que después de la recolección, es fundamental manipular las semillas con precaución para preservar su viabilidad y evitar pérdidas de lo cual se debe tener en cuenta lo siguiente:

- **Limpieza:** Separar las semillas de los restos vegetales como hojas, pulpa u otros materiales no deseados.
- **Secado:** Realizar el secado en lugares sombreados o bien ventilados, evitando la exposición directa al sol, hasta que las semillas alcancen el nivel de humedad óptimo para su almacenamiento o siembra.
- **Desinfección:** En caso de riesgo de infecciones fúngicas, aplicar soluciones de hipoclorito de sodio al 1% o fungicidas suaves para proteger las semillas.
- **Clasificación y almacenamiento:** Organizar las semillas según su tamaño, especie y lote. Algunas semillas, llamadas ortodoxas, requieren mantenerse en refrigeración para conservarse, mientras que otras, conocidas como recalcitrantes, deben sembrarse rápidamente tras la cosecha. (Cué, J, et al., 2019).

“Después de la cosecha, todas las operaciones se tienen que realizar de modo que la viabilidad de la semilla no se deteriore; al mismo tiempo, es necesario separar la semilla sana de la calidad inferior y de las impurezas (material extraño y semillas de malezas) con la finalidad de alcanzar un grado específico de pureza o pureza física” (Ruíz & Hernández, 2019).

El almacenamiento postcosecha según menciona Hernández, C, et al., (2020), durante 14 días disminuye la conductividad eléctrica de las semillas de modo que las semillas, continuaron su

maduración y estabilizaron sus membranas celulares, incrementando el porcentaje de germinación para semillas provenientes de frutos maduros sin embargo, para frutos verdes el porcentaje de germinación se vio inhibido.

Gracias a dos metodologías CVCA (Análisis de vulnerabilidad y adaptación al cambio climático) y Cristal (Identificación Comunitaria de Riesgos-Adaptación y Medio de Vida) utilizadas por la comunidad de Naubug y Tzimbuto, han permitido el almacenamiento de semillas adecuado conservando granos y tubérculos por más tiempo, siendo estas estrategias idóneas para el manejo postcosecha de la agrobiodiversidad (Gómez, 2014).

La recolección de semillas para fines de conservación ex situ o para cualquier otro fin, por ningún motivo debe comprometer la conservación de las poblaciones, por ello, la extracción no debe superar el 20% de las semillas viables disponibles en la población en el momento de la recolección, esto importante para aquellas especies con una fuerte amenaza que comprometa su supervivencia (Cué, J, et al., 2019).

9. FACTORES QUE SE DAN EN LA GERMINACIÓN DE SEMILLAS

Pita & Perez, (2006), indican que las semillas son, en la mayor parte de las especies de interés agrícola, el principal mecanismo de reproducción. Las semillas están constituidas por un embrión y por compuestos de reserva (glúcidos, proteínas, lípidos), rodeados ambos por las cubiertas seminales. No obstante, esta estructura general varía entre las diferentes especies principalmente con relación al tipo y proporción de los compuestos de reserva y a las características de las cubiertas seminales.

La germinación inicia con la entrada de agua en la semilla (imbibición) y finaliza con el comienzo de la elongación de la radícula en condiciones de campo no se considera que la germinación ha

terminado hasta que se produce la emergencia y desarrollo de una plántula normal (García E. , 2019).

9.1. Oxígeno

El oxígeno es un factor clave en la germinación de las semillas, ya que permite la reanudación y posterior reactivación del metabolismo durante la imbibición lo que conduce a la producción de poder reductor y ATP; la cantidad de oxígeno depende de la especie y está modulado por factores ambientales, de modo que, regula la germinación y la latencia equilibrando el etileno, ABA y GA. (Corbineau, 2022).

Controlar este factor ayuda a la respiración celular de la semilla, proceso el cuál proporciona energía al embrión. En suelos mal aireados o saturados de agua, la falta de oxígeno llega a ser un factor limitante (arvensis, 2024).

Es importante que el oxígeno llegue al embrión disuelto en agua de imbibición, siendo imprescindible para que la germinación pueda tener lugar, la entrada de oxígeno a la semilla puede estar interferida por la presencia en las cubiertas de compuestos químicos (Pita & Perez, 2006)

9.2. Temperatura

Según Cherlinka, (2022), para cada especie existe un rango de temperaturas dentro del cual puede tener lugar la germinación de sus semillas, para especies de zonas templadas se tiene un rango de temperatura habitual comprendido entre 5 y 25°C, lo que permite asegurar que la semilla germinará cuando las condiciones ambientales sean las más adecuadas.

9.3. Iluminación

Semillas con fotosensibilidad positiva germinan bajo iluminación, con fotosensibilidad negativa germinan preferentemente en oscuridad por ende la iluminación inhibe su germinación; las semillas fotosensibles no dependen de la iluminación; las semillas para germinar deben situarse a cierta distancia de la superficie del suelo para protegerse del efecto inhibitor de la luz blanca (García E. , 2019).

9.4. Factores hormonales

En este caso en el grupo de las hormonas vegetales destacan las giberelinas, promueven la germinación de semillas tanto durmientes como no durmientes, por otro lado, entre las sustancias inhibitoras de la germinación destacan el ácido abscísico, el cual, impide en un gran número de especies la germinación, tanto de semillas como de embriones aislados (Pita & Perez, 2006)

9.5. Dormición

Varela & Arana, (2010), comenta que la dormición es un estado fisiológico por el cual las semillas no son capaces de germinar aun cuando las condiciones ambientales sean favorables, en este caso, mecanismos por los cuales las cubiertas seminales imponen la dormición son; restricciones mecánicas, interferencia con la captación de agua, interferencia con el intercambio gaseoso, presencia de inhibidores en las cubiertas e interferencia a la salida de inhibidores.

En otro caso el embrión es durmiente en sí mismo y la eliminación de las cubiertas seminales no conlleva su germinación; la dormición asegura la permanencia en el suelo, durante largos periodos de tiempo, de semillas de malas hierbas que infectarán sistemáticamente los terrenos cultivados (García E. , 2019).

Tipos de dormición

- **Dormición primaria:** Se establece en las semillas mientras aún están en la planta madre, antes de que sean dispersadas.
- **Dormición secundaria:** Comienza después de la dispersión, en semillas maduras que previamente no presentaban dormición.
- **Dormición en yemas:** Las yemas de las plantas leñosas entran en un estado de dormición para protegerse de las bajas temperaturas durante el invierno (Lallana, V, et al., 2005)

10. BOSQUES NATIVOS

Según Barrantes, G, et al., (2010), varios estudios determinan una cobertura en respecto a la cobertura forestal nativa que va de 11,14 a 15,6 millones de ha. de bosque lo que refiere a que el país mantiene aproximadamente el 45% de su superficie bajo cubierta forestal.

Existe una tendencia en el incremento de las plantaciones forestales en el Ecuador; sin embargo, estas no han logrado reemplazar al bosque nativo en el suministro de madera para satisfacer la demanda nacional e internacional; esta tendencia es el resultado de diversas causas; el agotamiento progresivo del bosque nativo, proceso de deforestación por la expansión agrícola, el establecimiento de zonas de protección y costos de aprovechamiento cada vez más altos debido al alejamiento e inaccesibilidad del bosque. (Barrantes, Chaves, & Vinueza, 2010).

MAATE, (2022), indica; que en el año 2022 el 48,71% del territorio continental del Ecuador se encontraba cubierto por bosques naturales, un total de 12.128.669 ha, de las cuales el 75% se encontraba en la región amazónica, siendo las provincias con mayor superficie vegetal; Pastaza, Orellana, Morona Santiago, Sucumbíos, Napo y Esmeraldas, de modo que el mayor porcentaje de

bosque corresponde al tipo de Bosque siempre Verde de Tierras Bajas de la Amazonía, con un 53%.

La construcción y explotación de bloques petroleros han afectado negativamente el ecosistema dando a lugar a provincias con altos porcentajes de deforestación como Sucumbíos (11,44%), Azuay (7,75%) y Orellana (6,87%), en el período del 2016-2018 Azuay fue la provincia con el mayor porcentaje de deforestación dentro de áreas de hidrocarburos dando lugar últimamente de un incremento del 14,74%. (MAATE, 2022)

De acuerdo con Sierra, R, et al., (2020), se identifican dos mecanismos generales que explican la deforestación en algunas zonas: a) expansión del área agropecuaria y b) el desplazamiento de usos extensivos del suelo. El primer mecanismo, expansión de área agropecuaria, es el proceso “tradicional” de deforestación, mediante el cual se adiciona áreas de producción agropecuaria sin reemplazar usos similares perdidos en otra zona, “es un mecanismo que domina en la Amazonía alta sur, donde el área de pastos continúa ampliándose sin que ocurra cambios importantes en los usos de las áreas deforestadas previamente.”

Se determinó que el principal promotor de la deforestación en el Ecuador es la expansión de la frontera agrícola con valores superiores al 95%, el resto corresponde a cambios de bosque a infraestructura, zonas pobladas y otras coberturas (MAATE, 2022).

11. ESPECIES VEGETALES NATIVAS DE ESTUDIO

11.1. *Polylepis simpsoni*

Ilustración 1. *Polylepis simpsoni*.



Fuente: Autor, 2025.

Nombre común: Queñual, Quinoa.

Esta planta tiene como nombre taxonómico “*Polylepis simpsoni* Pilger”, según la IUCN (International Union for Conservation of Nature and Natural Resources) esta especie se encuentra en la lista roja de especies en vulnerabilidad (IUCN, 1998).

Taxonomía

La distribución de esta especie es desunida, ocurre en el centro y el suroeste de Ecuador, las subpoblaciones se encuentran en el bosque húmedo montano a los 3000 msnm; la especie es particularmente sensible a los incendios (World Conservation Monitoring Centre, 1998)

El género se adapta a los climas fríos por poseer flores reducidas, hojas cubiertas de pelos y cortezas exfoliantes en los troncos, sus bosques son parte natural de los ecosistemas del páramo; especies de aves, mamíferos, reptiles e insectos utilizan la flora de este lugar como sitios de protección, alimentación y reproducción (Fjeldsa & Kessler, 2004).

Ecuador es parte del centro de diversidad del género *Polylepis* en donde se han registrado siete especies nativas: *P. incana*, *P. lanuginosa*, *P. mucriphylla*, *P. pauta*, *P. reticulata*, *P. sericea* y *P. simpsoni*, distribuidas a lo largo de las cordilleras occidental y oriental en un rango de 2700 a 4350 m.s.n.m (Leroux, 2006).

Las semillas de *Polylepis ssp.*, alcanzan dimensiones de 2,5 – 4,5 mm de ancho y 2 – 3 mm de largo, su cápsula seca que las protege es subglobosa, posee agudas espinas y está cubierta por restos florales secos al igual que vellosidades, comúnmente existen semillas con presencia de parasitismo mostrando un agujero en la porción subglobosa de la semilla; esta especie suele presentar una germinación de entre un 2% a 15% en los bosques de *Polylepis* (Vasco, 2010).

11.2. *Escallonia myrtilloides* L.f.

Nombre común: Chachaco

Ilustración 2. *Escallonia myrtilloides*.



Fuente: Autor, 2025.

Chun Chun es un arbusto o árbol perennifolio en la familia Escalloniaceae, nativo de los bosques húmedos montano y páramos desde Costa Rica a Bolivia, crece entre los 1900 y 4200 m.s.n.m. (kabirbosques, 2025).

Taxonomía

Es un arbusto o árbol de hasta 10 m de alto con tallos teretes, estípulas ausentes, hojas alternas, simples; subsésiles, pecíolo de 1-3 mm de largo; lámina ovado-espatulada de 7-28 x 4-12 mm, coriácea, margen acerrado o crenulado, inflorescencia en flores solitarias (PUCE, 2025).

Esta es conocida como “tora”, “chachakuma del cerro”, “atallpa pichu”, “pauku”, “chun chun”, o “xerotilo”; su madera es útil para la fabricación de carbón, utensilio de cocina, artesanías, herramientas para la agricultura y la construcción de viviendas (PUCE, 2025).

Es distribuido a lo largo de la Sierra Central Ecuatoriana entre los 3400 y 3900 msnm de altura y es típica de laderas rocosas, áreas abiertas y partes bajas de páramos; su fruto es una cápsula

septicida de 10 mm de diámetro de color verde amarillento cuando madura sus semillas pequeñas de color café amarillento caen de la cápsula (Guacán & Peñaloza, 2024).

11.3. *Vallea stipularis* L.f

Nombre común: Pichul

Ilustración 3. *Vallea stipularis*.



Fuente: Autor, 2025.

El raque, chuillur, sacha capulí o majúa pertenece a la familia Elaeocarpaceae, nativa de los Andes, encontrada comúnmente en Bolivia, Colombia, Ecuador, Perú y Venezuela, entre los 1600 y los 4000 msnm (marceloamores, 2025).

Taxonomía

Árbol perenne, alcanza los 15 m de altura, con raíces profundas, tronco torcido muy ramificado junto a hojas acorazadas o en forma de pera, su inflorescencia se da en racimos terminales (marceloamores, 2025).

Sus frutos son su globosos, 1-1,5 cm; cápsula carnosa verde amarillenta en forma de baya, de 8-12 mm de diámetro de aspecto rugoso o café en estado maduro en donde la semilla se encuentra dividida por lóbulos, de forma ovalada de 4-6 mm de largo y 0,8 a 1,2 mm de ancho; redondeada, ovoide, con una protección fuerte exterior de color rosado o blanquecino. (Ugsiña, 2012).

11.4. Ribes lehmanii Jancz.

Nombre común: Grosella silvestre

Ilustración 4. *Ribes lehmanii*.



Fuente: Autor, 2025.

Su nombre taxonómico es *Ribes lehmanii Jancz* la cual pertenece a la familia Grossulariaceae, sus hábitats naturales son el bosque húmedo montano subtropical o tropical, los matorrales de gran altitud subtropicales o tropicales y los pastizales de gran altitud subtropicales o tropicales (alpineflora, 2025).

Es un bejuco de los Andes centro-orientales de Ecuador, donde se conoce en 1^o poblaciones; la mayoría se encuentra dentro del Parque Nacional Llanganates y el Parque Nacional Cajas a una altitud de entre 2000-4000 msnm, esta especie prefiere hábitats húmedos dentro de bosques se encuentra en vulnerabilidad según la IUCN (F, Freire, & Pitman, 2004).

Taxonomía

Es un arbusto de hasta 1 m de largo, con flores rojo-rosadas por fuera anaranjadas por dentro, sus hojas son alternas, miden hasta 2,5 cm, su inflorescencia se presenta en formas de racimos colgantes, sus frutos son carnosos de color rojo por dentro posee semillas laminadas de 2,5 mm de diámetro con un color amarillento. (Missouri Botanical Garden, 2013).

Según Arias, (2022), menciona que las ramas de *Ribes lehmanii Jancz* suelen tener recodos u ondulaciones irregulares, sus racimos son de tamaño mediano (5cm), 20 flores en promedio, de color escarlata, con pelos glandulares, sépalos, las anteras redondeadas en las flores. Su endemismo se encuentra en las zonas altas de Ecuador a una altitud de 3500 a 400 msnm.

La fase fenológica de botones florales presentó su mayor porcentaje de ocurrencia en el mes de diciembre con el 13%, fase de fructificación ocurrió en febrero a mayo con 25% y su fase de caída de follaje tuvo un mayor porcentaje en el mes de junio con 44% (Arias, 2022).

11.5. *Weinmannia fagaroides* Kunth

Nombre común: Sarar

Ilustración 5. *Weinmannia fagaroides*.



Fuente: Autor, 2025.

Conocida en muchas zonas andinas como “Sarar”, forma parte fundamental de la composición y estructura de los bosques nativos de esta región (Jadán et al., 2021).

Su distribución abarca desde Costa Rica hasta países como Colombia, Venezuela, Ecuador, Perú y Bolivia, donde crece tanto en bosques maduros como secundarios, en los bordes de páramos y áreas de vegetación de subpáramo (Morales, 2010). En Ecuador, esta especie nativa, se encuentra principalmente en las Cordilleras Central y Oriental de los Andes, entre los 2800 y 3600 metros sobre el nivel del mar, distribuyéndose en provincias como Azuay, Cañar, Carchi, Imbabura, Loja, Morona, Napo, Pichincha y Pastaza (MAE & FAO, 2015).

Taxonomía

En particular, en la provincia del Azuay, la especie *Weinmannia fagaroides* tiene gran relevancia tanto socioeconómica como ecológica (Palomeque et al., 2020). Las comunidades campesinas aprovechan su madera por su alta calidad para la fabricación de carbón, utilizan sus hojas como forraje para el ganado y sus flores tienen aplicaciones medicinales (Minga & Verdugo, 2016). Un estudio realizado en esta provincia reportó que esta especie presenta uno de los índices más altos de importancia ecológica en bosques secundarios altoandinos ubicados entre 2900 y 3500 metros de altitud (Jadán et al., 2017).

Pangol y Tapay (2017), destacan que la especie *Weinmannia fagaroides* funciona como hospedera para una amplia variedad de plantas epífitas, lo que contribuye a la biodiversidad de los ecosistemas andinos. Además, esta especie es valorada por su capacidad para recuperar suelos degradados, gracias a su alta resistencia a bajas temperaturas y su notable habilidad para regenerarse (Fernández et al., 2009; Rada et al., 2019).

11.6. *Oreopanax andreanus*

Nombre común: Pumamaqui

Ilustración 6. *Oreopanax andreanus*.



Fuente: Autor, 2025.

El género *Oreopanax* juega un papel fundamental en los bosques de alta montaña que se encuentran en las laderas tanto del este como del oeste de los Andes. En los fragmentos dispersos de los bosques interandinos, su madera es muy valorada no solo por ser una excelente fuente de leña, sino también por su flexibilidad y facilidad para trabajarla. Sin embargo, debido a la explotación excesiva, la especie conocida como Pumamaqui se ha vuelto poco común en muchas zonas locales (Acosta Solís, 1960).

La especie *Oreopanax andreanus* es una especie, arbustiva o arbórea pequeña que se encuentra exclusivamente en Ecuador, especialmente en las zonas altas de los Andes centrales. Esta planta se distribuye principalmente en el sureste andino, donde habita en áreas protegidas como el Parque

Nacional Podocarpus y el Parque Nacional Cajas. Su ecosistema natural corresponde a bosques montanos húmedos, tanto subtropicales como tropicales, y matorrales de gran altitud, generalmente entre los 2,600 y 2,920 metros sobre el nivel del mar (*Oreopanax andreanus*, s. f.).

Taxonomía

Según Loján (1992), la madera de esta especie presenta una buena capacidad para ser trabajada en la elaboración de diversos objetos artesanales, como cucharas, cucharones, bateas y juguetes de madera, además de ser utilizada para la producción de carbón. Por otra parte, un estudio realizado en 1989 por CESA sobre las propiedades físico-mecánicas del Pumamaqui indicó que su madera posee una resistencia media al cizallamiento, lo que la hace adecuada para la fabricación de chapas y piezas torneadas. Asimismo, debido a su densidad moderada, se recomienda su uso en la producción de pulpa y papel.

11.7. *Gaultheria tomentosa*

Nombre común: Arándano del cerro

Ilustración 7. *Gaultheria tomentosa*.



Fuente: Autor, 2025.

Esta especie se encuentra desde el centro de Ecuador hasta el sur de Perú, en ecosistemas de bosques nublados y matorrales de páramo, entre 2,450 y 3,400 metros de altitud. En Ecuador es conocida como "duraznillo" y en Perú como "shamsque" o "laurel" (Humboldt, Bonpland & Kunth, 1819).

Según Humboldt, Bonpland y Kunth (1819), la especie *Gaultheria tomentosa*, es un arbusto erecto que puede alcanzar entre 0.5 y 4 metros de altura. Los tallos maduros son subteretes y glabros, con corteza que varía de marrón rojizo a amarillento y que se fisura longitudinalmente. Las ramas terminales están densamente cubiertas por pelos finos y lanosos de color grisáceo a ferruginoso, sin glándulas. Además, las yemas presentan escamas marrones rojizo-estriadas y ciliadas,

características que definen su morfología (*Gaultheria tomentosa* Kunth | | *Herbario Azuay*, s. f.-a).

De acuerdo con Humboldt, Bonpland & Kunth (1819), las hojas de esta especie son coriáceas, ovadas a ovado-elípticas, con tamaños que oscilan entre 2.5 y 5 cm de largo por 0.6 a 1.4 cm de ancho. El margen es entero y ligeramente revuelto, mientras que el envés mantiene una densa pubescencia lanosa de tonos grisáceos o ferruginosos.

Taxonomía

En cuanto a la reproducción, Humboldt, Bonpland y Kunth (1819), describen que las inflorescencias son racimos con 7 a 12 flores, todas cubiertas por una capa persistente de pelos lanosos y vellosos. Las flores poseen un cáliz de 3 a 5 mm con lóbulos ovados y una corola cilíndrica urceolada, rosada a rojo rosado en la base, con estambres que presentan filamentos pilosos o tomentosos. El fruto es un cáliz globoso, azul-negro al madurar, ligeramente tomentoso, que completa el ciclo reproductivo de la especie (*Gaultheria tomentosa* Kunth | | *Herbario Azuay*, s. f.-b).

Tabla 1

Taxonomía de las especies estudiadas

	Reino	División	Clase	Orden	Familia	Género	Especie
<i>Polylepis simpsoni</i>	Plantae	Tracheophyta	Magnoliopsida	Rosales	Rosaceae	Polylepis	simpsoni
<i>Escallonia myrtilloides</i>	Plantae	Tracheophyta	Magnoliopsida	Escalloniales	Escalloniaceae	Escallonia	myrtilloides
<i>Vallea stipularis</i>	Plantae	Spermatophytae	Magnoliopsida	Oxalidales	Elaeocarpaceae	Vallea	stipularis
<i>Ribes lehmanii</i>	Plantae	Tracheophyta	Magnoliopsida	Saxifragiles	Grossulariaceae	Ribes	lehmanii
<i>Weinmannia fagaroides</i>	Plantae	Tracheophyta	Magnoliopsida	Oxalidales	Cunoniaceae	Weinmannia	fagaroides
<i>Oreopanax andreanus</i>	Plantae	Tracheophyta	Magnoliopsida	Apiales	Araliaceae	Oreopanax	andreanus
<i>Gaultheria tomentosa</i>	Plantae	Tracheophyta	Magnoliopsida	Ericales	Ericaceae	Gaultheria	tomentosa

Fuente: Autor, 2025, en base a <https://ecuador.inaturalist.org>.

12. MANUAL DE PRÁCTICAS DE VIVEROS FORESTALES

Los viveros forestales son espacios dedicados a la producción de plantas, tanto de especies nativas como exóticas, que se emplean en proyectos de reforestación, restauración ecológica, conservación ambiental o para fines comerciales. La aplicación de buenas prácticas en estos viveros garantiza que las plántulas tengan alta calidad genética, fisiológica y sanitaria, lo que incrementa las probabilidades de éxito cuando se trasplantan al campo.

12.1. Viveros forestales

Según (Bonilla, Pino, & Logroño, 2014), consta de un espacio de terreno destinado a la producción y reproducción de plantas forestales, su importancia radica en contribuir a formar plantaciones y sistemas agroforestales sostenibles, el lugar donde se instalará este debe tener suficiente cantidad de agua, durante todo el año, debe estar cerca de las viviendas para su cuidado y contar con vías de acceso para el transporte de personas, la ubicación de las planta bandas, semilleros y umbráculos deberán estar orientado de E-O.

Los viveros forestales se clasifican en:

- **Permanentes:** Establecidos cuando es necesario abastecer de planta una gran superficie, donde las operaciones de forestación van a durar varios años.
- **Temporales o volantes:** Solo requieren una inversión inicial reducida, su objetivo es producir plantas durante una temporada y para una temporada extensión determinada; luego el mismo se levanta, se lo abandona o se lo traslada a otra área de forestación, son de fácil desmantelamiento (Del Castillo & Gil, 2012).

Las herramientas que lleva dentro de este son: Pala recta, estacas, tijeras de podar, cordel o piola, pico, fundas, zaranda, regadera, flexómetro, sarán, carretilla, bomba de mochila, segueta, manguera para el riego, azadón, machete, varillas o tiras de madera para arcos; por otra parte,

los insumos necesarios son: semillas, estacas, esquejes, abono orgánico, arena de río, tierra negra y productos fitosanitarios. (Bonilla, Pino, & Logroño, 2014)

La construcción del vivero necesita un dimensionamiento el cual estará en función de la cantidad de plantas a producir, en donde, se le agrega un 20% más de posible mortandad y eliminación de plantas defectuosas; con un 50% más para caminos, la superficie del vivero debe ser cercada en su totalidad para evitar el ingreso de animales o personas que puedan dañar los cultivos (Del Castillo & Gil, 2012)

Es necesario realizar una limpieza del terreno eliminando todo tipo de vegetación, que luego puede afectar la constitución y desarrollo de las plantas como su diseño, debe estar de acuerdo con una secuencia lógica de trabajo (Rodríguez R. , 2010).

12.2. Almacigueras

Porción de terreno destinada a la siembra de semillas, en una superficie reducida donde se produce una gran cantidad de plantas, que más tarde serán trasplantadas en envases (macetas) o ser llevadas al lugar definitivo, estos deben recibir suficiente aire, luz y sol; por lo cual no debe encontrarse influenciada por construcciones, plantaciones (Del Castillo & Gil, 2012).

Por otro lado, tenemos el sustrato en donde se realizará la siembra y el repique, el espesor del sustrato depende del desarrollo radicular de las especies a sembrar; debe ser de textura franco – arenosa con materia orgánica, pero, las proporciones de la mezcla dependerán del tipo de suelo donde se está instalando el vivero (Bonilla, Pino, & Logroño, 2014).

Para que la humedad esté disponible para las plantas dentro de un contenedor, se requiere que el suelo (o la mezcla) tenga buena porosidad, de modo que las raíces puedan proveerse de oxígeno y llevar a cabo la respiración (Rodríguez R. , 2010).

Se realiza una desinfección de los almácigos para eliminar esporas de hongos, semillas de hierbas, huevos de insectos o en sí se pueden aplicar dosis controladas de productos químicos como Metam sodio el cual se aplica al suelo libre de cultivo o presiembra el cual es efectivo para el control de hongos se utiliza en dosis de 100 cc a 120 cc por m² (Rodríguez R. , 2010).

Se puede usar formol a un 40% de concentración se mezcla 250 cc, de formol en 15 litros de agua y desinfecta 3m² de almácigo; el ácido sulfúrico se añade en concentraciones de 90 cc de en tres litros de agua para 1m² o de una forma más casera o artesanal agregando al sustrato agua hervida o por calentamiento del sustrato a 80°C por una hora. (Del Castillo & Gil, 2012)

12.3. Técnicas de siembra

- *Al voleo.* – Se usa para semillas pequeñas, livianas o muy tenues, por ejemplo: eucalipto, casuarina, liquidámbar, grevillea, el suelo tiene que estar bien nivelado, se realiza un riego previo a la siembra con regadera de flor fina.
- *En líneas o surco.* – Para semillas medianas o grandes, como pino, roble, araucaria, la profundidad de los surcos serán 1 o 2 veces el diámetro de la semilla.
- *Siembra directa.* – La siembra se realiza en bolsas junto a semillas grandes colocando generalmente 2 semillas por bolsa, su ventaja es evitar el repique y la desventaja es la utilización de más semillas (Del Castillo & Gil, 2012)

13. MANEJO DE VIVEROS FORESTALES

13.1. Ubicación

Se establecerá en un lugar donde se concentre el mayor número de productores y sitios para la siembra, con el fin de proporcionar un mejor seguimiento y vinculación de las actividades en el vivero con las actividades del campo, debe ser ubicado cerca de una posible fuente de agua

con la capacidad de riego según las dimensiones o el número de árboles a producir del vivero (Walle, 2004).

Normalmente las actividades en el vivero inician en diciembre y enero para que las plantas producidas estén listas para la siembra a finales de mayo o en junio, de tal modo que, con cuatro o seis meses de crecimiento bajo condiciones favorables en el vivero, estarán listas para la siembra (Del Castillo & Gil, 2012).

13.2. Agua

El agua debe ser limpia, aunque no es necesario que sea potable, no es recomendable usar agua estancada ya que, puede portar enfermedades, por ello es necesario limpiar los recipientes, filtrar el agua y desinfectar las herramientas, debido a que en el vivero se forman condiciones favorables para producir plantas durante la época seca, el agua es un factor determinante para su éxito (Walle, 2004).

13.3. Protección

El área del vivero debe estar cercada para evitar daños ocasionados por los animales; esta delimita el área total de las actividades que se van a realizar en todas las fases del vivero desde el semillero y la remoción de bolsas o ajuste de densidad (Walle, 2004).

13.4. El suelo

La tierra o mezcla a usarse en el vivero puede obtenerse excavando el suelo del campo para utilizarlo directamente. Sin embargo, su utilidad depende de la calidad, ya que se pueden tener factores limitantes, principalmente, el drenaje y la compactación que dificultarían su uso en bolsas plásticas. En estos casos, se requerirá el tamizado del suelo para destruir la estructura natural (León W. , 2013).

Varios materiales han sido recomendados con una variación de resultados y grados de aceptación. El compost, en un estado adecuado de descomposición, es una fuente excelente. El "lombrihumus", producto de la acción de lombrices, también es una excelente fuente de materia orgánica, y debido a la acción de las lombrices, es importante incluirlo en la lista para incluir en la mezcla para viveros (Walle, 2004).

13.5. Fuente de semillas

Las semillas se pueden coleccionar localmente u obtenerse de compañías proveedoras, se debe examinar la fruta para determinar la firmeza o suavidad de la pulpa pues este es otro indicador de madurez; cuando las semillas se dispersan es porque están maduras, pero cosecharlas en ese momento es casi imposible (Del Castillo & Gil, 2012).

Cuando colecciona semillas, selecciónelas de árboles saludables y bien formados; plántulas provenientes de árboles superiores crecen más rápidamente en el vivero, tiene mejor forma y producen de 5 a 20% más de volumen cuando adultas que la progenie de árboles de padres no superiores, evitar el uso de sacos plásticos durante el transporte porque estos atrapan la humedad (León W. , 2013).

13.6. Inspección y limpieza

El procesamiento de semillas incluye el secamiento y la extracción de los conos, la limpieza incluye la remoción de semillas lesionadas; reducir o mantener el contenido de humedad apropiado y si necesario, la aplicación de tratamientos protectores como los fungicidas; el exceso de la humedad y los hongos son la causa de la mayor parte del daño que ocurre en las semillas recién recogidas o almacenadas (Bonilla, C, et al., 2014).

Para almacenaje a corto plazo conserve las semillas a baja humedad y a temperaturas de 18 a 20°C en recipientes bien aireados, guardadas en bolsas o recipientes sellados dentro de un

refrigerador, en ambos casos la humedad interna de la semilla se estabilizará en un 12 y 18% (Rodríguez R. , 2010).

Para el almacenamiento a largo plazo, algunas semillas, como los pinos, pueden ser congeladas a temperaturas de 0°C, antes de congelarse la humedad interna de las semillas debe ser de 5 a 10%; el % de humedad se obtiene dividiendo el peso del agua perdida en la secada por el peso mojado, o el peso antes de secarse, y multiplicando el resultado por 100 (León W. , 2013).

13.7. Tratamiento antes de la siembra

Oliva, M, et al., (2014) señalan que es necesario para semillas con reposos vegetativo interno el cuál beneficia para la sobrevivencia de la especie, posponiendo la germinación hasta que condiciones más favorables para el crecimiento existan para la sobrevivencia de las plántulas por ende se opta por una escarificación mecánica de semillas.

Según Rodríguez, (2010), esta se realiza utilizando filos, hojas de afeitar y cabestrantes guiados por motores o a mano que estén cubiertos con papel de lija; entre sus ventajas están el menor riesgo de lesiones, sin necesidad de un control en la temperatura y las semillas se mantienen secas durante el período previo al tratamiento, permitiendo el cultivo inmediato posteriormente, pero, el sobretratamiento puede dañar fácilmente las semillas.

Por otro lado Oliva, M, et al., (2014), nombra que la escarificación ácida tiene el mismo o mejor fin a la escarificación mecánica, sin embargo, se necesitan controles de seguridad rígidos y muchas precauciones, para determinar el tiempo correcto de remojo, una alternativa a esto es poner la semilla en una pila cónica en una superficie fura y plana; aplicar ácido a razón de 1 L por 36 Kg de semilla; mezclar cabalmente con una pala y enjuagar y secar; si se usa el ácido nunca añadir agua por el hecho de ocurrir una reacción violenta.

- Sus ventajas radican en requerir poco o ningún equipo especial, económico y se puede recuperar el ácido para próximos tratamientos
- Sus desventajas son una duración severamente determinada, a una temperatura controlada, exponiendo a los trabajadores a peligros potenciales de quemaduras por el uso del ácido (León W. , 2013)

Al final del período de escarificación se remueve y limpia las semillas a través de un baño de agua, después se las seca y se cultivan inmediatamente por el hecho de que si no se realiza esta acción ocurre un segundo reposo en las mismas (León W. , 2013)

13.8. Medios de semillas

Los medios posibles para planos o semilleros son la vermiculita, arena de río lavada y esterilizada, mezclas de tierra y arena, desechos de arroz, turba, perlita, peatmoss, y papel toalla para semillas muy pequeñas, empujar las semillas pequeñas muy al fondo del sustrato puede inhibir su crecimiento por ende dependiendo del tamaño se colocará de manera adecuada al medio de cultivo (Bonilla, C, et al., 2014).

13.9. Riego

Oliva, M, et al., (2014), recomiendan cotejar la humedad en el medio de germinación por lo menos dos o tres veces al día; si se riega demasiado remueva temporeraamente de la sombra para acelerar la evaporación, por ello, se necesita utilizar un riego fino desde arriba por boquillas de irrigación para evitar que las semillas pequeñas sean lavadas de los semilleros.

14. COMPONENTES ESENCIALES DE UNA GUÍA AMBIENTAL PARA VIVEROS

Mate, A, et al., (2018) señalan, que un vivero forestal consta de almácigos, canteros con plantas en macetas, calles y sendas, media sombra, área de trasplante, área de plantación, área de preparación del sustrato, cercos, maquinarias y herramientas, insumos y la bodega.

El sistema de producción de especies forestales se divide en procesos separados que consisten en operaciones, que tienen requerimientos específicos incluyendo el equipo y suministros, en tal caso de que un vivero se especializa en satisfacer órdenes pequeñas de plantas nativas con una gran variedad de tipos y tamaños de semillas, posiblemente sea mejor realizar la siembra de forma manual que de manera mecanizada (Landis, T, et al., 1995).

Los tipos de contenedores utilizados para especies forestales son los contenedores individuales como celdas o cavidades, esto a debido que muchas especies leñosas tiene sistemas radicales agresivos que pueden desarrollar una espiral en los contenedores normales, especialmente en la base lo que reduce la calidad de planta después de la plantación (Landis, T, et al., 1995).

Las líneas de siembra por otra parte consisten en una de las operaciones más críticas en un vivero, además de ser una de las que demanda mayor mano de obra, su proceso consiste en; llenado de contenedores, compactación del sustrato, siembra y tapado de la semilla, una vez sembrada la semilla esta se cubre con una capa delgada de perlita lo que permite que la misma sea retenida en el sitio inhibiendo el crecimiento de algas (Principi, M, et al., 2011)

CAPÍTULO II

15. MATERIALES Y MÉTODOS

15.1. Materiales

15.1.1. Material Experimental

Para llevar a cabo el ensayo experimental, se emplearon los materiales que se detallan a continuación.

- Ácido giberélico.
- *Trichoderma spp.*

Los factores en estudio fueron:

- Porcentaje de germinación.
- Longitud de la raíz principal.

15.1.2. Material complementario

- Bandeja de germinación de 338 alvéolos.
- Turba y Perlita.
- Semillas de las especies estudiadas.
- Probeta graduada de 100ml.
- Regla graduada de 30 cm.
- Fondo rojo.
- Rociador.
- Pinzas.

15.2. Metodología

15.2.1. Diseño de experimentación

El diseño establecido, se basa en los modelos o recomendaciones de los siguientes autores (Cedeño & Sarmiento ,2025).

Es un diseño experimental cuantitativo y controlado, cuyo objetivo es evaluar la efectividad de distintos tratamientos en la tasa de germinación de semillas forestales nativas bajo condiciones de invernadero. Se aplicaron cuatro tratamientos diferentes:

- Control (sin ningún tratamiento).
- Inoculación con *Trichoderma* spp.
- Aplicación de ácido giberélico (GA3).
- Combinación de ambos tratamientos.

Lo que busca garantizar un nivel adecuado de manipulación y control, especialmente en la aplicación directa de los tratamientos, permitiendo asegurar la validez interna del estudio mediante mediciones sistemáticas realizadas semanalmente durante un periodo de tres meses.

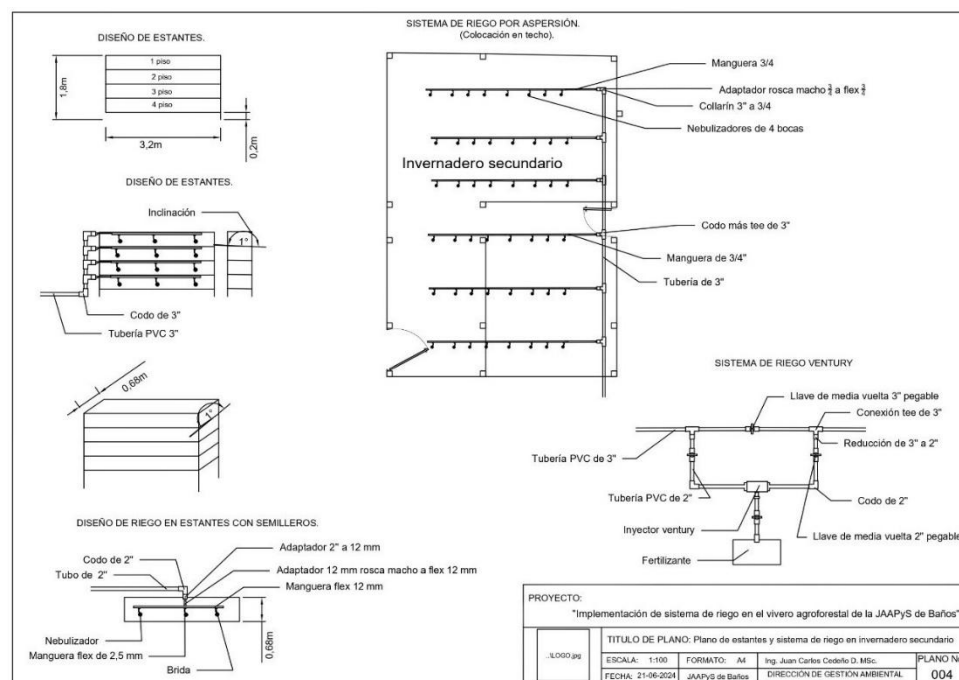
15.2.2. Descripción del área de estudio

El vivero de la Junta Administradora de Agua Potable de Baños (JAAP), forma parte del proyecto de "Bioinnovación en viveros forestales", desarrollado por la JAAP de Baños en colaboración con el CIITT de la Universidad Católica de Cuenca. La finalidad de este proyecto es potenciar el crecimiento de especies forestales mediante el uso de microorganismos beneficiosos y sustratos mejorados, con la intención de aplicar estos avances en las zonas de conservación de Yanuncay y Zhucay.

El vivero cuenta con un invernadero de estructura múltiple destinado al desarrollo de las plántulas germinadas. En el caso de esta investigación, el trabajo se llevará a cabo dentro del área del semillero, el cual está equipado con seis estantes de madera, cada uno con capacidad para albergar 28 bandejas de germinación. En estos estantes se colocarán las bandejas previamente sembradas para dar seguimiento al proceso de germinación en condiciones controladas. De igual manera, los pilares del semillero están contruidos en madera y recubiertos con plástico PVC, lo que permite un buen aislamiento térmico.

Los estantes, fabricados con madera de eucalipto, cuentan cada uno con cuatro niveles o escalones. El piso del semillero ha sido relleno con gravilla para facilitar el drenaje, mientras que los semilleros propiamente dichos se rellenan con una mezcla de turba y perlita, lo cual favorece el desarrollo de las plántulas.

Ilustración 8. Planos sobre el sistema de riego y características de los estantes.



Fuente: JAAP, 2025.

Ilustración 9. Colocación del sistema de riego.



Fuente: Autor, 2025.

Ilustración 10. Forma de posicionamiento de los semilleros en el estante.

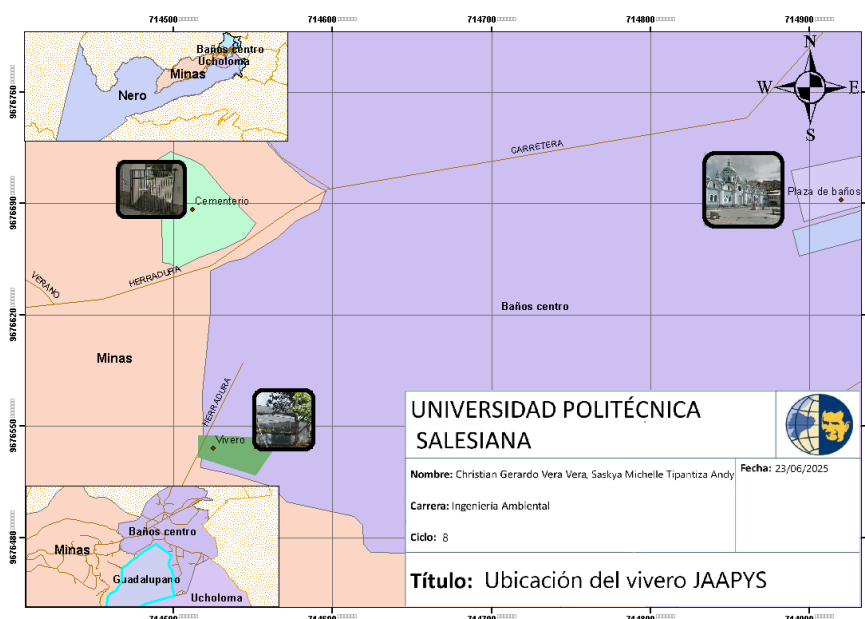


Fuente: Autor, 2025.

15.3. Ubicación del estudio

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en el vivero de la Junta Administradora de Agua Potable de Baños (JAAP), que se encuentra en la zona de Cochapamba, específicamente en la vía hacia Unión Alta, incluyendo áreas como Tilos 1 y la entrada a Huizhil.

Mapa 2. Ubicación del vivero en donde se realizó el análisis de datos.



Fuente: Autor, 2025, en base a los planos proporcionados por la JAAP.

15.4. Población y muestra

15.4.1. Población

La recolección del material botánico se realizó en las comunidades de Cochapamba, Soldados, Huizhil, Ucholoma de la parroquia Baños, ubicada en la provincia del Azuay. Estas zonas se caracterizan por un clima frío, condiciones que favorecen el crecimiento y desarrollo de las especies estudiadas.

15.4.2. Muestra

Para la elección de la muestra se consideró las semillas de 7 especies:

- *Polylepis simpsoni*
- *Vallea stipularis*
- *Oreopanax ecuadorensis*
- *Weinmannia fagaroides*
- *Escallonia myrtilloides*
- *Ribes lehmannii*
- *Gaultheria tomentosa*

Se aplicó un muestreo aleatorio y se asignó a cada semilla una identificación como (madura), para cada muestra obtenida se determinó que el número de individuos por cada unidad muestral corresponderá a un número de 338.

15.5. Variables

15.5.1. Variables Independientes

- Concentraciones (ppm) de los reguladores de crecimiento.
- Tratamientos pre germinativos.

15.5.2. Variables Dependientes

- Porcentaje de germinación.
- Longitud de la raíz principal.

15.5.3. Variables Controladas

- Temperatura.
- Humedad relativa.

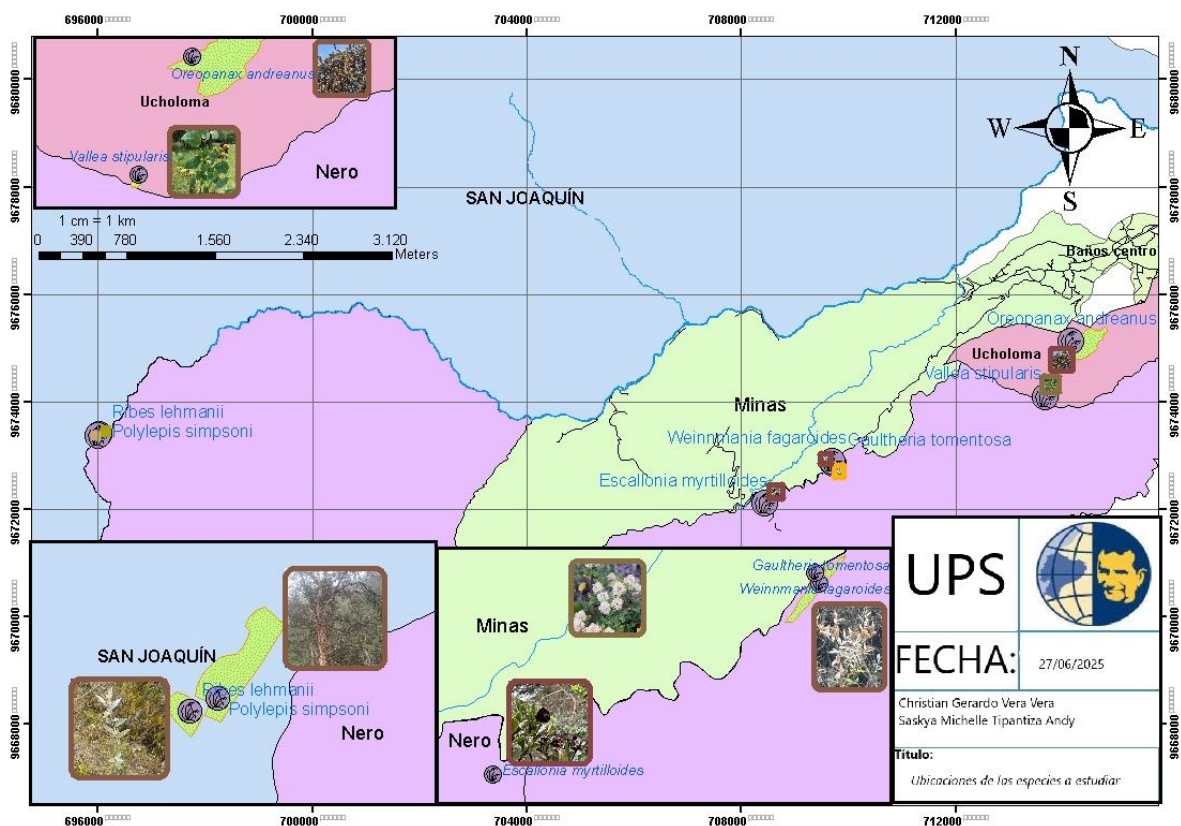
15.6. Procedimiento

El procedimiento se lo realizó por fases que se detallaran a continuación:

15.6.1. Fase 1: obtención de las semillas

Las semillas de las especies estudiadas fueron obtenidas de las comunidades: Minas, Cochapamba, Soldados, Ucholoma, Huizhil que se encuentran dentro de la parroquia Baños.

Mapa 3. Ubicación de los puntos de recolección de semillas.



Fuente: Autor, 2025, en base a los planos otorgados por la JAAP

Muestra 1: *Polylepis simpsoni*

La recolección de la especie se llevó a cabo cerca de Nero en la comunidad de Soldados (Cuenca, Azuay).

Las semillas pequeñas, secas y con forma irregular, a menudo con proyecciones o alas que ayudan en su dispersión, las hojas son compuestas, trifoliadas, con folíolos oblongos y blanco-tomentosos en el envés, el haz puede ser glabro (sin pelos) o brillante (Gualavisí, 2008).

Ilustración 11. Forma de las hojas.



Fuente Autor, 2025.

Muestra 2: *Vallea stipularis*

La recolección de la semilla fue cerca de la comunidad de Ucholoma adyacente a la comunidad de Guadalupano (Cuenca, Azuay).

Las semillas son pequeñas, aproximadamente de 1 mm de largo con una forma piramidal u ovoide, producidas en frutos tipo baya, de color rosado; sus hojas son simples, alternas, espiraladas, lámina foliar de 6-7 x 3-4 cm, membranacea, ovado-lanceolada, de base cordada a subtruncada (eia.edu.ec, 2014).

Ilustración 12. Forma de las hojas.



Fuente: Autor, 2025.

Muestra 3: *Oreopanax andreanus*

La recolección fue cerca del sector Ucholoma adyacente a la comunidad de Guadalupano y el centro de baños (Cuenca, Azuay).

Las semillas son pequeñas y se dispersan por el agua, la especie se puede propagar por semillas o por separación de vástagos; sus hojas son compuestas, opuestas, y están divididas en varias hojuelas de forma obovado-elíptica con bordes dentados, usualmente son glabras (Gutiérrez, A, et al., 2020).

Ilustración 13. Forma de las hojas.



Fuente: Autor, 2025.

Muestra 4: *Weinmannia fagaroides*

La recolección de las semillas se llevó a cabo en la comunidad de Minas al borde de la comunidad de Nero colindando con el sector de Ucholoma (Cuenca, Azuay).

Las semillas son pequeñas y aladas, tiene forma oblonga o elíptica, con una testa delgada y translúcida que permite ver el embrión en su interior, dispersión anemócora; sus hojas son compuestas y usualmente glabras, tiene varios folíolos obovado-elípticos con márgenes dentados y sus hojas jóvenes pueden ser ligeramente pubescentes (Aguilar, Z, et al., 2009).

Ilustración 14. Forma de las hojas.



Fuente: Autor, 2025.

Muestra 5: *Escallonia myrtilloides*

La recolección de la semilla se llevó a cabo en la comunidad de Minas colindando junto a la comunidad de Nero adyacente al sector de Ucholoma (Cuenca, Azuay).

Las semillas son pequeñas numerosas, y se encuentran dentro de un fruto capsular septicida. Son lisas de color negro y forma elipsoidal. Sus hojas son simples, alternas y subsésiles, con pecíolo corto de 1-3 mm. La lámina de la hoja es ovado-espatulada, de 7-28 x 4-12 mm, coriácea, con márgenes aserrados a crenulados (Aguilar, Z, et al., 2009).

Ilustración 15. Forma de las hojas.



Fuente: Autor, 2025.

Muestra 6: *Ribes lehmanii*

La recolección de la especie se llevó a cabo cerca de Nero en la comunidad de Soldados (Cuenca, Azuay).

Las semillas provienen de frutos carnosos de color rojo. Sus hojas son alternas, miden hasta 2,5 cm de largo; los bordes son crenado-lobulados, las flores miden hasta 10 mm de largo, tiene la base en forma de copa, son tubulares y con 5 lóbulos triangulares, de color rojo-rosado salmón con el interior amarillo (Ulloa, C, et al., 2008).

Ilustración 16. Forma de las hojas.



Fuente: Autor, 2025.

Muestra 7: *Gaultheria tomentosa*

La recolección de las semillas se realizó cerca de la comunidad de Minas cerca a la comunidad de Hato Ciñan (Cuenca, Azuay).

Estas semillas son pequeñas y usualmente se encuentran dentro del fruto, que son bayas redondas color gris, descritas como comestibles. Sus hojas son color verde amarillento por encima y marrón ferruginoso por debajo, posee brotes y flores pubescentes que le dan a la planta una apariencia grisácea en general (Herbario Azuay, 2000).

Ilustración 17. Forma de las hojas.



Fuente: Autor, 2025.

15.6.2. Fase 2: Aplicación de tratamientos

En esta fase las semillas se sometieron a tres pretratamientos germinativos, que se detallan a continuación.

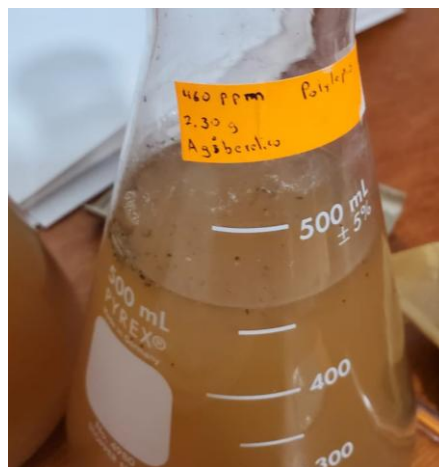
Ácido Giberélico

Polylepis simpsoni

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de una dosis de 460 ppm (2,30 gramos de ácido giberélico **Hormo Activate** en 500 mL de agua) (Ayo, 2023).
2. Imbibición de la semilla dentro de la solución durante 24 horas.
3. Separación de la semilla del líquido utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de la semilla en el sustrato utilizando pinzas para laboratorio.

Ilustración 18. Dosis de GA3.



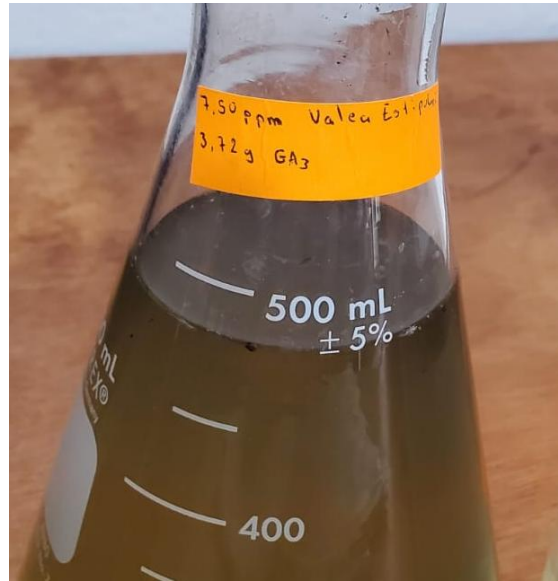
Fuente: Autor, 2025.

Vallea stipularis

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de una dosis de 750 ppm (3,72 gr de ácido giberélico en 500 mL de agua) (Romero, J, et al., 2023).
2. Imbibición de la semilla dentro de la solución durante 24 horas.
3. Separación de la semilla del líquido utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de la semilla en el sustrato utilizando pinzas para laboratorio.

Ilustración 19. Dosis de GA3.



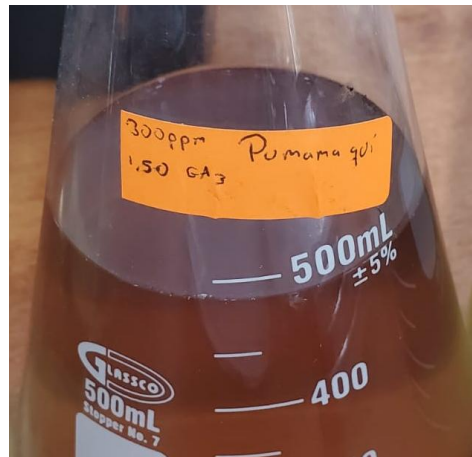
Fuente: Autor, 2025.

Oreopanax andreanus

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de una dosis de 300 ppm (1,50 gramos de ácido giberélico en 500ml de agua) (Cardenas, 2023).
2. Imbibición de las semillas en la disolución durante 24 horas.
3. Separación de las semillas y el sustrato utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de las semillas en el sustrato usando pinzas de laboratorio.

Ilustración 20. Dosis de GA3.



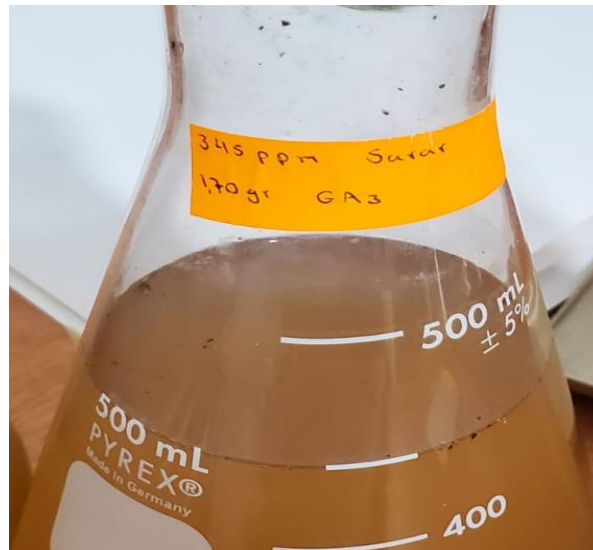
Fuente: Autor, 2025.

Weinmannia fagaroides

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de una dosis de 345 ppm (se diluyeron 1,7 gramos de ácido giberélico en 500 mL de agua) (Joseph & Delva, 2016).
2. Imbibición de las semillas en la disolución durante 24 horas.
3. Separación de las semillas y el sustrato utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de las semillas en el sustrato usando pinzas de laboratorio.

Ilustración 21. Dosis de GA3.



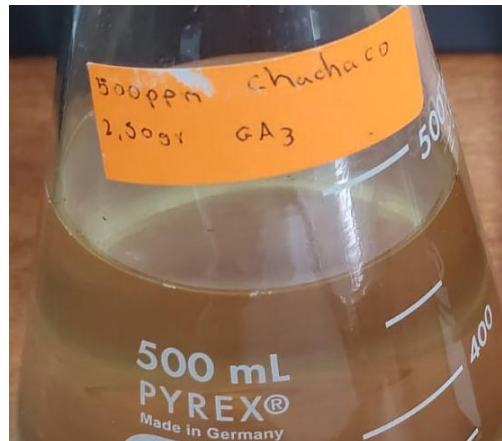
Fuente: Autor, 2025.

Escallonia myrtilloides

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de ácido giberélico a una dosis de 500 ppm (se diluyeron 2,50 gramos en 500 mL de agua) (Cardenas, 2023).
2. Imbibición de las semillas en la disolución durante 24 horas.
3. Separación de las semillas y el sustrato utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de las semillas en el sustrato usando pinzas de laboratorio.

Ilustración 22. Dosis de GA3.



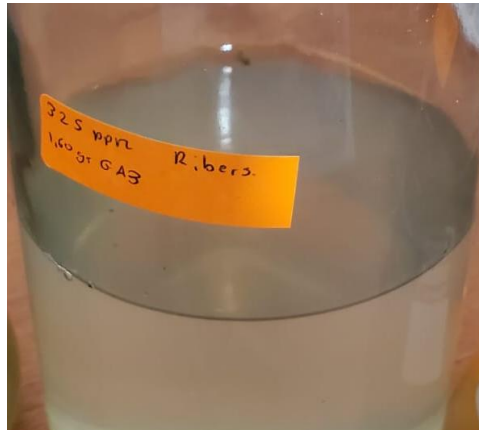
Fuente: Autor, 2025.

Ribes lehmanii

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de ácido giberélico a una dosis de 325 ppm (se diluyeron 1,60 gramos de ácido giberélico en 500 mL de agua) (Mattana, E, et al., 2011).
2. Imbibición de las semillas en la disolución durante 24 horas.
3. Separación de las semillas y el sustrato utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de las semillas en el sustrato usando pinzas de laboratorio.

Ilustración 23. Dosis de GA3.



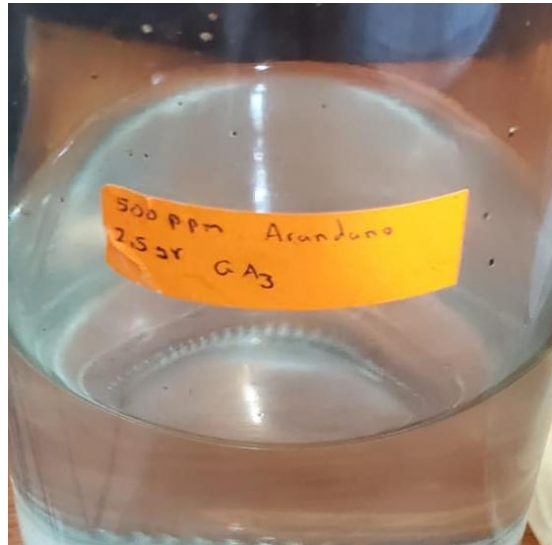
Fuente: Autor, 2025.

Gaultheria tomentosa

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de ácido giberélico a una dosis de 500 ppm (se diluyeron 2,5 gramos de ácido giberélico en 500 mL de agua) (Wang, S, et al., 2023).
2. Imbibición de las semillas en la disolución durante 24 horas.
3. Separación de las semillas y el sustrato utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de las semillas en el sustrato usando pinzas de laboratorio.

Ilustración 24. Dosis de GA3.



Fuente: Autor, 2025.

Trichoderma spp.

Polylepis simpsoni

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de *Trichoderma spp.* a una concentración de 1×10^{12} UFC/mL (200ml de *Trichoderma spp.*, dosis máxima), detalle en el recipiente **TRICHO-ING** (Sarmiento, 2025).
2. Imbibición de las semillas en la sustancia durante 24 horas.
3. Separación de la sustancia con la semilla utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de la semilla en el sustrato utilizando pinzas de laboratorio.

Ilustración 25. Inoculación con *Trichoderma* spp.



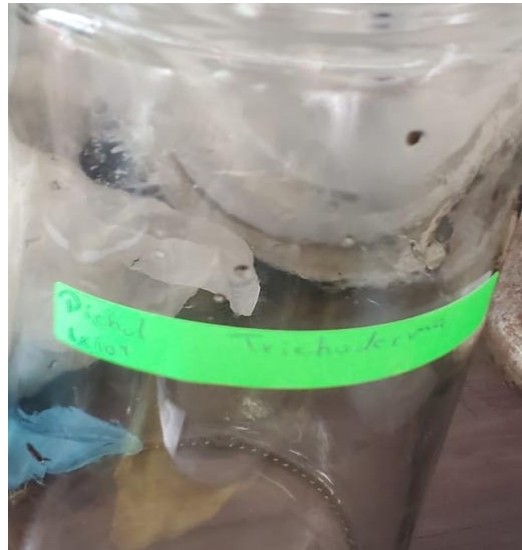
Fuente: Autor, 2025.

Vallea stipularis

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de *Trichoderma spp* a una concentración de 1×10^9 UFC/mL (25ml de *Trichoderma spp* a 1×10^{12} UFC/ml diluidos en 33,3 ml de agua) (Ugsiña, 2012).
2. Imbibición de las semillas en la solución durante 24 horas.
3. Separación de la semilla y la solución utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de la semilla en el sustrato con pinzas de laboratorio.

Ilustración 26. Dosis de *Trichoderma* spp.



Fuente: Autor, 2025.

Oreopanax andreanus

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de *Trichoderma spp* a una concentración de 1×10^{12} UFC/ml (200 ml) (Cunalata & Pomboza, 2014).
2. Imbibición de las semillas en la sustancia durante 24 horas.
3. Separación de la sustancia con la semilla utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de la semilla en el sustrato utilizando pinzas de laboratorio.

Ilustración 27. Dosis de *Trichoderma* spp.



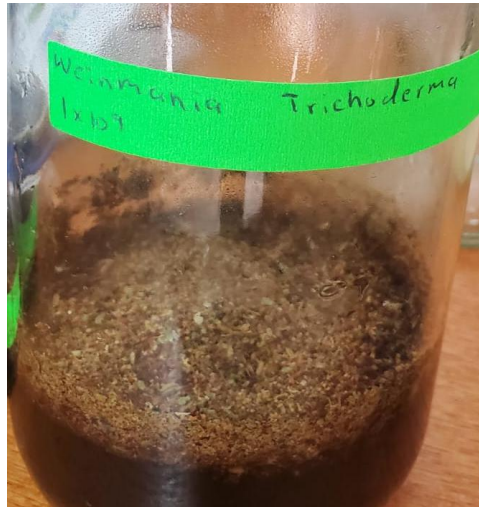
Fuente: Autor, 2025.

Weinmannia fagaroides

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de *Trichoderma spp* a una concentración de 1×10^9 UFC/ml (25ml de *Trichoderma spp* a 1×10^{12} UFC/ml diluidos en 33,3 ml de agua) (García, P, et al., 2013)
2. Imbibición de las semillas en la solución durante 24 horas.
3. Separación de la semilla y la solución utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de la semilla en el sustrato con pinzas de laboratorio.

Ilustración 28. Dosis de *Trichoderma* spp.



Fuente: Autor, 2025.

Escallonia myrtilloides

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de *Trichoderma spp* a una concentración de 1×10^{12} UFC/ml (200 ml) (Cogollo, A, et al., 2024).
2. Imbibición de las semillas en la sustancia durante 24 horas.
3. Separación de la semilla y la solución utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de la semilla en el sustrato con pinzas de laboratorio.

Ilustración 29. Dosis de *Trichoderma* spp.



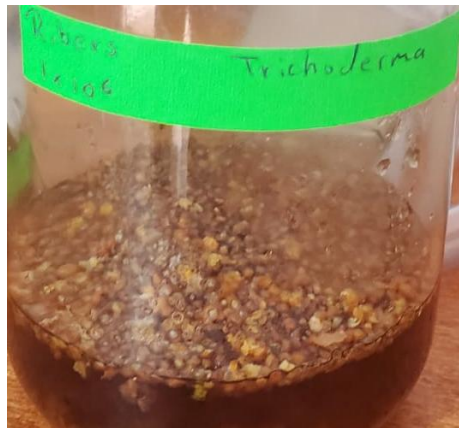
Fuente: Autor, 2025.

Ribes lehmanii

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de *Trichoderma spp*, a una concentración de 1×10^6 UFC/mL (se diluyeron 25 ml de *Trichoderma spp* a 1×10^{12} UFC/ml en 50 ml de agua) (Sarmiento, 2025).
2. Imbibición de las semillas en la solución durante 24 horas.
3. Separación de la semilla y la solución utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de la semilla en el sustrato con pinzas de laboratorio.

Ilustración 30. Dosis de *Trichoderma* spp.



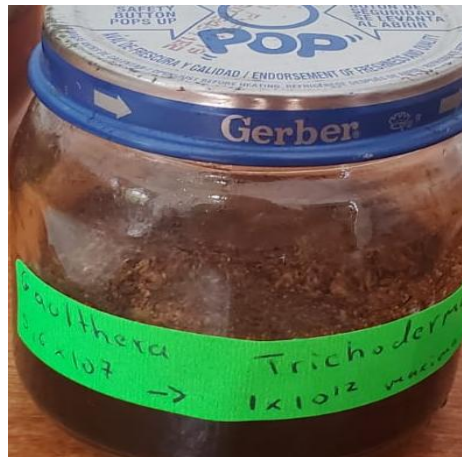
Fuente: Autor, 2025.

Gaultheria tomentosa

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de *Trichoderma ssp* a una concentración de 1×10^{12} UFC/mL (200 ml) (Pérez & Velasco, 2021).
2. Imbibición de las semillas en la sustancia durante 24 horas.
3. Separación de la semilla y la solución utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de la semilla en el sustrato con pinzas de laboratorio.

Ilustración 31. Dosis de *Trichoderma* spp.



Fuente: Autor, 2025.

Combinación

Polylepis simpsoni

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de una dosis de 460 ppm (0,46 gramos de ácido giberélico), en 100 mL de *Trichoderma* spp (concentración de 1×10^{12} UFC/mL).
2. Imbibición de las semillas en la solución durante 24 horas.
3. Separación de la solución y las semillas utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de las semillas en el sustrato utilizando pinzas de laboratorio.

Vallea stipularis

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de una dosis de 750ppm (2,60 gramos de ácido giberélico), en una solución de 350 ml de *Trichoderma* spp a una concentración de 1×10^9 UFC/ml (150 ml de *Trichoderma* spp 1×10^{12} diluidos en 200 ml de agua).
2. Imbibición de las semillas en la solución durante 24 horas.

3. Separación de la solución y las semillas utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de las semillas en el sustrato utilizando pinzas de laboratorio.

Oreopanax andreanus

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de una dosis de 300 ppm (0,3 gramos de ácido giberélico), en 100 mL de *Trichoderma spp* (concentración de 1×10^{12} UFC/ml).
2. Imbibición de las semillas en la solución durante 24 horas.
3. Separación de la solución y las semillas utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de las semillas en el sustrato utilizando pinzas de laboratorio.

Weinmannia fagaroides

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de una dosis de 345 ppm (1,19 gramos de ácido giberélico), en una solución de 350 ml de *Trichoderma spp* a una concentración de 1×10^9 UFC/ml (150 ml de *Trichoderma spp* a 1×10^{12} UFC/ml diluidos en 200 ml de agua).
2. Imbibición de las semillas en la solución durante 24 horas.
3. Separación de la solución y las semillas utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de las semillas en el sustrato utilizando pinzas de laboratorio.

Escallonia myrtilloides

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de una dosis de 500 ppm (0,5 gramos de ácido giberélico), en 100 ml de *Trichoderma spp* a una concentración de 1×10^{12} UFC/ml.
2. Imbibición de las semillas en la solución durante 24 horas.
3. Separación de la solución y las semillas utilizando un trapo y cernidero.

4. Inserción de las semillas en el sustrato utilizando pinzas de laboratorio.

Ribes lehmnaii

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de una dosis de 325 ppm (0,96 gramos de ácido giberélico), en 300 ml de *Trichoderma spp* a una concentración de 1×10^6 UFC/ml (100 ml de *Trichoderma spp* a 1×10^{12} UFC/ml diluidos en 200 ml de agua).
2. Imbibición de las semillas en la solución durante 24 horas.
3. Separación de la solución y las semillas utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de las semillas en el sustrato utilizando pinzas de laboratorio.

Gaultheria tomentosa

El tratamiento consistió en:

1. Aplicación de una dosis de 500 ppm (0,5 gramos de ácido giberélico), en 100 ml de *Trichoderma spp* a una concentración de 1×10^{12} UFC/ml.
2. Imbibición de las semillas en la solución durante 24 horas.
3. Separación de la solución y las semillas utilizando un trapo y cernidero.
4. Inserción de las semillas en el sustrato utilizando pinzas de laboratorio.

Tabla 2

Dosis aplicadas

Especie	Dosis de GA₃	Dosis de <i>Trichoderma spp</i>	Combinación
<i>Polylepis simpsoni</i>	460 ppm	1×10^{12} UFC	460 ppm + 1×10^{12} UFC
<i>Vallea stipularis</i>	750 ppm	1×10^9 UFC	750 ppm + 1×10^9 UFC
<i>Oreopanax andreanus</i>	300 ppm	1×10^{12} UFC	300 ppm + 1×10^{12} UFC
<i>Weinmannia fagaroides</i>	345 ppm	1×10^9 UFC	345 ppm + 1×10^9 UFC

<i>Escallonia myrtilloides</i>	500 ppm	1×10^{12} UFC	500 ppm + 1×10^{12} UFC
<i>Ribes lehmanii</i>	325 ppm	1×10^6 UFC	325 ppm + 1×10^6 UFC
<i>Gaultheria tomentosa</i>	500 ppm	1×10^{12} UFC	500 ppm + 1×10^{12} UFC

Fuente: Autor, 2025.

15.6.3. Fase 3: Preparación del medio de cultivo

Se empleó el sustrato URBA FLORAPEAT PLUS 90/10 con perlita, una mezcla profesional compuesta por 90% turba rubia Sphagnum, 10% turba negra y 7% perlita. Esta combinación ofreció una estructura ligera y aireada, promoviendo un desarrollo radicular óptimo y facilitando la retención de humedad sin encharcamiento.

Ilustración 32. Turba y perlita; 70:30.



Fuente: Autor, 2025.

En cuanto al soporte para la siembra, se utilizó una bandeja de germinación con 338 cavidades, cuyas dimensiones son 67 cm de largo, 34 cm de ancho y 4.6 cm de profundidad. Este tipo de bandeja permite la siembra individualizada de cada semilla, lo que facilita el manejo, el control de la humedad y reduce el riesgo de enfermedades durante las primeras etapas del desarrollo.

Ilustración 33. Bandeja de germinación con 338 alveolos.



Fuente: Autor, 2025.

El proceso de preparación incluyó varias actividades específicas:

- Riego inicial: Se realizó un riego suave para humedecer el sustrato.
- Llenado de bandejas: Se llenó cada cavidad de la bandeja con el sustrato preparado, asegurando que quede compacto, pero no excesivamente apretado para mantener la aireación.
- Siembra de semillas: Las semillas se colocaron en la superficie del sustrato generalmente entre 2 y 5 mm, dependiendo del tamaño de la semilla.
- Cubrimiento: Se cubrió la semilla con una fina capa del mismo sustrato.
- Ubicación: Las bandejas se colocaron en el área del semillero, que contiene una sombra parcial y buena ventilación, para asegurar las condiciones óptimas de temperatura y humedad durante la germinación.

Ilustración 34. Forma la cual se colocaron los semilleros.



Fuente: Autor, 2025.

CAPÍTULO III

16. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

- Determinar la tasa de germinación del tratamiento de semillas de plantas nativas forestales inoculadas con *Trichoderma spp.*, con ácido giberélico (GA3), *Trichoderma spp.* más ácido giberélico (GA3) frente a un testigo natural bajo condiciones controladas de invernadero.

16.1. Análisis de datos

Para evaluar la tasa de germinación de cada especie se determinó el porcentaje de germinación a partir de la siguiente fórmula:

$$PG\% = \frac{N^{\circ} \text{ Total de semillas sembradas}}{N^{\circ} \text{ de semillas germinadas}} \times 100 \quad \text{Ec-1}$$

Según Baskin, (2014), permite cuantificar la tasa y uniformidad de las semillas sometidas a distintos tratamientos, ofrece información sobre la homogeneidad del proceso, y la influencia de factores pregerminativos.

Una vez aplicado el cálculo se obtuvieron los siguientes datos de germinación en cada especie y tratamiento.

Tabla 3

Porcentaje de germinación

Tratamiento	<i>Weinmannia fagaroides</i>	<i>Ribes lehmanii</i>	<i>Escallonia myrtilloides</i>	<i>Polylepis simpsoni</i>	<i>Gaultheria tomentosa</i>	<i>Vallea stipularis</i>	<i>Oreopanax andreanus</i>
Control	0,9	15,0	61,1	2,7	81,8	19,5	1,8
Control	0,9	14,2	66,4	1,8	78,7	15,9	0,0
Control	1,8	11,6	71,3	0,9	73,4	17,0	0,0
GA3	2,7	89,60	73,2	0,0	20,9	65,5	0,0
GA3	3,5	93,40	75,8	0,0	22,1	61,1	0,0
GA3	3,6	84,30	74,0	0,9	19,4	69,6	0,0
<i>Trichoderma</i> (Inoculación)	0,0	7,1	86,6	0,9	3,2	15,9	0,0
<i>Trichoderma</i> (Inoculación)	0,0	5,3	81,2	0,0	4,7	13,3	0,0
<i>Trichoderma</i> (Inoculación)	0,0	4,5	96,0	0,0	3,6	15,2	0,0
Combinación	0,0	59,3	96,0	3,5	4,0	10,6	0,9
Combinación	0,0	46,0	94,0	2,7	4,7	14,2	0,0
Combinación	0,0	52,7	96,7	3,6	3,6	12,5	0,0

Fuente: Autor, 2025, todos los resultados expresados en porcentajes.

A continuación, se procedió a medir la longitud radicular de las especies estudiadas para contrastar cuál fue el efecto de los bioestimulantes aplicados en cada bandeja de germinación, los resultados fueron los siguientes:

Tabla 4

Longitud radicular

Tratamiento	<i>Vallea stipularis</i>	<i>Oreopanax andreanus</i>	<i>Gaultheria tomentosa</i>	<i>Polylepis simpsoni</i>	<i>Escallonia myrtilloides</i>	<i>Ribes lehmanii</i>	<i>Weinmannia fagaroides</i>
Control	5,5±0,1	0	1,0±0,1	1,9±0,1	1,7±0,1	6,5±0,1	1,4±0,1
Control	5,3±0,1	2,7±0,1	0,8±0,1	4,0±0,1	1,7±0,1	6,3±0,1	0
Control	5,7±0,1	0	0,9±0,1	4,2±0,1	2,5±0,1	5,6±0,1	0
Control	5,4±0,1	0	0,7±0,1	2,8±0,1	2,1±0,1	6,2±0,1	2,7±0,1
Control	5,2±0,1	3,5±0,1	1,2±0,1	4,6±0,1	1,7±0,1	7,0±0,1	0
Control	4,4±0,1	0	0,8±0,1	4,7±0,1	1,7±0,1	5,8±0,1	0
Control	5,1±0,1	0	1,1±0,1	4,1±0,1	1,7±0,1	5,8±0,1	1,6±0,1
Control	5,3±0,1	3,0±0,1	0,6±0,1	4,6±0,1	1,7±0,1	7,3±0,1	0
Control	4,6±0,1	0	1,8±0,1	4,3±0,1	1,8±0,1	6,6±0,1	0
GA3	8,7±0,1	0	1,9±0,1	2,3±0,4	5,1±0,1	9,4±0,1	3,0±0,1
GA3	7,3±0,1	0	2,3±0,1	0	4,9±0,1	9,2±0,1	4,1±0,1
GA3	8,0±0,1	0	2,5±0,1	0	5,4±0,1	9,0±0,1	3,1±0,1
GA3	6,1±0,1	0	2,7±0,1	0	5,0±0,1	8,7±0,1	5,3±0,1
GA3	8,1±0,1	0	1,7±0,1	0	5,2±0,1	8,2±0,1	3,3±0,1
GA3	6,2±0,1	0	1,8±0,1	0	5,8±0,1	9,3±0,1	4,0±0,1

GA3	7,0±0,1	0	2,0±0,1	0	5,1±0,1	7,5±0,1	4,2±0,1
GA3	6,5±0,1	0	2,1±0,1	0	5,4±0,1	8,5±0,1	5,0±0,1
GA3	7,6±0,1	0	2,3±0,1	0	5,8±0,1	9,6±0,1	4,7±0,1
Trichoderma (Inoculación)	8,2±0,1	0	0,4±0,1	0	1,3±0,1	3,4±0,1	0
Trichoderma (Inoculación)	8,6±0,1	0	0,5±0,1	0	1,4±0,1	5,4±0,1	0
Trichoderma (Inoculación)	8,4±0,1	0	1,4±0,1	0	2,0±0,1	4,4±0,1	0
Trichoderma (Inoculación)	8,6±0,1	0	0,8±0,1	0	1,9±0,1	8,0±0,1	0
Trichoderma (Inoculación)	6,1±0,1	0	0,8±0,1	0	1,7±0,1	6,5±0,1	0
Trichoderma (Inoculación)	7,4±0,1	0	0,7±0,1	0	1,5±0,1	6,0±0,1	0
Trichoderma (Inoculación)	7,0±0,1	0	1,6±0,1	0	1,7±0,1	7,3±0,1	0
Trichoderma (Inoculación)	8,6±0,1	0	1,0±0,1	0	1,6±0,1	7,0±0,1	0
Trichoderma (Inoculación)	6,9±0,1	0	0,6±0,1	1,7±0,3	1,3±0,1	6,1±0,1	0
Combinación	6,5±0,1	4,2±0,7	1,1±0,1	8,0±0,1	5,5±0,1	9,6±0,1	0,6±0,1
Combinación	8,1±0,1	0	0,9±0,1	8,1±0,1	4,5±0,1	11,2±0,1	0
Combinación	9,2±0,1	0	0,7±0,1	8,7±0,1	4,8±0,1	10,3±0,1	0
Combinación	10,0±0,1	0	0,7±0,1	10,0±0,1	4,5±0,1	9,7±0,1	0
Combinación	7,0±0,1	0	0,8±0,1	8,3±0,1	4,7±0,1	11,0±0,1	0
Combinación	8,2±0,1	0	0,8±0,1	7,3±0,1	5,3±0,1	10,2±0,1	0
Combinación	7,8±0,1	0	0,8±0,1	7,5±0,1	4,7±0,1	10,0±0,1	0
Combinación	7,5±0,1	0	1,0±0,1	7,3±0,1	4,9±0,1	10,6±0,1	0
Combinación	7,3±0,1	0	0,7±0,1	9,1±0,1	5,6±0,1	8,7±0,1	0

Fuente: Autor, 2026, todos los resultados expresados en centímetros.

En este caso para verificar cuál tratamiento actuó de manera más efectiva en cada una de las especies presentes en este estudio, se efectuaron las pruebas de normalidad y homocedasticidad, con el fin de comprobar si existe una distribución normal de los datos.

Se llevó a cabo el uso de “INFOSTAT” el cuál es un software estadístico que ofrece distintas herramientas para su exploración dando lugar al análisis y procesamiento de datos para automatizar procedimientos estadísticos tales como el test de Shapiro-Wilks, ANOVA, Kruskal Wallis, entre otros (Di Rienzo, y otros, 2008).

Se aplicó **Shapiro Wilks** y la **Prueba de Levenne** a los porcentajes de germinación y a las longitudes radiculares demostrados en la *Tablas 3 y 4* para obtener los resultados. (*véase Anexos, B.1; B.2; B.3; B.4*)

Según (Caicedo, y otros, s/f) una distribución se considera normal siempre y cuando ($p > 0,05$), en este caso, los valores demostrados en las tablas dan a conocer que las especies *Weinmannia fagaroides*, *Oreopanax andreanus*, *Gaultheria tomentosa*, *Polylepis simpsoni* y *Escallonia myrtilloides*, la prueba de Shapiro-Wilk indicó que los datos no siguen una distribución normal ($p = 0,03$).

Del mismo modo la prueba de Levenne mostró ausencia de homogeneidad de varianza ($p < 0,05$), por lo que no se cumplieron los supuestos del ANOVA.

Además, según (Cortés, et al., 2014) si la muestra tiene un valor de $n < 30$ es muy probable que los resultados de normalidad y homocedasticidad sean erróneos por esta razón es estrictamente necesario utilizar un análisis de varianza no paramétrico, de tal modo que, se llevó a cabo la evaluación del rendimiento de las especies a partir de una prueba no paramétrica tal como **Kruskal Wallis**.

Según (Ostertagova, et al., 2014), la misma se utiliza generalmente con tres o más grupos independientes, siendo así que cada grupo debe tener un tamaño de muestra de 5 o más. Para realizar la prueba de Kruskal-Wallis, utilizamos los rangos de los datos para calcular el estadístico de prueba H , si este significativo se rechaza la hipótesis nula, en cambio si no lo es, no se rechaza la hipótesis nula, en resumen:

$p < 0,05$: *rechazar la hipótesis nula*

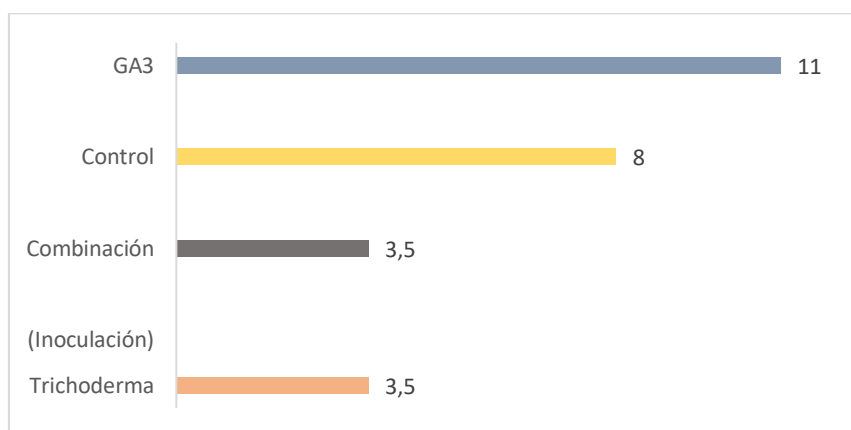
$p \geq 0,05$: *no se rechaza la hipótesis nula*

Una vez aplicada la Prueba de Kruskal Wallis, posteriormente se aplicó la prueba post-hoc de Dunn con correlación de Bonferroni para identificar diferencias pares de tratamientos.

16.2. Resultados y discusión científica

16.2.1. Weinmannia fagaroides.

Gráfico 1. Rendimiento *Weinmannia fagaroides* (PG).



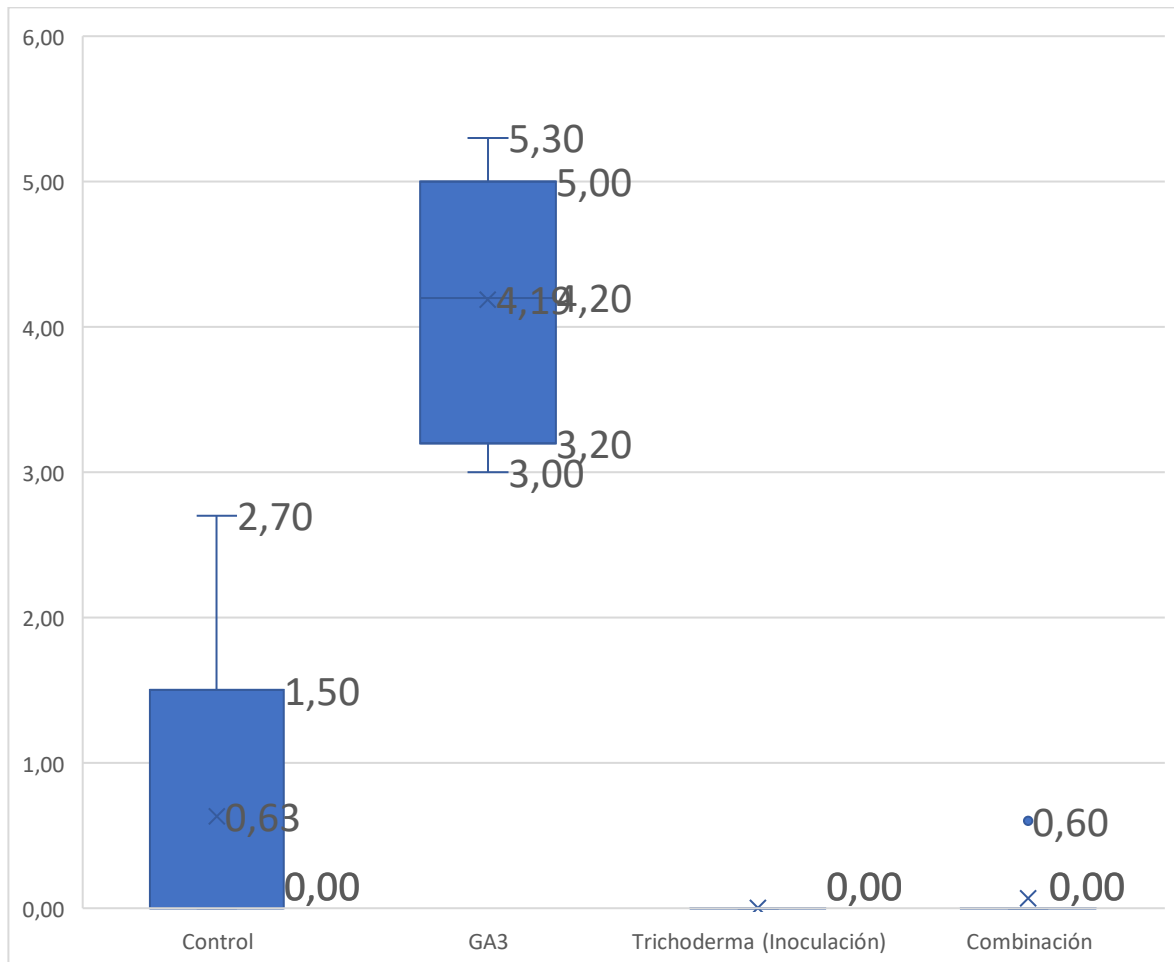
Fuente: Autor, 2026, gráfico generado en Excel; nota PG: Porcentaje de germinación.

El análisis de Kruskal Wallis demostró diferencias significativas con respecto al porcentaje de germinación de *Weinmannia fagaroides* (véase Anexo, B.5), entre los tratamientos evaluados ($H=9,35$; $p=0,0135$), evidenciando que los bioestimulantes y reguladores de crecimiento actuaron de formas distintas en la respuesta germinativa de la especie. La comparación múltiple (véase Anexo B.6), demostró que el tratamiento con ácido giberélico presentó un comportamiento distinto que los asociados al *Trichoderma spp.*, y su combinación, que no difirieron.

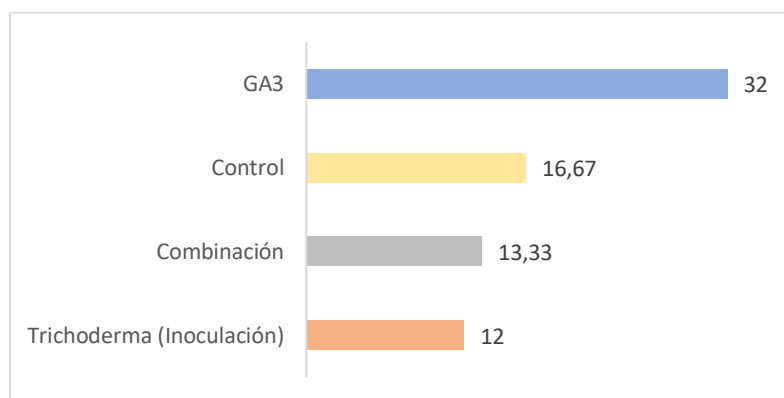
El mejor desempeño asociado al GA_3 , se atribuye a su función en la activación metabólica de las semillas, como, el rompimiento de la dormancia para la emergencia de la raíz, tal como reporta Ludeña, V., (2012) en su análisis previo; al contrario de los tratamientos con *Trichoderma spp.*, los cuáles mostraron una respuesta similar al testigo, por lo que, según

señala en un estudio previo (Harman, G, et al., 2004) que el efecto de el mismo se manifiesta principalmente en etapas posteriores del desarrollo de la plántula, que, durante la germinación inicial.

Gráfico 2. *Weinmannia fagaroides*.



Fuente: Autor, 2026, gráfico generado en Excel.

Gráfico 3. Rendimiento *Weinmannia fagaroides* (Longitud radicular).

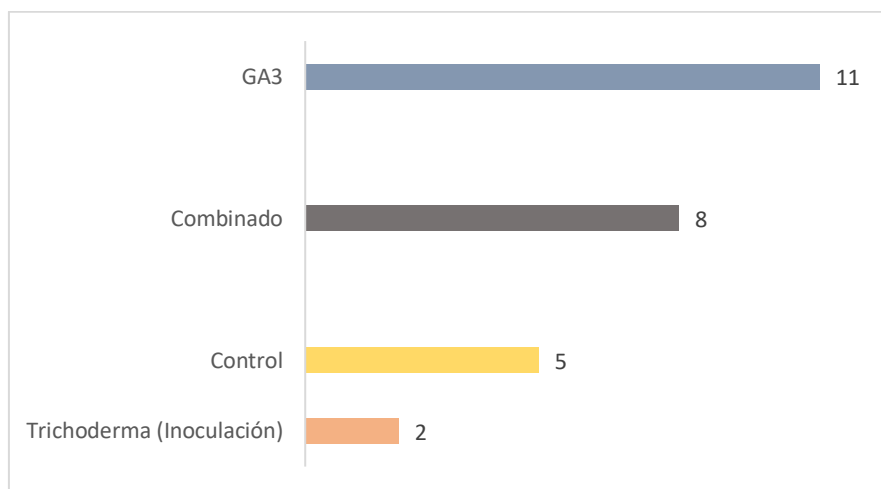
Fuente: Autor, 2026, gráfico generado en Excel.

El análisis de Kruskal Wallis demostró diferencias altamente significativas en la longitud radicular (*véase Anexo B.7; B.8*), en las plántulas de *Weinmannia fagaroides* ($H=20,64$; $p<0,0001$), evidenciando, que el tratamiento con **ácido giberélico (GA₃)**, presenta un comportamiento significativamente superior con relación a los demás tratamientos. Del mismo modo Joseph & Delva, (2016), mencionan que, a las giberelinas se les atribuye el papel de la elongación celular, favoreciendo el alargamiento de la raíz durante las etapas iniciales del desarrollo de la plántula.

En conjunto, los resultados indican que el uso de ácido giberélico constituye una alternativa eficaz, para mejorar el establecimiento de *W. fagaroides*, en vivero, bajo condiciones controladas de invernadero.

16.2.2. Ribes lehmanii

Gráfico 4. Rendimiento *Ribes lehmanii* (PG).

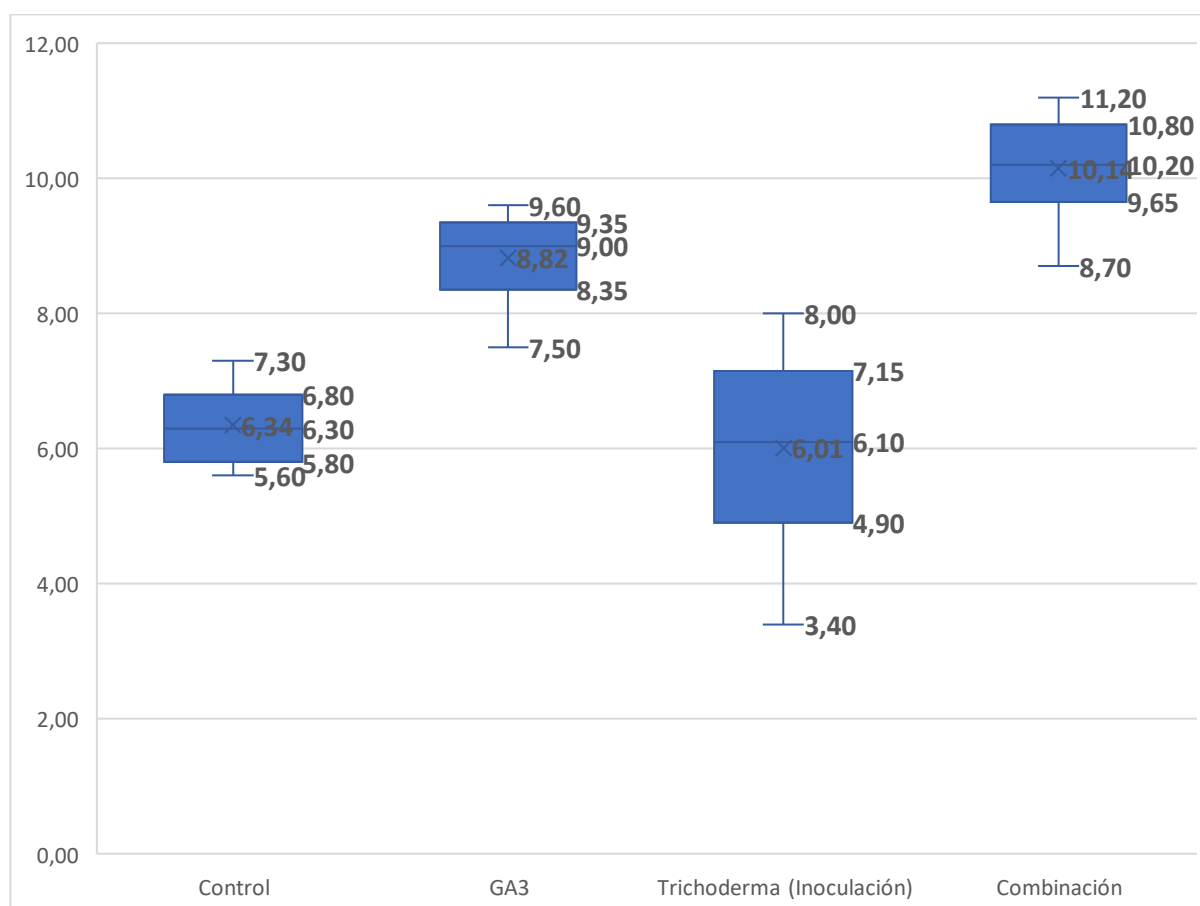


Fuente: Autor, 2026, gráfico generado en Excel; nota PG: Porcentaje de germinación.

El análisis de Kruskal Wallis demostró diferencias significativas en el porcentaje de germinación de *Ribes lehmanii* entre los tratamientos (véase Anexo B.9), evaluados ($H=10,38$; $p=0,0156$), quedando a evidencia que los bioestimulantes y los reguladores de crecimiento actuaron distintamente en la respuesta germinativa de la especie. La comparación múltiple (véase Anexo B.10), demostró que los tratamientos con **ácido giberélico (GA3)** y **combinado** presentaron comportamientos distintos asociados al **control** y la **inoculación con *Trichoderma***.

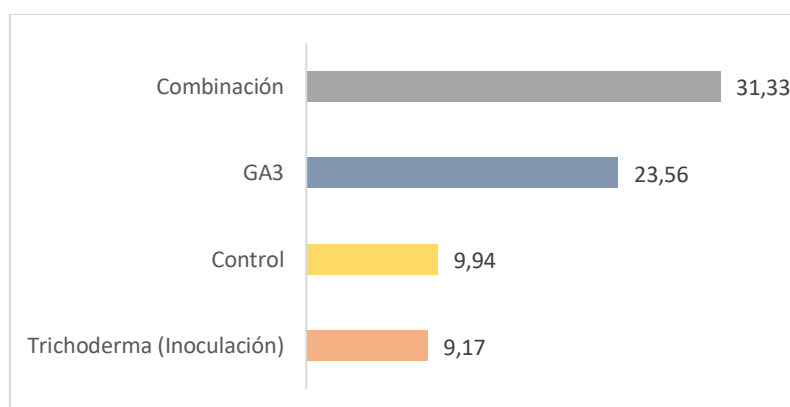
Las dosis aplicadas de GA_3 que recomiendan (Mattana, E, et al., 2011) en la familia Grossulariaceae, son las cuáles, efectivamente tuvieron un mayor impacto en el tratamiento en donde se inocularon las semillas en la sustancia de **ácido giberélico**; por otra parte en el tratamiento de **GA_3 + *Trichoderma* (Inoculación)**, se obtuvo una menor efectividad no obstante, el mismo llegó a ser más efectivo en relación al **control** y ***Trichoderma* (Inoculación)**, del mismo modo (Harman, et al., 2004), señala que el efecto de el *Trichoderma* se manifiesta principalmente en etapas posteriores del desarrollo de la plántula.

Gráfico 5. Ribes lehmanii.



Fuente: Autor, 2026, gráfico generado en Excel.

Gráfico 6. Rendimiento Ribes lehmanii (Longitud radicular).



Fuente: Autor, 2026, gráfico generado en Excel.

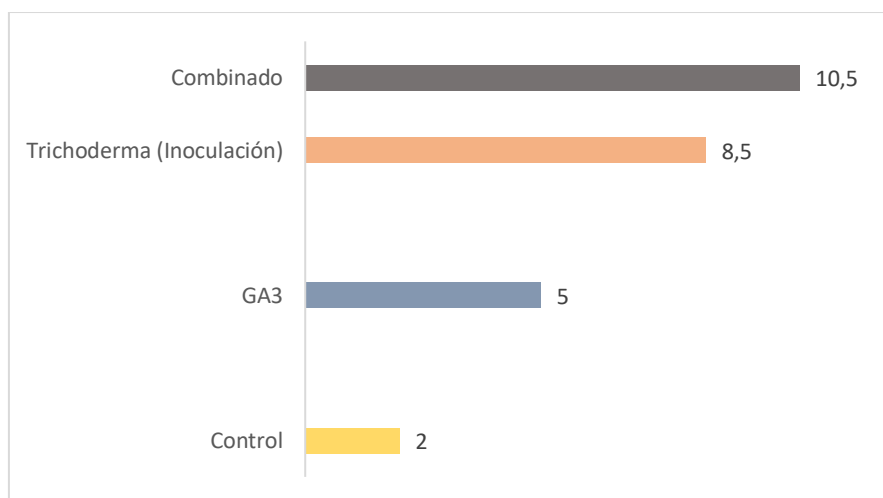
El análisis de Kruskal Wallis demostró diferencias altamente significativas en la longitud radicular (véase Anexo B.11; B.12), en las plántulas de *Ribes lehmanii* ($H=28,42$; $p<0,0001$),

dando a conocer que el tratamiento con GA₃ + *Trichoderma* (Inoculación) presenta un comportamiento superior en comparación a los demás tratamientos. Tal cual mencionan (García, et al., 2013), el *Trichoderma* ayuda al enraizamiento y la asimilación de nutrientes en el sustrato, a su vez, (Joseph & Delva, 2016) citan en su investigación, sobre el efecto que tienen las giberelinas en la elongación radicular de la planta; en este caso, la combinación fue el tratamiento que surtió un mayor efecto hacia el desarrollo de la radícula.

En conjunto, los resultados indican que el uso de ácido giberélico junto al *Trichoderma* constituyen una alternativa eficiente, para mejorar el establecimiento de *R. lehmannii*, en vivero, bajo condiciones controladas de invernadero.

16.2.3. Escallonia myrtilloides

Gráfico 7. Rendimiento Escallonia myrtilloides (PG).



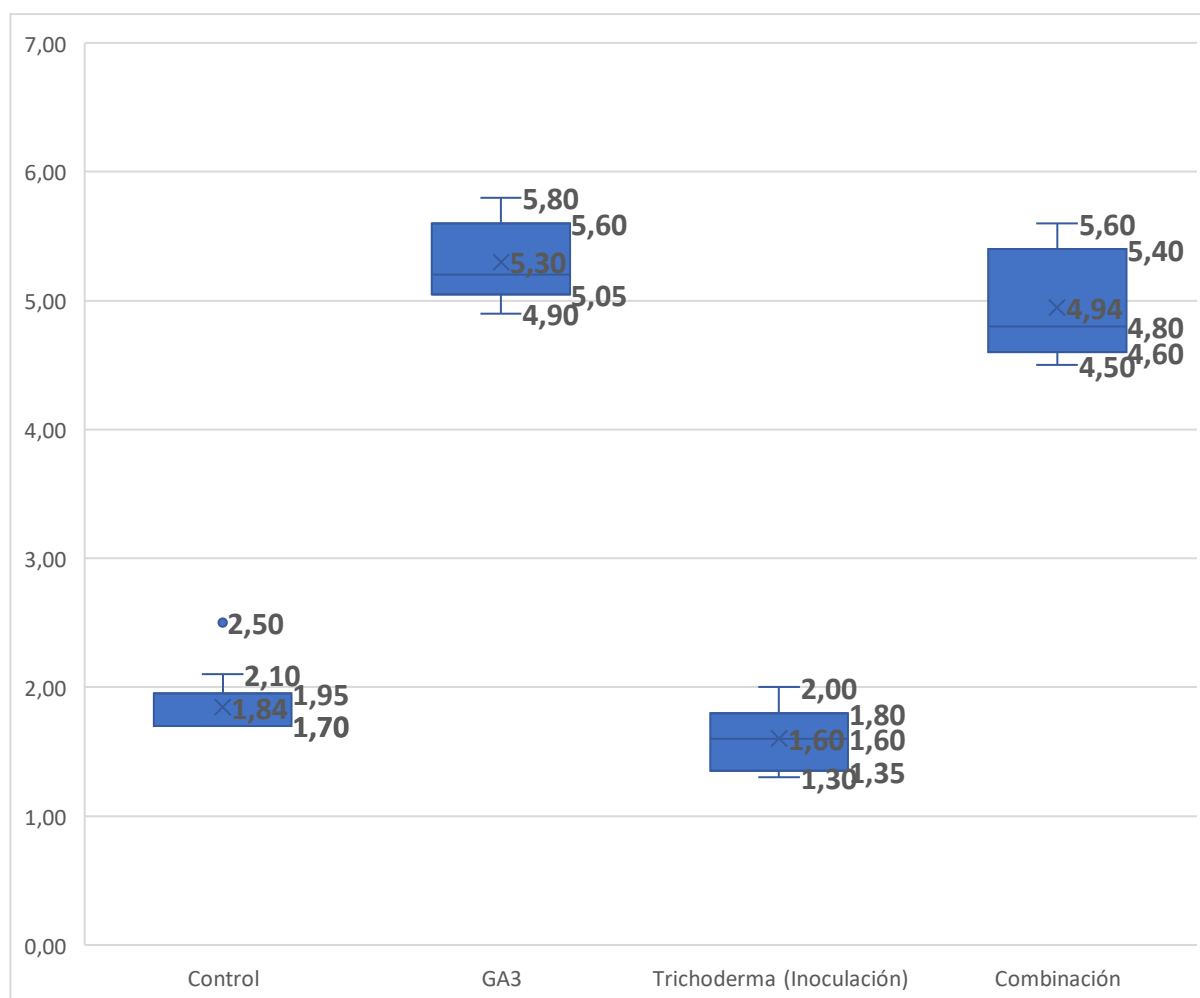
Fuente: Autor, 2026, gráfico generado en Excel; nota PG: Porcentaje de germinación.

El análisis de Kruskal Wallis demostró diferencias significativas en el porcentaje de germinación de *Escallonia myrtilloides* entre los tratamientos (véase Anexo B.13) evaluados ($H=9,81$; $P=0,0200$), evidenciando que los bioestimulantes y reguladores de crecimiento actuaron de forma diferente en la especie. La comparación múltiple (véase Anexo B.14)

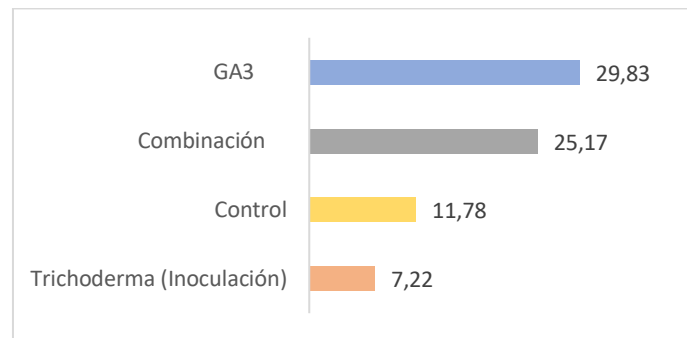
demonstró que los tratamientos con *Trichoderma* (Inoculación) y *Trichoderma* + GA₃ presentaron comportamientos no asociados con GA₃ y Control.

La combinación de las dosis (GA₃ + *Trichoderma*), aplicadas a la especie propuestas por (Cogollo, et al., 2024) y (Corbineau, 2022) tuvieron un mayor efecto en cuanto a la germinación con un (96%) a comparación de utilizar solamente *Trichoderma* (86,6%), GA₃ (74%) y Control (66,4%), siendo es último el tratamiento con menor efectividad en la especie.

Gráfico 8. *Escallonia myrtilloides*.



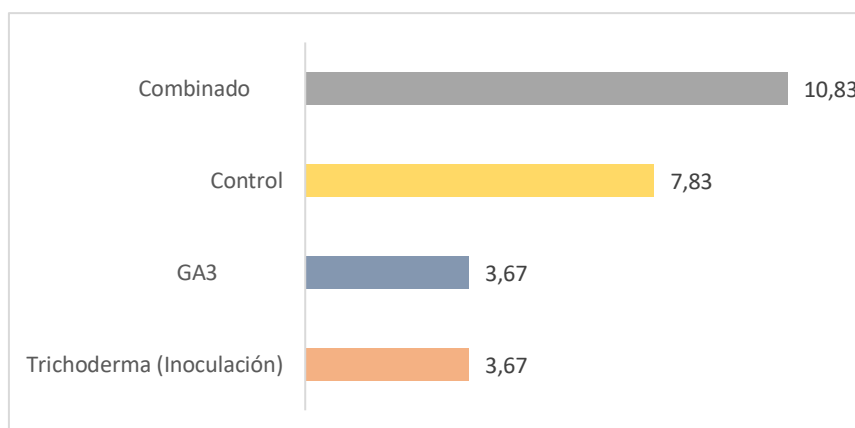
Fuente: Autor, 2026, gráfico generado en Excel.

Gráfico 9. Rendimiento *Escallonia myrtilloides* (Longitud radicular).

Fuente: Autor, 2026, gráfico generado con Excel.

Del mismo modo, el análisis de Kruskal Wallis demostró diferencias significativas en la longitud radicular (véase Anexo B.15; B.16) en plántulas de *Escallonia myrtilloides* ($H=27,99$; $p<0,0001$) dando en cambio resultados que evidencian que el tratamiento con GA₃ fue ligeramente más efectivo que el tratamiento con GA₃ + *Trichoderma*; esto se encuentra afirmado por (Joseph & Delva, 2016), sobre el efecto que tienen las giberelinas en la elongación radicular de la planta; siendo en este caso las giberelinas como el tratamiento más adecuado para esta especie.

16.2.4. *Polylepis simpsoni*

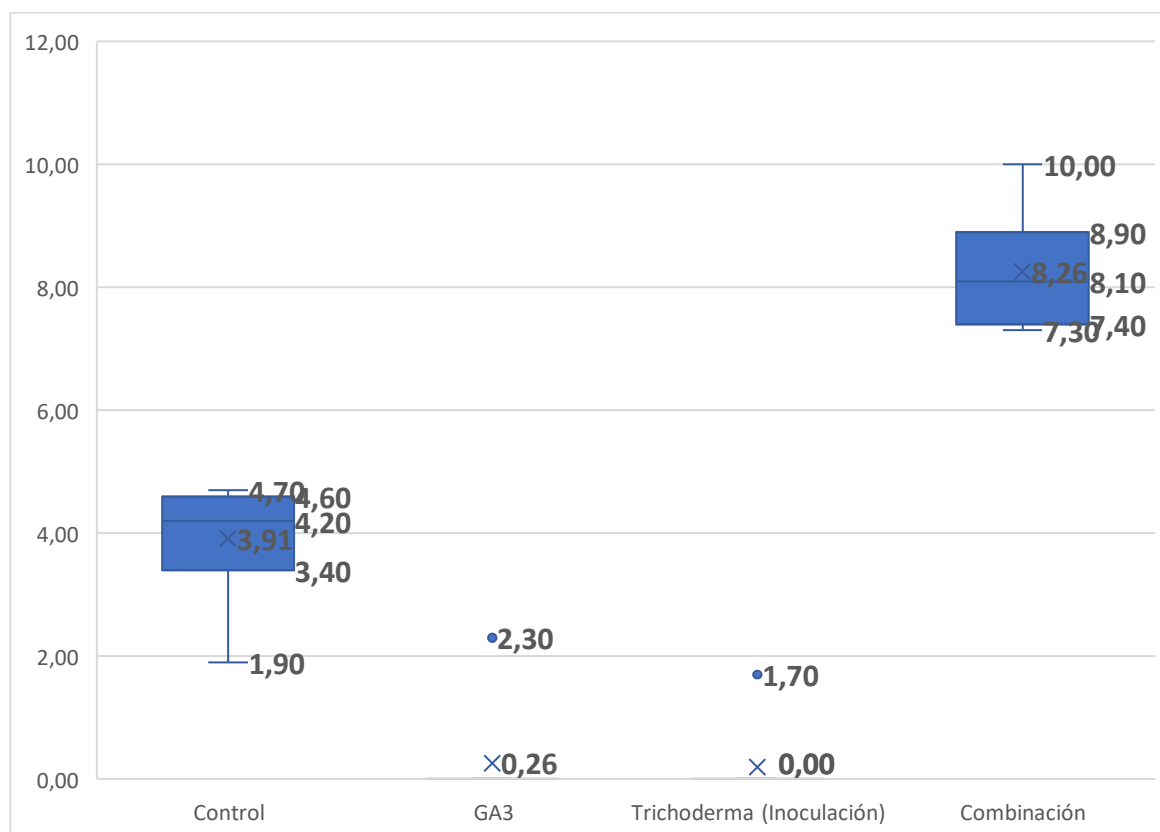
Gráfico 10. Rendimiento *Polylepis simpsoni* (PG).

Fuente: Autor, 2026, gráfico generado por Excel; nota PG: Porcentaje de germinación.

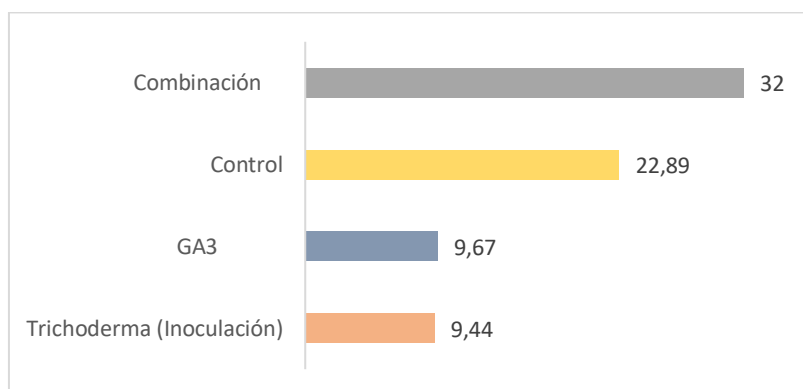
El análisis de Kruskal Wallis demostró diferencias significativas en cuanto al porcentaje de germinación de *Polylepis simpsoni* entre los tratamientos (véase Anexo B.17) evaluados ($H=8,45$; $p=0,0304$), dando a conocer que los bioestimulantes y reguladores de crecimiento actuaron de forma diferente en la especie. La comparación múltiple (véase Anexo B.18) indicó que el tratamiento de **Control** como el de **GA₃ + Trichoderma** son similares en cuanto de la germinación se trata a su vez remarcando a estos como los más efectivos, lo contrario a su tratamiento con **GA₃** y **Trichoderma (Inoculación)** por separado.

Por ende, según (Ayo, 2023) “al aplicar estas dosis se obtuvo un porcentaje de germinación del 5-7% superior al 1-2% que presentó el tratamiento Control”, en este caso se obtuvieron resultados similares esto debido al número de semillas totales en el presente experimentó.

Gráfico 11. *Polylepis simpsoni*.



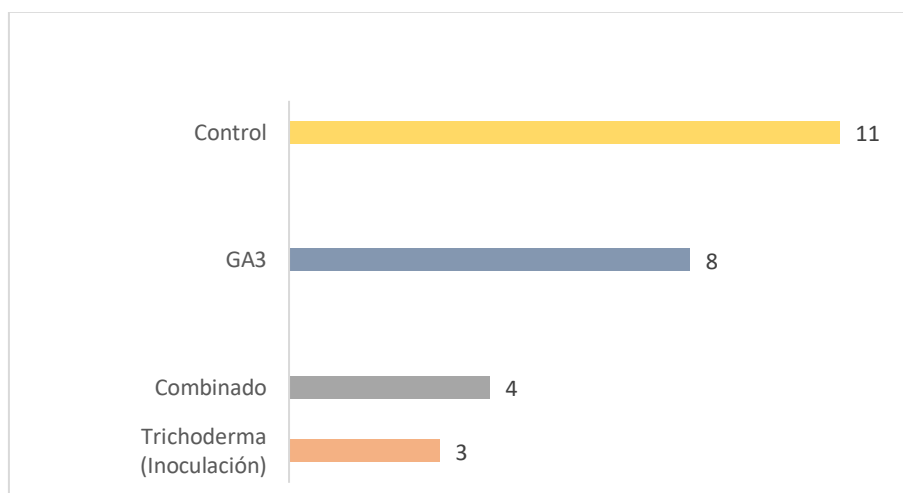
Fuente: Autor, 2026, gráfico generado con Excel.

Gráfico 12. Rendimiento *Polylepis simpsoni* (Longitud Radicular).

Fuente: Autor, 2026, gráfico generado por Excel.

El análisis de Kruskal Wallis demostró diferencias significativas en la longitud radicular de *Polylepis simpsoni* (véase Anexo B.19; B.20), ($H=29,31$; $p=<0,0001$), al contrario de la germinación los resultados en la longitud radicular fueron eficientes al aplicar el tratamiento de $GA_3 + Trichoderma$ con una media de $8,3\pm 0,1$ cm frente a una clara diferencia frente al Control con una media de $3,9\pm 0,1$ cm.

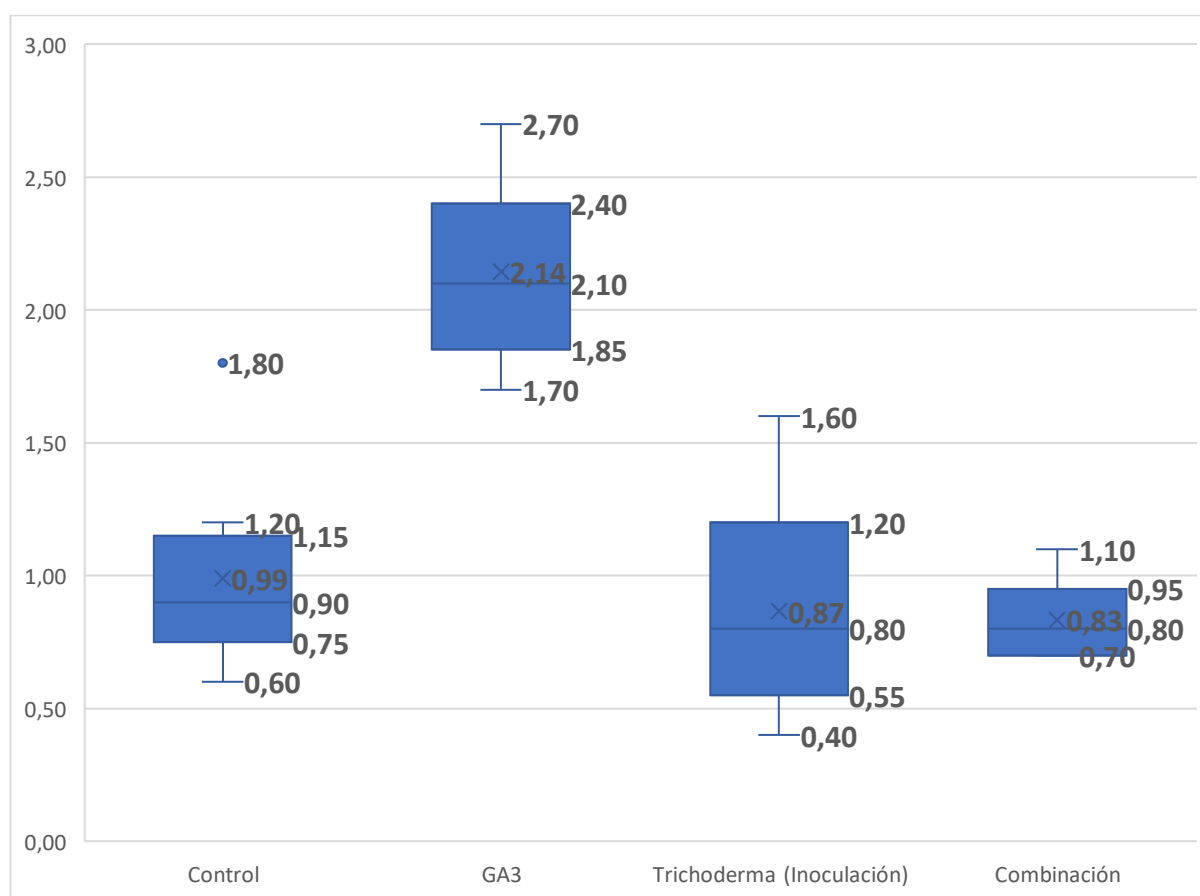
16.2.5. *Gaultheria tomentosa*

Gráfico 13. Rendimiento *Gaultheria tomentosa* (PG).

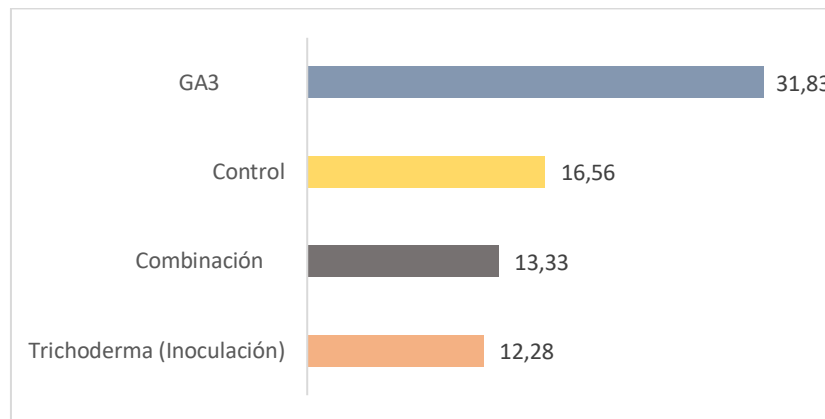
Fuente: Autor, 2026, gráfico generado por Excel; nota PG: Porcentaje de germinación.

El análisis de Kruskal Wallis demostró diferencias significativas en el porcentaje de germinación de *Gaultheria tomentosa* entre los tratamientos evaluados (véase Anexos B.21; B.22), ($H=9,46$; $P=0,0230$), no obstante, tanto los bioestimulantes como los reguladores de crecimiento tuvieron un efecto inferior al compararlos con el **Control**, por ende, según los efectos de las dosis aplicadas, estos fueron distintos a los obtenidos por (Wang, et al., 2023), en su investigación.

Gráfico 14. *Gaultheria tomentosa*.



Fuente: Autor, 2026, gráfico generado por Excel.

Gráfico 15. Rendimiento *Gaultheria tomentosa* (Longitud radicular).

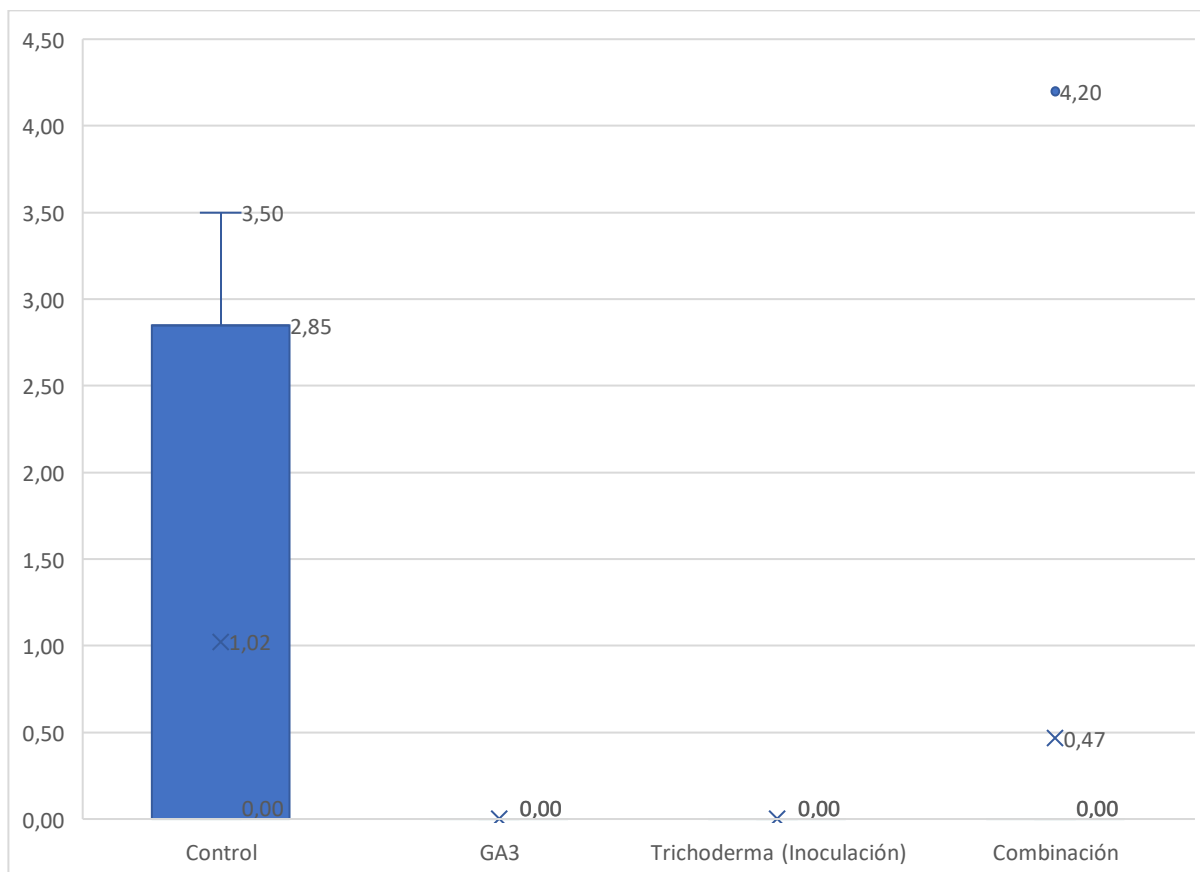
Fuente: Autor, 2026, gráfico generado en Excel.

Tal como menciona (Wang, et al., 2023), al aplicar en su estudio giberelinas para *Gaultheria* la longitud del tallo logró incrementar el doble por el mismo hecho de que las mismas actúan como un estimulante en el crecimiento longitudinal de las plántulas; al aplicar la prueba de Kruskal Wallis se manifestaron diferencias significativas en los tratamientos (**véase Anexos B.23; B.24**), ($H=20,02$; $p=0,0002$); indicando al **GA₃** como el tratamiento con mayor eficiencia en comparación a el **Control, Combinación y Trichoderma (Inoculación)**.

16.2.6. *Oreopanax andreanus*

El análisis de Kruskal Wallis no demostró diferencias significativas en el porcentaje de germinación de *Oreopanax andreanus* entre los tratamientos evaluados (**véase Anexo B.25**), ($H=0,94$; $p=0,5296$).

Gráfico 16. Oreopanax andreanus.

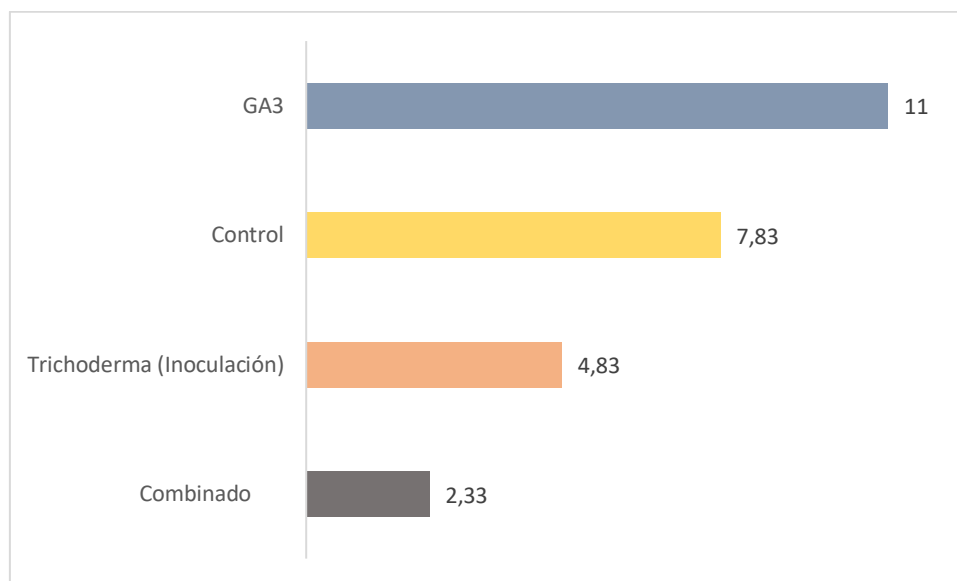


Fuente: Autor, 2026, gráfico generado por Excel.

El análisis de Kruskal Wallis no demostró diferencias significativas en la longitud radicular de *Oreopanax andreanus* entre los tratamientos evaluados (véase Anexo B.26), ($H=1,84$; $p=0,1029$).

16.2.7. *Vallea stipularis*

Gráfico 17. Rendimiento *Vallea stipularis* (PG).

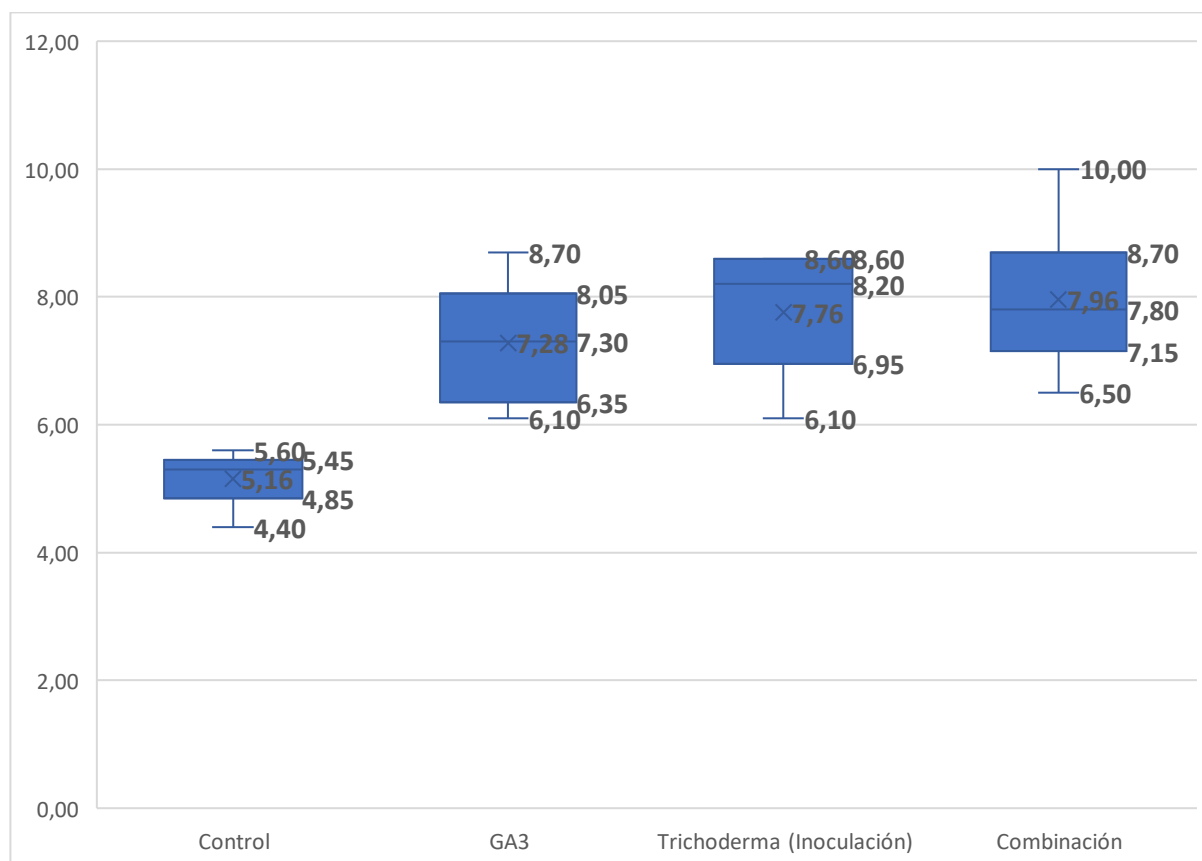


Fuente: Autor, 2026, gráfico generado por Excel; nota PG: Porcentaje de germinación.

El análisis de Kruskal Wallis demostró diferencias significativas en el porcentaje de germinación de *Vallea stipularis* entre los tratamientos evaluados (véase Anexo B.27), ($H=9,73$; $p=0,0207$), dando a conocer que los bioestimulantes y reguladores de crecimiento actuaron de forma diferente en la especie. La comparación múltiple (véase Anexo B.28), demostró que el tratamiento con **giberelinas** fue aquel que demostró mayor eficiencia frente al **Control, Trichoderma (Inoculación) y Combinado**.

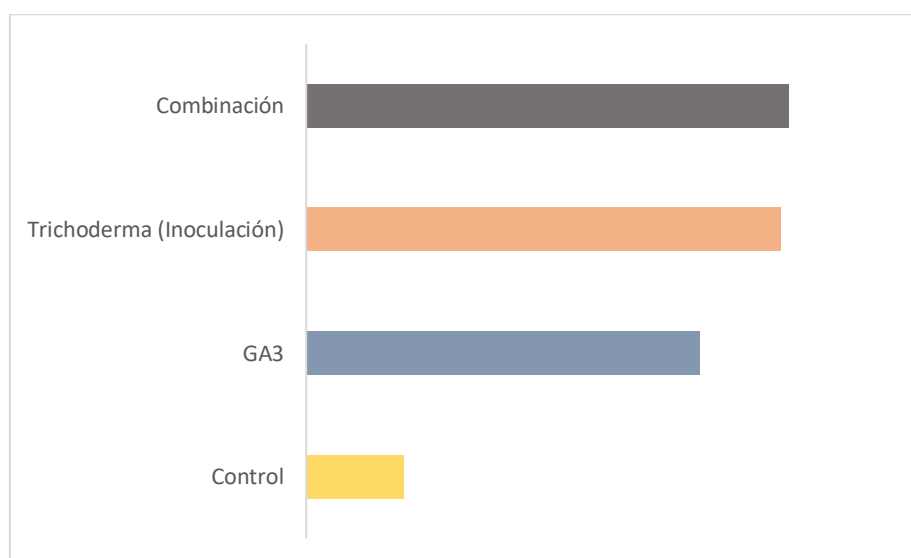
(Romero, et al., 2023) menciona en su investigación el uso de las giberelinas como promotor del crecimiento en *Vallea* para su propagación por los bosques altoandinos del mismo modo en este estudio se obtuvieron resultados similares a contraparte del tratamiento **Combinado** en donde el uso de *Trichoderma* junto a las **giberelinas**, inhibió el efecto del crecimiento radicular.

Gráfico 18. Vallea stipularis.



Fuente: Autor, 2026, gráfico generado por Excel.

Gráfico 19 Rendimiento Vallea stipularis (Longitud radicular).



Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

El análisis de Kruskal Wallis demostró diferencias significativas en la longitud radicular de *Vallea stipularis* (véase Anexos B.29; B.30), ($H=20,73$; $p=0,0001$), al contrario de la germinación, la especie se beneficia de la aplicación de las hormonas como de los bioestimulantes, obteniendo resultados similares de crecimiento entre los tratamientos de GA_3 + *Trichoderma*, *Trichoderma* (Inoculación) y GA_3 , estos mismos siendo mejores que la parcela a la cual no se aplicó ningún tratamiento **Control**.

Tal como mencionan (Ugshiña, 2012) y (Romero, et al., 2023), los bioestimulantes y las giberelinas ayudan al crecimiento radicular como la activación de enzimas primordiales para el crecimiento celular, por otra parte el *Trichoderma* protege a la plántula en sus etapas iniciales actuando como antifúngico, a su vez mejora la absorción de nutrientes presentes en la tierra.

16.3. Limitaciones del estudio

El estudio evaluó la respuesta de diversas especies forestales nativas en las etapas iniciales de germinación y crecimiento radicular, limitando la extrapolación de los resultados a fases posteriores del desarrollo vegetal. Los ensayos se realizaron bajo condiciones controladas de invernadero, por lo tanto, el comportamiento de estas puede variar bajo condiciones de campo.

Asimismo, el número de réplicas por tratamiento fue limitado, lo cual es frecuente en estudios con especies nativas, debido a la disponibilidad de semillas y su variabilidad fisiológica. Finalmente, el estudio se enfocó en un conjunto específico de tratamientos hormonales y biológicos, por lo que los resultados se circunscriben a las intervenciones evaluadas.

CAPÍTULO IV

17. CONCLUSIONES

En *Ribes lehmanii* el GA₃ fue el tratamiento más efectivo en la germinación con un 89,10%, sin embargo, la combinación (GA₃ + *Trichoderma*) promovió significativamente la longitud radicular con una media de 10,2±0,1 cm demostrando un efecto sinérgico por otro lado, *Escallonia myrtilloides* demostró que la combinación (GA₃ + *Trichoderma*) logró el mayor porcentaje de germinación 94% también, *Polylepis simpsoni* obtuvo en la combinación (GA₃ + *Trichoderma*) una media superior del 8,3±0,1 cm en el desarrollo radicular de las plántulas al contrario de, *Gaultheria tomentosa*, donde el GA₃ promovió significativamente la elongación radicular con una media de 2,1±0,1 cm del mismo modo, en *Vallea stipularis* el GA₃ fue el tratamiento más efectivo en cuanto a respuesta germinativa 65,50%, asimismo, en longitud radicular GA₃ (7,3±0,1 cm), *Trichoderma* (7,8±0,1 cm) y la combinación (8,0±0,1 cm).

17.1. RECOMENDACIONES

El ácido giberélico (GA₃) se perfila como una herramienta eficaz para optimizar la germinación y el crecimiento radicular inicial en vivero, del mismo modo se sugiere que la aplicación de *Trichoderma spp.* se incorpore de forma estratégica como un tratamiento complementario a fases posteriores del desarrollo vegetal. Finalmente se recomienda ampliar futuras investigaciones por la evaluación de distintas dosis, con el fin de fortalecer programas de restauración ecológica, reforestación y conservación de ecosistemas nativos.

18. BIBLIOGRAFÍA

- AGROSAVIA. (2024). *Bioestimulantes para producir semilla de musáceas*. Obtenido de GOV.CO: <https://www.agrosavia.co/productos-y-servicios/oferta-tecnologica/linea-agricola/frutales/recomendaciones-protocolos-y-metodologias/835-recomendaciones-sobre-el-uso-de-sustancias-bioestimulantes-en-la-produccion-de-material-vegetal-de-musaceas-para-la-mej>
- Aguilar, Z., Ulloa, C., & Hidalgo, P. (2009). *Plantas Útiles de los Páramos de Zuleta*. Quito, Ecuador: PPA-EcoCiencia.
- Arias, W. (2022). *Fenología y asociación ecológica interespecífica de Ribes lehmanii Jancz en el páramo de Quimsacocha, microcuenca de Zhuruca*. Cuenca-Ecuador: Carrera de Ingeniería Agronómica.
- arvensis. (23 de diciembre de 2024). *Fisiología de la germinación de semillas*. Obtenido de Nutrimos fortalecemos y mejoramos: <https://www.arvensis.com/es/blog-fisiologia-de-la-germinacion-de-semillas/>
- Ayo, G. (2023). *Caracterización de parámetros morfológicos y germinativos de semillas de Polylepis incana Kunth en Bosques Andinos del Ecuador*. Ecuador: Departamento de Ciencias de la Vida y de la Agricultura.
- Barrantes, G., Chaves, H., & Vinuesa, M. (2010). *El bosque en el Ecuador una visión transformada para el desarrollo y la conservación*. Ecuador.
- Baskin, C., & Baskin, J. (2014). *Seeds: Ecology, Biogeography and Evolution of dormancy and germination*. Amsterdam, Países Bajos: Elsevier.
- bb_593. (27 de marzo de 2025). *iNaturalistEc*. Obtenido de Ribes lehmanii: <https://ecuador.inaturalist.org/taxa/339555-Ribes-lehmannii>
- Bennet, B. (2013). *Quantifying seed germination variability: Implications for restoration ecology*. Restoration Ecology.
- Caicedo, D., Devesa, P., Pazos, A., Romero, L., Martínez, M., & Arce, V. (s/f). *Evaluación de la reperusión tras angiogénesis terapéutica con fotopletismografía en un modelo murino de isquemia de miembros inferiores*. Angiología .
- Cardarelli, M. (2020). *Tratamientos de semillas con microorganismos y sus efectos beneficiosos en los cultivos*. Tuscia, Roma: Departamento de Agricultura .
- Catunta, D. (2015). *Propagación vegetativa de Quilli (Buddleja coriácea Remy) por medio de estacas de tres zonas de la copa del árbol, en la comunidad Atmara Llallawa*. Tacna, Perú: Facultad de Ciencias Agropecuarias.
- Cherlinka, V. (26 de 04 de 2022). *EOS DATA ANALYTICS*. Obtenido de Tratamiento de las semillas: métodos y ventajas: <https://eos.com/es/blog/tratamiento-de-semillas/>
- Cogollo, A., Quiroga, J., Rodríguez, I., Fuentes, J., Camacho, M., Carvajal, J., . . . Espejo, C. (2024). *Experiencias de propagación de especies vegetales nativas en los viveros Parques Nacionales Naturales de Coolombia*. Colombia: Parques Nacionales Naturales de Colombia.

- Corbineau, F. (2022). *Oxygen, a key signalling factor in the control of seed germination and dormancy*. Paris, Francia: Seed Science Research 32.
- Cortés, J., González, J., Rufino, H., Riba, L., & Cobo, E. (2014). *Tamaño muestral*. Cataluña: BARCELONATECH.
- Cué, J., Añazco, M., & Paredes, H. (2019). *Producción y conservación de semillas forestales: situación actual y perspectivas en Ecuador*. Ecuador: Revista Cubana de Ciencias Forestales.
- Cunalata, G., & Pomboza, P. (2014). *Evaluación de cuatro especies forestales nativas en tres pisos altitudinales con la utilización de 2 bioestimulantes para propiciar una revegetación ecológica activa en los páramos de la comunidad Poatug*. Ambato, Ecuador: Facultad de Ciencias Agropecuarias.
- Del Castillo, E., & Gil, M. (2012). *Vivero Forestal*. Salta-Argentina: Facultad de Ciencias Naturales.
- Di Rienzo, J., Balzarini, M., Robledo, C., Gonzalez, L., Casanoves, F., & Tablada Elena. (2008). *InfoStat Manual de Usuario*. Córdoba, Argentina: Editorial Brujas.
- Doria, J. (2010). *Generalidades sobre las semillas: su producción, conservación y almacenamiento*. Cuba: Cultivos tropicales.
- eia.edu.ec. (2014). *catalogofloraaltamontana*. Obtenido de Catálogo virtual de flora de Alta Montaña: <https://catalogofloraaltamontana.eia.edu.co/species/150>
- Emmanuel, A., Gómez, L., Hidalgo, N., & Valverde, R. (2000). *Efecto de la luz y del ácido giberélico sobre la germinación in vitro de jaul (Alnus acuminata)*. San José, Costa Rica: Agronomía Costarricense.
- Enriquez, P., Aguilar, P., Huachi, L., Vera, A., & Caicedo, C. (2020). *Propagación in vitro DE QUISHUAR (Buddleja incana Ruiz & Pav)*. Cuenca, Ecuador: La Granja: Revista de Ciencias de la Vida.
- F, Freire, A., & Pitman, N. (2004). *Ribes lehmanii*. Obtenido de <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2004.RLTS.T45376A10990002.en>
- Francis, J. (2012). *Manual de Semillas de Árboles Tropicales*. Río Piedras, USA: Instituto internacional de silvicultura tropical.
- García, E. (2019). *Semillas y sus tratamientos*. Chile: INFOR.
- García, P., Melo, G., & Valencia, J. (2013). *Uso de germinación controlada de semillas en combinación con aislamientos de Trichoderma sp., para el tratamiento de plantas nativas y su posterior uso en procesos de revegetalización en zonas de ronda de la microcuenca Quebrada Grande*. Bogotá, Colombia: Facultad de Ciencias y Tecnologías.
- Gil, M., & Del Castillo, E. (2006). *Semillas forestales*. Salta: Facultad de Ciencias Naturales.
- Gold, K., León, P., & Way, M. (2004). *Manual de recolección de semillas de plantas silvestres para la conservación a largo plazo y restauración ecológica*. La Serena,

Chile: Instituto de Investigaciones Agropecuarias, Centro regional de Investigación Intihuasi.

- Gómez, M. (2014). *Identificación y caracterización de prácticas y tecnologías indígenas y campesinas en el manejo de semilla (poscosecha), como medidas de adaptación al cambio climático, en dos comunidades de la provincia del Chimborazo*. Riobamba-Ecuador: Facultad de Recursos Naturales.
- Guacán, S., & Peñaloza, T. (2024). *Germinación de Miconia aspergillaris y Escallonia myrtilloides en condiciones de vivero y sus implicaciones para la propagación*. Cuenca-Ecuador: Escuela de Biología .
- Gualavisí, L. (2008). *Comportamiento de Polylepis racemoisa en vivero mediante propagación vegetativa utilizando cuatro longitudes de estacas en platabandas a nivel en tres diferentes pisos altitudinales*. Cayambe, Quito: Carrera de ingeniería Agropecuaria.
- Gutiérrez, A., Jaramillo, N., & Aguirre, Z. (2020). *Especies endémicas que se conservan en el jardín botánico "Reinaldo Espinosa"*. Loja, Ecuador: Facultad Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables.
- Harman, G., Howell, C., Viterbo, A., Chet, I., & Lorito, M. (2004). *Trichoderma species--opportunistic, avirulent plant symbionts*. Nat Rev Microbiol.
- Herbario Azuay. (10 de marzo de 2000). *herbario.uazuay.edu.ec*. Obtenido de Gaultheria tomentosa kunth: <https://herbario.uazuay.edu.ec/muestras/19-dicotiledonae-ericaceae-gaultheria-tomentosa-kunth#:~:text=Arbusto%2C%20m%20de%20altura%2C%20has%20de,toda%20al%20planta.%20Frutos%20redondos%20grises%2C%20comestibles>.
- Hernández, C., Garruña, R., Andueza, R., Hernández, E., Zavala, M., & Pérez, A. (2020). *Almacenamiento postcosecha de frutos: Alternativa para mejorar la calidad fisiológica de semillas de chile habanero*. Yucatán, México: Revista Bio Ciencias.
- Hollman, J., Romero, M., Arce, P., & Palacios, A. (2023). *Efecto bioestimulante de cepas nativas de Trichoderma en la germinación de cuatro variedades de albahaca*. México : Revista Mexicana de Fitopatología.
- Houhton, P. (1984). *Ethnopharmacology of some Buddleja species*. Elsevier.
- Huayta, D., Nolasco, E., Guerra, D., & Quispe, H. (2022). *Performance and physiological quality of Escallonia resinosa seeds prospects for their use in reforestation and restoration*. Perú: Restoration Ecology.
- Humaizi, A. (04 de 01 de 2024). *Prueba de Shapiro -Wilk*. Obtenido de Medium: <https://medium.com/@maizi5469/10-0-shapiro-wilk-test-5be38fd3c2a6>
- Joseph, A., & Delva, J. (2016). *Respuesta germinativa de cuatro especies forestales nativas del macizo del Cajas*. Cuenca, Ecuador: Facultad de Ciencias Agropecuarias carrera de Ingeniería Agronómica.

- kabirbosques. (13 de junio de 2025). *iNaturalistEc*. Obtenido de *Oreopanax andreanus*: <https://ecuador.inaturalist.org/taxa/441441-Oreopanax-andreanus>
- kabirbosques. (27 de mayo de 2025). *iNaturalistEc*. Obtenido de *Chun Chun (Escallonia myrtilloides)*: <https://ecuador.inaturalist.org/taxa/571206-Escallonia-myrtilloides>
- Lallana, V., Elizalde, J., & García, L. (2005). *Germinación y Latencia de semillas y yemas*. Oro Verde, Paraná: Facultad de Ciencias Agropecuarias.
- Landis, T., Tinus, R., McDonald, S., Barnett, J., & Nisley, R. (1995). *Manual de viveros para la producción de especies forestales en contenedor*. EEUU: PRONARE.
- León, P., Sandoval, A., Bolados, G., Rosas, M., Stark, D., & Gold, K. (2014). *Manual de recolección y procesamiento de semillas de especies forestales*. La Serena-Chile: Boletín INIA - N°280.
- León, W. (2013). *Implementación de un vivero agro-forestal para la protección y mantenimiento de las fuentes hídricas de la microcuenca del Río Cutilcay sub cuenca del Magdalena, y para prácticas agrofrutícolas*. Cuenca-Ecuador: SENAGUA.
- MAATE. (2022). *El estado de los bosques en el Ecuador continental*. Quito-Ecuador.
- marceloamores. (10 de Junio de 2025). *iNaturalistEc*. Obtenido de *Sacha Capulí, Peralillo, Caléndula, Hacha Rosa, Chulchul, Molte Pila*: <https://ecuador.inaturalist.org/taxa/465262-Vallea-stipularis>
- Mattana, E., Pritchard, H., Porceddu, M., Stuppy, W., & Bacchetta, G. (2011). *Interchangeable effects of gibberellic acid and temperature on embryo growth, seed germination and epicotyl emergence in Ribes multiflorum ssp. sandalioticum (Grossulariaceae)*. Italia: Plant Biology.
- Mayanga, D., & Gutiérrez, P. (2020). *Uso etnomedicinal, fitoquímica y actividad biológica de la planta andina Buddleja incana Ruiz & Pav. (Scrophulariaceae)*. Ethnobotany Research & Applications.
- Missouri Botanical Garden. (2013). *mobot.org*. Obtenido de *Ribes lehmannii*: https://www.mobot.org/MOBOT/paramo/search_paramo.asp?searchFor=Ribes+lehmannii
- Molleur, L. (07 de Julio de 1828). *biographi.ca*. Obtenido de GAULTIER (Gautier, Gauthier, or Gaultier, but he signed Gaultier) JEAN-FRANÇOIS: http://www.biographi.ca/en/bio.php?id_nbr=1368
- Montgomery, D. (2019). *Design and analysis of experiments (10th ed.)*. Wiley.
- Morales, J. (2010). *Sinopsis del género Weinmannia (Cunoniaceae) en México y Centroamérica*. Madrid, España: Red de Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal.
- Nogueira, & Medeiros. (2007). *Como recolectar semillas de especies amenazadas*. Paraná, Brasil: Global Trees CAMPAIGN.

- Oliva, M., Vacalla, F., Pérez, D., & Tucto, A. (2014). *Vivero forestal para producción de plántulas de especies forestales nativas: experiencia en Molinopampa, Amazonas - Perú*. Chachayopas-Perú: PROYECTO PD 622/11 Rev.1 (F).
- Ostertagova, E., Ostertag, O., & Kovác, J. (2014). *Metodología y aplicación del test de Kruskal-Wallis. Mecánica Aplicada y Materiales*. Scientific.
- Pérez, L., & Velasco, P. (2021). *Viveros de Paáramo para la Restauración Ecológica*. Bogotá, Colombia: Panamericana Formas e Impresos S.A.
- Pita, J., & Perez, F. (2006). *Germinación de semillas*. Madrid, España: I.S.B.N.
- Plants of the World Online. (1997). *Kew*. Obtenido de Weinmannia fagaroides Kunth: <https://powo.science.kew.org/taxon/urn:lsid:ipni.org:names:268190-2#publications>
- Principi, M., Mattana, R., Cardinali, O., & Colodro, J. (2011). *Diseño y prestaciones de un prototipo de siembra directa para interseembra de pasturas*. Buenos Aires, Argentina: Revista de Investigaciones Agropecuarias.
- PUCE. (17 de Junio de 2025). *bioweb.bio*. Obtenido de Plantas vasculares de los bosques de Polylepis en los páramos de Oyacachi: <https://bioweb.bio/floraweb/polylepis/FichaEspecie/Escallonia%20myrtilloides>
- Rodríguez, M., Lizazo, I., Calero, A., Peláez, A., Martínez, D., & Pérez, Y. (2022). *Potencialidades de dos bioestimulantes en la germinación y el crecimiento de las plántulas de tomate*. Cuba: Ciencia Tecnología Agropecuaria.
- Romero, J., Pérez, B., Corzo, D., & Martínez, A. (2023). *Experiencias de propagación y uso de 68 especies vegetales nativas presentes en Bogotá D.C*. Bogotá, Colombia: ISBN digital.
- Ruíz, S., & Hernández, R. (2019). *Cosecha y poscosecha en semillas de maíz*. Intagri.
- Sacco, A., Way, M., León, P., Suárez, C., & Díaz, J. (2020). *Manual de recolección, procesamiento y conservación de semillas de plantas silvestres*. Reino Unido: Garfield Weston Foundation.
- Sañudo, R., Peñate, P., López, C., Azpiroz, H., Beltrán, C., Ibarra, M., & Félix, J. (2009). *Tratamientos pregerminativos en semillas de palo fierro (Olneya tesota A. Gray) y propagación en sustrato de composta de lirio acuático*. México: Ra Ximhai.
- Sivarathri, B., Narayana, N., Bryant, C., Dhillon, J., Raja, K., & Bheemanahalli, R. (2024). *Influence of seed-applied biostimulants on soybean germination and early seedling growth under low and high temperature stress*. Plant Physiology Reports.
- Somossemilla. (2010). *Recolección, extracción y conservación de semillas*.
- Taceó, M., & Magariños, E. (2024). *Protocolo para la recolección y almacenamiento de semillas de especies nativas con fines de restauración*. Santa Cruz, Bolivia: Instituto de investigaciones Forestales y Fundación para la Conservación del Bosque Chiquitano.

- Tasayco, R. (2008). *Efecto de la infusión de Quishuar (Buddleja incana) y dimaceno en el tratamiento de la papilomatosis oral canina*. Pilco Marca, Perú: Investig. Valdizana.
- Tery, J., & Sutcligge, V. (2014). *Cleanin seed collections for long-term conservation. Technical Information Sheet 14*. Inglaterra: Millenium Seed Bank Partnership.
- Ugsiña, M. (2012). *Propagación de Sacha Capulí (Vallea Stipularis) L. f. utilizando cuatro bioestimulantes en tres sustratos, bajo invernadero, en el vivero del consorcio Río Blanco parroquia Químiag, cantón Riobamba*. Riobamba-Ecuador: Escuela de Ingeniería Forestal.
- Ulloa, C., Álvarez, S., Jorgensen, P., & Minga, D. (2008). *Guía de 100 plantas silvestres del páramo del Parque Nacional Cajas*. Cuenca, Ecuador: LOGO área creativa.
- Vaquero, J. (2005). *Estimulación de la germinación de semillas de nance (Byrsonima crassifolia L.) con giberelina y agua caliente*. Honduras: Zamorano.
- Varela, S., & Arana, V. (2010). *Latencia y germinación de semillas. Tratamientos pregerminativos*. Bariloche, Argentina: INTA.
- Vasco, S. (2010). *Tratamiento para promover la germinación de semillas de Polylepis reticulata y Polylepis lanuginosa*. Cuenca, Ecuador: Escuela de Biología del Medio Ambiente .
- Vega, C., Quezada, J., Rocabado, P., Villegas, G., & Bermejo Juan. (2019). *Assessment of Seed Quality and Germination Response in the Species of the Genus Polylepis*. Bolivia.
- Viveros, H., Hernández, J., Velasco, M., Robles, R., Ruiz, C., Aparicio, A., . . . Hernández, M. (2014). *Análisis de semilla, tratamientos pregerminativos de Enterolobium cydocarpum (Jacq.) Griseb. y su crecimiento inicial*. México: Revista Mexicana de Ciencias Forestales.
- Walle, R. (2004). *Módulo de viveros*. Panamá: Proyecto SICA.
- Wang, S., Guan, W., Hao, X., & Song, J. (2023). *Study on Germination Characteristics of Gaultheria procumbens Seeds*. China: Chinese Agricultural Science.
- Willan, R. (2020). *Guía para la manipulación de semillas forestales*. Dinamarca: DANIDA.
- World Conservation Monitoring Centre. (1998). *Polylepis simpsoni*. Obtenido de <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.1998.RLTS.T32993A9742645.en>
- Abbas, A., Mubeen, M., Zheng, H., Sohail, M. A., Shakeel, Q., Solanki, M. K., Iftikhar, Y., Sharma, S., Kashyap, B. K., Hussain, S., del Carmen Zuñiga Romano, M., Moya-Elizondo, E. A., & Zhou, L. (2022). Trichoderma spp. Genes Involved in the Biocontrol Activity Against Rhizoctonia solani. *Frontiers in Microbiology*, 13. <https://doi.org/10.3389/FMICB.2022.884469>
- Bewley, J. D. (1997). Seed Germination and Dormancy. *The Plant Cell*, 9(7), 1055-1066. <https://doi.org/10.1105/TPC.9.7.1055>

- Bewley, J. D., Bradford, K. J., Hillhorst, H. W. M., & Nonogaki, H. (2013). Seeds: Physiology of development, germination and dormancy, 3rd edition. *Seeds: Physiology of Development, Germination and Dormancy, 3rd Edition*, 9781461446934, 1-392. <https://doi.org/10.1007/978-1-4614-4693-4>
- Borjas-Ventura, L., Nacional Agraria La Molina, U., Julca-Otiniano, P., & Alvarado-Huamán, P. (2020). Las fitohormonas una pieza clave en el desarrollo de la agricultura. *Journal of the Selva Andina Biosphere Selva Andina Research Society*, 8, 2020. <https://doi.org/10.36610/j.jsab.2020.080200150>
- Camara, M. C., Vandenberghe, L. P. S., Rodrigues, C., de Oliveira, J., Faulds, C., Bertrand, E., & Soccol, C. R. (2018). Current advances in gibberellic acid (GA3) production, patented technologies and potential applications. *Planta*, 248(5), 1049-1062. <https://doi.org/10.1007/S00425-018-2959-X/METRICS>
- Camara, M. C., Vandenberghe, L. P. S., Sextos, G. C., Tanobe, V. O. A., Magalhães Junior, A. I., & Soccol, C. R. (2020). Alternative methods for gibberellic acid production, recovery and formulation: A case study for product cost reduction. *Bioresource Technology*, 309, 123295. <https://doi.org/10.1016/J.BIORTECH.2020.123295>
- Cerna Ortega, L. D. (2022). *Uso de Trichoderma spp. como promotor de crecimiento de tres especies forestales a nivel de vivero en la provincia de Pichincha*. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. <https://dspace.esepoch.edu.ec/handle/123456789/16116>
- Contreras-Cornejo, H. A., Macías-Rodríguez, L., Cortés-Penagos, C., & López-Bucio, J. (2009). *Trichoderma virens*, a Plant Beneficial Fungus, Enhances Biomass Production and Promotes Lateral Root Growth through an Auxin-Dependent Mechanism in Arabidopsis. *Plant Physiology*, 149(3), 1579-1592. <https://doi.org/10.1104/PP.108.130369>
- Costa, J. da L., da Silva, A. L. L., Gollo, A. L., Brondani, G. E., dos Santos, L. F., Rodrigues, C., Vandenberghe, L. P. de S., & Soccol, C. R. (2018). Crude Fermented Extract Containing Gibberellic Acid Produced by *Fusarium moniliforme* is an Alternative to Cost Reduction in Biofactories. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 61, e18170214. <https://doi.org/10.1590/1678-4324-2018170214>
- da Silva, L. R. I., de Andrade, C. J., de Oliveira, D., & Lerin, L. A. (2021). Solid-State Fermentation in Brewer's Spent Grains by *Fusarium fujikuroi* for Gibberellic Acid Production. *BIOINTERFACE RESEARCH IN APPLIED CHEMISTRY*, 11(5), 13042-13052. <https://doi.org/10.33263/BRIAC115.1304213052>
- Donoso Eduardo; Lobos Gustavo A; Rojas Nadia. (2008, junio 30). *Efecto de Trichoderma harzianum y compost en plántulas de Pinus radiata de vivero | BOSQUE*. https://revistabosque.org/index.php/bosque/article/view/861?utm_source=chatgpt.com
- FAO. (2012). *FAO 2012*. <https://openknowledge.fao.org/server/api/core/bitstreams/39828c64-3bba-43be-bb74-4a9282e9453e/content>
- Ferreira, N. C. de F., Ramos, M. L. G., & Gatto, A. (2024). Use of *Trichoderma* in the Production of Forest Seedlings. *Microorganisms 2024, Vol. 12, Page 237, 12(2)*, 237. <https://doi.org/10.3390/MICROORGANISMS12020237>

- Finch-Savage, W. E., & Leubner-Metzger, G. (2006). Seed dormancy and the control of germination. *New Phytologist*, *171*(3), 501-523. <https://doi.org/10.1111/J.1469-8137.2006.01787.X>
- Forestal, C., BIOESTIMULANTE *Trichoderma harzianum* Rifai, E. DE, Santana Díaz, T., & Castellanos González, L. (2018). Revista Colombia Forestal. *Colombia forestal*, *21*(1), 81-90. <https://doi.org/10.14483/2256201X.11744>
- GAD Parroquial Baños Cuenca - GAD Parroquial de Baños. (s. f.). Recuperado 30 de junio de 2025, de <https://parroquiabanos.gob.ec/>
- Gaultheria tomentosa* Kunth | | *Herbario Azuay*. (s. f.-a). Recuperado 6 de julio de 2025, de <https://herbario.uazuay.edu.ec/muestras/414>
- Gaultheria tomentosa* Kunth | | *Herbario Azuay*. (s. f.-b). Recuperado 7 de julio de 2025, de <https://herbario.uazuay.edu.ec/muestras/414>
- Harman, G. E., Howell, C. R., Viterbo, A., Chet, I., & Lorito, M. (2004). *Trichoderma* species - Opportunistic, avirulent plant symbionts. *Nature Reviews Microbiology*, *2*(1), 43-56. <https://doi.org/10.1038/NRMICRO797;KWRD=LIFE+SCIENCES>
- Hermosa, R., Viterbo, A., Chet, I., & Monte, E. (2012). Plant-beneficial effects of *Trichoderma* and of its genes. *Microbiology*, *158*(1), 17-25. <https://doi.org/10.1099/MIC.0.052274-0/CITE/REFWORKS>
- Jácome Segovia, C. S., García Quintana, Y., Guerrero Rubio, J. P., Arteaga Crespo, Y., Lazo Pérez, Y., & Morales, A. (2019). Efecto de *Trichoderma harzianum* como bioestimulante en el crecimiento de plántulas de *Swietenia macrophylla* en condiciones de vivero. *Revista Amazónica. Ciencia y Tecnología*, *8*(1), 40-51. <https://doi.org/10.59410/RACYT-V08N01EP04-0106>
- Jadán, O., Donoso, D. A., Cedillo, H., Bermúdez, F., & Cabrera, O. (2021). Floristic groups, and changes in diversity and structure of trees, in tropical montane forests in the southern andes of Ecuador. *Diversity*, *13*(9), 400. <https://doi.org/10.3390/D13090400/S1>
- Jadán, O., Toledo, C., Tepán, B., Cedillo, H., Peralta, Á., Zea, P., Castro, P., & Vaca, C. (2017). Forest communities in high Andean secondary forests (Azuay, Ecuador). *Bosque (Valdivia)*, *38*(1), 141-154. <https://doi.org/10.4067/S0717-92002017000100015>
- Janeth, E., & Andrade, B. (s. f.). *UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE*.
- Jimenez, F. (2015). Viveros forestales para producción de planta a pie de repoblación. *Hojas divulgadoras*, *6*.
- Kormanek, M., Małek, S., Banach, J., Durło, G., Jagiełło-Leńczuk, K., & Dudek, K. (2021). Seasonal changes of perlite–peat substrate properties in seedlings grown in different sized container trays. *New Forests*, *52*(2), 271-283. <https://doi.org/10.1007/S11056-020-09793-3/FIGURES/3>
- Las Hormonas Vegetales en las Plantas* | *Intagri S.C.* (s. f.). Recuperado 2 de julio de 2025, de <https://www.intagri.com/articulos/nutricion-vegetal/las-hormonas-vegetales-en-las-plantas>

- LEOPOLD LB, CLARKE FE, HANSHAW BB, & BALSLEY. (1971). Procedure for evaluating environmental impact. *US Geological Survey Circular*.
- Liu, Y., He, Pengbo, He, Pengfei, Munir, S., Ahmed, A., Wu, Y., Yang, Y., Lu, J., Wang, J., Yang, J., Pan, X., Tian, Y., & He, Y. (2022). Potential biocontrol efficiency of *Trichoderma* species against oomycete pathogens. *Frontiers in Microbiology*, 13, 974024. <https://doi.org/10.3389/FMICB.2022.974024/BIBTEX>
- Ludeña Velásquez, J. C. (2012). *Efecto de dos Tratamientos Pregerminativos en Semillas de Aliso (Alnus acuminata) y Pino (Pinus patula), cantón Riobamba, provincia de Chimborazo*. <http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/2215>
- Mandujano. (2007). *SANTA CRUZ AGRICOLA: COSECHA MECANIZADA DEL CULTIVO DE FRÉJOL. APLICACION DE HORMONAS DE CRECIMIENTO*. <https://jubovar.blogspot.com/2014/06/cosecha-mecanizada-del-cultivo-de.html>
- Minga Ochoa, D., & Verduga Navas, A. (2015). Árboles y arbustos de los ríos de Cuenca. En *Universidad del Azuay* (Vol. 1, Número 1).
- Morillo, R., Angulo Néstor Raigoza Flores ELIZABETH HERRERA-PARRA, D. E., Reyes-estébanez, M., Cristóbal-alejo, J., Basto-pool, C., & Zavala-león, M. (s. f.). *Desde el Herbario CICY Editores responsables: Ivón M.* Recuperado 2 de julio de 2025, de http://www.cicy.mx/sitios/desde_herbario/
- « "Oreopanax andreanus" ». (s. f.). *Royal Botanic Gardens, Kew: World Checklist of Selected Plant Families*. Recuperado 6 de julio de 2025, de http://apps.kew.org/wcsp/synonymy.do?accepted_id=143471&repSynonym_id=-9998&name_id=143471&status=true
- Pająk, K., Kormanek, M., Małek, S., & Banach, J. (2022). Effect of Peat-Perlite Substrate Compaction in Hiko V265 Trays on the Growth of *Fagus sylvatica* L. Seedlings. *Sustainability* 2022, Vol. 14, Page 4585, 14(8), 4585. <https://doi.org/10.3390/SU14084585>
- Palomeque, X., Patiño Uyaguari, C., Marín, F., Palacios, M., & Stimm, B. (2020). Effects of storage on seed germination and viability for three native tree species of Ecuador. *Trees - Structure and Function*, 34(6), 1487-1497. <https://doi.org/10.1007/S00468-020-02018-2/FIGURES/3>
- Pedrini, S., Gibson-Roy, P., Trivedi, C., Gálvez-Ramírez, C., Hardwick, K., Shaw, N., Frischie, S., Laverack, G., & Dixon, K. (2020). *Collection and production of native seeds for ecological restoration*. <https://doi.org/10.1111/rec.13190>
- Peng, X. L., Zhao, W. J., Wang, Y. S., Dai, K. L., Cen, Y. K., Liu, Z. Q., & Zheng, Y. G. (2020). Enhancement of gibberellic acid production from *Fusarium fujikuroi* by mutation breeding and glycerol addition. *3 Biotech*, 10(7), 1-10. <https://doi.org/10.1007/S13205-020-02303-4/FIGURES/6>
- Pritchard, H. (2000). Baskin CC, Baskin JM. 1998. Seeds. Ecology, biogeography, and evolution of dormancy and germination. 666 pp. San Diego: Academic Press. £75 (hardback). *Annals of Botany*, 86(3). <https://doi.org/10.1006/anbo.2000.1238>

- Romero, G., Crosara, A., & Baraibar' Resumen, A. (2008). *Trichoderma harzianum*, un biocontrol y biopromotor en vivero de especies forestales. <https://bibliotecadigital.infor.cl/handle/20.500.12220/18822>
- Salazar-Cerezo, S., Martínez-Montiel, N., García-Sánchez, J., Pérez-y-Terrón, R., & Martínez-Contreras, R. D. (2018). Gibberellin biosynthesis and metabolism: A convergent route for plants, fungi and bacteria. *Microbiological Research*, 208, 85-98. <https://doi.org/10.1016/j.micres.2018.01.010>
- Santos, M. F. dos, Santos, L. E. dos, Costa, D. L. da, Vieira, T. A., & Lustosa, D. C. (2020). *Trichoderma* spp. on treatment of *Handroanthus serratifolius* seeds: effect on seedling germination and development. *Heliyon*, 6(6). <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2020.e04044>
- Silva, T. W. R., dos Santos, A. F., Auer, C. G., & Tessmann, D. J. (2019). Pine seeds treatment with trichoderma for fusarium control. *Floresta e Ambiente*, 26(2), 1-8. <https://doi.org/10.1590/2179-8087.087517/PDF/FLORAM-26-2-E20170875.PDF>
- Su, Y., Biorremediaci, P. E., En Biorremediaci Ó Ó N, P., De, N., De Suelos, S., & Cruz, S. (2009). *PROYECTO TRICHODERMA SPP TRICHODERMA SPP Productividad Biosfera y Medio Ambiente Productividad Biosfera y Medio Ambiente. Tipos de Sustrato para Cultivos de Plantas. Propiedades y Características.* (s. f.). Recuperado 6 de julio de 2025, de <https://sembralia.com/blogs/blog/tipos-de-sustrato>
- Vence, L. (2012). *Métodos de determinación de parámetros que estiman la disponibilidad de agua-aire en sustratos para plantas y su relación con la respuesta vegetal* [FAUBA]. <http://ri.agro.uba.ar/files/download/tesis/maestria/2012venceliliabeatriz.pdf>
- Vessey, J. K. (2003). Plant growth promoting rhizobacteria as biofertilizers. *Plant and Soil*, 255(2), 571-586. <https://doi.org/10.1023/A:1026037216893/METRICS>
- Yao, X., Guo, H., Zhang, K., Zhao, M., Ruan, J., & Chen, J. (2023). Trichoderma and its role in biological control of plant fungal and nematode disease. *Frontiers in Microbiology*, 14, 1160551. <https://doi.org/10.3389/FMICB.2023.1160551/XML/NLM>

CAPÍTULO VI

19. ANEXOS

19.1. ANEXO B. Tablas.

Anexo B. 1 Prueba de Normalidad (PG).

Variable	n	Media	D.E.	W*	p (Unilateral D)
<i>Weinmannia fagaroides.</i>	12	0,00	0,31	0,94	0,6021
<i>Ribes lehmannii.</i>	12	0,00	3,57	0,97	0,9050
<i>Escallonia myrtilloides.</i>	12	0,00	3,95	0,95	0,7883
<i>Polylepis simpsoni.</i>	12	0,00	0,54	0,94	0,6275
<i>Gaultheria tomentosa.</i>	12	0,00	1,94	0,94	0,6429
<i>Vallea stipularis.</i>	12	0,00	2,25	0,98	0,9681
<i>Oreopanax andreanus.</i>	12	0,00	0,50	0,85	0,0573

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 2 Prueba de Levenne (Homocedasticidad) (PG).

RABS Weinammnia fagaroides					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0,45	3	0,15	10,23	0,0041
Tratamiento	0,45	3	0,15	10,23	0,0041
RABS Ribes lehmanii					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	23,85	3	7,95	1,52	0,2828
Tratamiento	23,85	3	7,95	1,52	0,2828
RABS Escallonia myrtilloides					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	40,29	3	13,43	2,49	0,1348
Tratamiento	40,29	3	13,43	2,49	0,1348
RABS Polylepsis simpsoni					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0,10	3	0,03	0,36	0,7817
Tratamiento	0,10	3	0,03	0,36	0,7817
RABS Gaultheria tomentosa					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	13,48	3	4,49	3,72	0,0611
Tratamiento	13,48	3	4,49	3,72	0,0611
RABS Vallea stipularis					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	5,93	3	1,98	1,10	0,4045
Tratamiento	5,93	3	1,98	1,10	0,4045
RABS Oreopanax andreanus					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	1,32	3	0,44	11,73	0,0027
Tratamiento	1,32	3	0,44	11,73	0,0027

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 3 Prueba de Normalidad (Longitud radicular).

Variable	n	Media	D.E.	W*	p (Unilateral D)
Vallea stipularis.	36	0,00	0,83	0,98	0,9100
Oreopanax andreanus.	36	0,00	1,00	0,71	<0,0001
Gaultheria tomentosa.	36	0,00	0,31	0,92	0,0440
Polylepsis simpsoni.	36	0,00	0,77	0,91	0,0246
Escallonia myrtilloides.	36	0,00	0,31	0,88	0,0029
Ribes lehmanii.	36	0,00	0,89	0,98	0,9118
Weinmannia fagaroides.	36	0,00	0,63	0,88	0,0031

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 4 Prueba de Levenne (Homocedasticidad) (Longitud radicular).

RABS Vallea stipularis					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	1,56	3	0,52	2,44	0,0820
Tratamiento	1,56	3	0,52	2,44	0,0820
RABS Oreopanax andreanus					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	12,10	3	4,03	10,84	<0,0001
Tratamiento	12,10	3	4,03	10,84	<0,0001
RABS Gaultheria tomentosa					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0,21	3	0,07	1,92	0,1464
Tratamiento	0,21	3	0,07	1,92	0,1464
RABS Polylepsis simpsoni					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0,84	3	0,28	0,95	0,4276
Tratamiento	0,84	3	0,28	0,95	0,4276
RABS Escallonia myrtilloides					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0,13	3	0,04	1,52	0,2293
Tratamiento	0,13	3	0,04	1,52	0,2293
RABS Ribes lehmanii					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	2,18	3	0,73	2,38	0,0881
Tratamiento	2,18	3	0,73	2,38	0,0881
RABS Weinmannia fagaroides					
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	4,48	3	1,49	12,97	<0,0001
Tratamiento	4,48	3	1,49	12,97	<0,0001

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 5 Prueba de Kruskal Wallis *Weinmannia fagaroides* (PG).

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
<i>Weinmannia fagaroides</i>	Combinación	3	0,00%	0,00	0,00%	9,35	0,0135
<i>Weinmannia fagaroides</i>	GA3	3	3,27%	0,49	3,50%		
<i>Weinmannia fagaroides</i>	Control	3	1,20%	0,52	0,90%		
<i>Weinmannia fagaroides</i>	<i>Trichoderma</i> (Inoculación)	3	0,00%	0,00	0,00%		

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 6 Comparación por rangos *Weinmannia fagaroides* (PG).

Tratamiento	Rangos
<i>Trichoderma</i> (Inoculación)	3,50 A
Combinación	3,50 A
Control	8,00 A B
GA3	11,00 B

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 7 Prueba de Kruskal Wallis *Weinmannia fagaroides* (Longitud radicular).

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
<i>Weinmannia fagaroides</i>	Combinación	9	0,1±0,1cm	0,20	0cm	20,64	<0,0001
<i>Weinmannia fagaroides</i>	GA3	9	4,1±0,1cm	0,83	4,10±0,1cm		
<i>Weinmannia fagaroides</i>	Control	9	0,6±0,1cm	1,01	0cm		
<i>Weinmannia fagaroides</i>	Trichoderma (Inoculación)	9	0cm	0	0cm		

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 8 Comparación por rangos *Weinmannia fagaroides* (Longitud radicular).

Tratamiento	Rangos
<i>Trichoderma</i> (Inoculación)	12,00 A
Combinación	13,33 A
Control	16,67 A
GA3	32,00 B

Fuentes: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 9 Prueba de Kruskal Wallis *Ribes lehmanii* (PG).

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
<i>Ribes lehmanii</i>	Combinado	3	52,67%	6,65	52,70%	10,38	0,0156
<i>Ribes lehmanii</i>	GA3	3	89,10%	4,57	89,60%		
<i>Ribes lehmanii</i>	Control	3	13,60%	1,78	14,20%		
<i>Ribes lehmanii</i>	Trichoderma (Inoculación)	3	5,63%	1,33	5,30%		

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 10 Comparación por rangos *Ribes lehmanii* (PG).

Tratamiento	Rangos
<i>Trichoderma</i> (Inoculación)	2,00 A
Control	5,00 A B
Combinado	8,00 B C
GA3	11,00 C

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 11 Prueba de Kruskal Wallis *Ribes lehmanii* (Longitud radicular).

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
----------	-------------	---	--------	------	----------	---	---

Ribes lehmanii	Combinación	9	10,14±0,1	0,77	10,20±0,1	28,42	<0,0001
Ribes lehmanii	GA3	9	8,82±0,1	0,67	9,00±0,1		
Ribes lehmanii	Control	9	6,34±0,1	0,57	6,30±0,1		
Ribes lehmanii	Trichoderma (Inoculación)	9	6,01±0,1	1,44	6,10±0,1		

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 12 Comparación por rangos *Ribes lehmanii* (Longitud radicular).

Tratamiento	Rangos	
Trichoderma (Inoculación)	9,17	A
Control	9,94	A
GA3	23,56	B
Combinación	31,33	B

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 13 Prueba de Kruskal Wallis *Escallonia myrtilloides* (PG).

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Escallonia myrtilloides	Combinado	3	95,57%	1,40	96,00%	9,81	0,0200
Escallonia myrtilloides	GA3	3	74,33%	1,33	74,00%		
Escallonia myrtilloides	Control	3	66,27%	5,10	66,40%		
Escallonia myrtilloides	Trichoderma (Inoculación)	3	87,93%	7,49	86,60%		

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 14 Comparación por rangos *Escallonia myrtilloides* (PG).

Tratamiento	Rangos	
Control	2,00	A
GA3	5,00	A
Trichoderma (Inoculación)	8,50	B
Combinado	10,50	B

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 15 Prueba de Kruskal Wallis *Escallonia myrtilloides* (Longitud radicular).

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Escallonia myrtilloides	Combinación	9	4,94	0,42	4,80	27,99	<0,0001
Escallonia myrtilloides	GA3	9	5,30	0,33	5,20		

Escallonia myrtilloides	Control	9	1,84	0,28	1,70
Escallonia myrtilloides	Trichoderma (Inoculación)	9	1,60	0,25	1,60

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 16 Comparación por rangos *Escallonia myrtilloides* (Longitud radicular).

Tratamiento	Rangos	
Trichoderma (Inoculación)	7,22	A
Control	11,78	A
Combinación GA3	25,17	B
	29,83	B

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 17 Prueba de Kruskal Wallis *Polylepis simpsoni* (PG).

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Polylepis simpsoni	Combinado	3	3,27%	0,49	3,50%	8,45	0,0304
Polylepis simpsoni	GA3	3	0,30%	0,52	0,00%		
Polylepis simpsoni	Control	3	1,80%	0,90	1,80%		
Polylepis simpsoni	Trichoderma (Inoculación)	3	0,30%	0,52	0,00%		

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 18 Comparación por rangos *Polylepis simpsoni* (PG).

Tratamiento	Rangos	
Trichoderma (Inoculación)	3,67	A
GA3	3,67	A
Control	7,83	A
Combinado	10,83	B

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 19 Prueba de Kruskal Wallis *Polylepis simpsoni* (Longitud radicular).

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
<i>Polylepis simpsoni</i>	Combinación	9	8,26	0,90	8,10	29,31	<0,0001
<i>Polylepis simpsoni</i>	GA3	9	0,26	0,77	0,00		
<i>Polylepis simpsoni</i>	Control	9	3,91	0,94	4,20		
<i>Polylepis simpsoni</i>	Trichoderma (Inoculación)	9	0,19	0,57	0,00		

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 20 Comparación por rangos *Polylepis simpsoni* (Longitud radicular).

Tratamiento	Rangos
Trichoderma (Inoculación)	9,44 A
GA3	9,67 A
Control	22,89 B
Combinación	32,00 C

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 21 Prueba de Kruskal Wallis *Gaultheria tomentosa* (PG).

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
<i>Gaultheria tomentosa</i>	Combinado	3	4,10	0,56	4,00	9,46	0,0230
<i>Gaultheria tomentosa</i>	GA3	3	20,80	1,35	20,90		
<i>Gaultheria tomentosa</i>	Control	3	77,97	4,25	78,70		
<i>Gaultheria tomentosa</i>	Trichoderma (Inoculación)	3	3,83	0,78	3,60		

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 22 Comparación por rangos *Gaultheria tomentosa* (PG).

Tratamiento	Rangos
Trichoderma (Inoculación)	3,00 A
Combinado	4,00 A
GA3	8,00 A
Control	11,00 B

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 23 Prueba de Kruskal Wallis *Gaultheria tomentosa* (Longitud radicular).

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
<i>Gaultheria tomentosa</i>	Combinación	9	0,83	0,14	0,80	20,02	0,0002
<i>Gaultheria tomentosa</i>	GA3	9	2,14	0,33	2,10		
<i>Gaultheria tomentosa</i>	Control	9	0,99	0,36	0,90		
<i>Gaultheria tomentosa</i>	Trichoderma (Inoculación)	9	0,87	0,40	0,80		

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 24 Comparación por rangos *Gaultheria tomentosa* (Longitud radicular).

Tratamiento	Rangos
Trichoderma (Inoculación)	12,28 A
Combinación	13,33 A
Control	16,56 A
GA3	31,83 B

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 25 Prueba de Kruskal Wallis *Oreopanax andreanus* (PG).

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
<i>Oreopanax andreanus</i>	Combinado	3	0,30	0,52	0,00	0,94	0,5296
<i>Oreopanax andreanus</i>	GA3	3	0,00	0,00	0,00		
<i>Oreopanax andreanus</i>	Control	3	0,60	1,04	0,00		
<i>Oreopanax andreanus</i>	Trichoderma (Inoculación)	3	0,00	0,00	0,00		

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 26 Prueba de Kruskal Wallis *Oreopanax andreanus* (Longitud radicular).

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
<i>Oreopanax andreanus</i>	Combinación	9	0,47	1,40	0,00	1,84	0,1029
<i>Oreopanax andreanus</i>	GA3	9	0,00	0,00	0,00		
<i>Oreopanax andreanus</i>	Control	9	1,02	1,55	0,00		

Oreopanax andreas	Trichoderma (Inoculación)	9	0,00	0,00	0,00
------------------------------	------------------------------	---	------	------	------

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 27 Prueba de Kruskal Wallis *Vallea stipularis* (PG).

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Vallea stipularis	Combinado	3	11,77	2,11	10,60	9,73	0,0207
Vallea stipularis	GA3	3	65,40	4,25	65,50		
Vallea stipularis	Control	3	17,47	1,84	17,00		
Vallea stipularis	Trichoderma (Inoculación)	3	14,80	1,35	15,20		

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 28 Comparación por rangos *Vallea stipularis* (PG).

Tratamiento	Rangos	
Combinado	2,33	A
Trichoderma (Inoculación)	4,83	A
Control	7,83	A
GA3	11,00	B

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 29 Prueba de Kruskal Wallis *Vallea stipularis* (Longitud radicular).

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Vallea stipularis	Combinación	9	7,96	1,09	7,80	20,73	0,0001
Vallea stipularis	GA3	9	7,28	0,91	7,30		
Vallea stipularis	Control	9	5,17	0,42	5,30		
Vallea stipularis	Trichoderma (Inoculación)	9	7,76	0,93	8,20		

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

Anexo B. 30 Comparación por rangos *Vallea stipularis* (Longitud radicular).

Tratamiento	Rangos	
Control	5,00	A
GA3	20,11	B
Trichoderma (Inoculación)	24,22	B
Combinación	24,67	B

Fuente: Autor, 2026, a partir del software InfoStat.

