

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA FORESTAL



**INOCULACIÓN DE LA MICORRIZA COMERCIAL
MycoGrow EN LA PRODUCCIÓN DE PLANTONES DE
Colubrina glandulosa Perkins, JAÉN – PERÚ**

TESIS

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO FORESTAL

PRESENTADO POR LA BACHILLER:

INGRID YASELI FALLA CUZCA

ASESOR

ING. M. Cs. LEIWER FLORES FLORES

JAÉN – PERÚ

2024

CONSTANCIA DE INFORME DE ORIGINALIDAD

1. Investigador:
Ingrid Yaseli Falla Cuzca
DNI: 70086827
Escuela Profesional/Unidad UNC:
Ingeniería Forestal
2. Asesor:
Ing. M. Cs. Leiwer Flores Flores
Facultad/Unidad UNC:
Ingeniería Forestal
3. Grado académico o título profesional
 Bachiller Título profesional Segunda especialidad
 Maestro Doctor
4. Tipo de Investigación:
 Tesis Trabajo de investigación Trabajo de suficiencia profesional
 Trabajo académico
5. Título de Trabajo de Investigación:
INOCULACIÓN DE LA MICORRIZA COMERCIAL Myco Grow EN LA PRODUCCIÓN DE PLANTONES DE *Colubrina glandulosa* Perkins, JAÉN – PERÚ.
6. Fecha de evaluación: 11/07/2025
7. Software antiplagio: TURNITIN URKUND (OURIGINAL) (*)
8. Porcentaje de Informe de Similitud: 23 %
9. Código Documento: oid : 3117:422994373
10. Resultado de la Evaluación de Similitud:
 APROBADO PARA LEVANTAMIENTO DE OBSERVACIONES O DESAPROBADO

Fecha Emisión: 11/07/2025

<i>Firma y/o Sello Emisor Constancia</i>

_____ Ing. M. Cs. Leiwer Flores Flores DNI: 01117005

* En caso se realizó la evaluación hasta Setiembre de 2023



ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

En la ciudad de Jaén, a los **cinco** días del mes de **diciembre** del año dos mil veinticuatro, se reunieron en el **Ambiente de la Sala de Docentes de Ingeniería Forestal- Filial Jaén**, los miembros del Jurado designados por el Consejo de Facultad de Ciencias Agrarias, según Resolución de Consejo de Facultad N° **169-2024-FCA-UNC**, de fecha **18 de marzo del 2024**, con el objeto, de evaluar la sustentación del trabajo de Tesis titulado: **"INOCULACIÓN DE LA MICORRIZA COMERCIAL Myco Grow EN LA PRODUCCIÓN DE PLANTONES DE Colubrina glandulosa Perkins, JAÉN - PERÚ"**, ejecutado por la Bachiller en Ciencias Forestales, **Doña INGRID YASELI FALLA CUZCA**, para optar el Título Profesional de **INGENIERO FORESTAL**.

A las **dieciséis** horas y **veinte** minutos, de acuerdo a lo estipulado en el Reglamento respectivo, el Presidente del Jurado dio por iniciado el evento, invitando al sustentante a exponer su trabajo de Tesis y luego de concluida la exposición, el jurado procedió a la formulación de preguntas. Concluido el acto de sustentación, el Jurado procedió a deliberar, para asignarle la calificación. Acto seguido, el Presidente del Jurado anunció la **APROBACIÓN** por **UNANIMIDAD** con el calificativo de **catorce (14)**; por tanto, la Bachiller queda expedita para el inicio de los trámites, para que se le otorgue el Título Profesional de Ingeniero Forestal.

A las **diecisiete** horas y **quince** minutos del mismo día, el Presidente del Jurado dio por concluido el acto.

Jaén, 05 de diciembre de 2024.


Ing. M. Sc. Segundo Medardo Tafur Santillán
PRESIDENTE


Blga. M. Sc. Marcela Nancy Arteaga Cuba
SECRETARIO


Ing. M. Sc. Germán Pérez Hurtado
VOCAL


Ing. M. Cs. Lejwer Flores Flores
ASESOR

DEDICATORIA

A mi madre, por ser mi ejemplo, fortaleza, por sus enseñanzas, y estar en cada etapa de mi vida, en mis logros y ser mi motivo de superación ante la adversidad.

A mis hermanas Lyly y Ludy, por su apoyo, consejos y enseñanzas; a mis cuñados Edgard y Helbert por ser un ejemplo de superación y mentores; a mis amigos y mi primo Albert, por siempre estar presentes. Su valiosa amistad y colaboración fueron primordiales a la hora de realizar este trabajo.

Ingrid.

AGRADECIMIENTO

A mi Padre Celestial como creador de todo, por sus bendiciones, su guía constante en mi vida profesional y ayudarme a superar cada reto, por darme la salud.

A mis docentes de la Escuela Académico Profesional de Ingeniería Forestal de la Universidad Nacional de Cajamarca, por haber contribuido de manera eficiente en mi formación profesional.

Al Ing. M. Cs. Leiwer Flores Flores, por su tiempo, ánimos y consejos para hacer posible la realización del presente proyecto.

Al Ing. M. Sc. Vitoly Becerra Montalvo, por su tiempo, conocimientos compartidos.

Al Señor Aníbal Julca, técnico Viverista de la municipalidad Provincial de Jaén por su contribución de conocimiento y sugerencias en manejo de vivero.

A todas las personas que me apoyaron e hicieron posible que el trabajo se realice con éxito.

ÍNDICE

	Pág.
DEDICATORIA	iv
AGRADECIMIENTOS	v
ÍNDICE	vi
ÍNDICE DE TABLAS	viii
ÍNDICE DE FIGURAS	ix
LISTA DE SIGLAS Y ACRÓNIMOS	x
LISTA DE SIGLAS Y ACRÓNIMOS	xi
RESUMEN	xii
ABSTRACT	xiii
CAPÍTULO I: INTRODUCCIÓN	14
CAPÍTULO II: REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	16
2.1. Antecedentes de la investigación	16
2.2. Bases teóricas	21
2.2.1. Hongos Formadores de Micorriza Arbuscular (HMA)	22
2.2.2. Clases de Micorrizas	23
2.2.3. Mecanismo de colonización de Micorrizas Arbusculares	25
2.2.4. Efecto positivo de las MA en el crecimiento y desarrollo de las plantas	26
2.2.5. Características de la <i>Colubrina glandulosa</i> Perkins	26
2.2.6. Taxonomía de la shaina (<i>Colubrina glandulosa</i>)	27
2.2.7. Distribución	28
2.2.8. Habitatad	28
2.2.9. Fruto y Semilla	28
2.2.10. Labores silviculturales y germinación	28
2.2.11. Ecología de la especie	29
2.2.12. Usos	30
2.3. Conceptos básicos	30
CAPÍTULO III: MARCO METODOLÓGICO	32
3.1. Ubicación de la investigación	32
3.2. Materiales, herramientas y equipos	34
3.3. Metodología	34
3.3.1. Producción de plántulas de shaina	35

3.3.2. Inoculación de las plántulas	36
3.3.3. Registro de datos en vivero	36
3.3.4. Tratamiento y método de estudio y diseño experimental	37
3.3.5. Tinción y recuento de raíces micorrizadas	37
3.3.6. Mediciones en laboratorio para cálculo de biomasa	39
3.3.7. Aislamiento y conteo de esporas de HMA en suelo	38
3.3.8. Procesamiento de datos	39
CAPÍTULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIÓN	42
4.1. Resultados	42
4.1.1. Porcentaje de infestación de la colonización de las micorrizas arbusculares comercial en las raíces de los plantones de <i>Colubrina glandulosa</i>	42
4.1.2. Porcentaje de colonización de las micorrizas arbusculares comercial en las raíces de <i>Colubrina glandulosa</i>	43
4.1.3. Porcentaje de colonización por hifas, vesículas y arbusculos	43
4.2. Comparación de la densidad de esporas y el porcentaje de colonización de hongos micorrízicos comercial	44
4.3. Efecto del tipo de inoculación de micorrizas comercial en el crecimiento de <i>Colubrina glandulosa</i>	45
4.4. Efecto en la producción de biomasa	53
CAPÍTULO V: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	56
5.1. Conclusiones	56
5.2. Recomendaciones	57
CAPÍTULO VI: REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	58
CAPÍTULO VII: ANEXOS	64
Anexo 1. Glosario	64
Anexo 2. Boleta de compra de micorriza comercial -consorcio CONAGRA	66
Anexo 3. Ficha técnica de MYCOGROW	67
Anexo 4. Base de datos de inventario	69
Anexo 5. Producción de biomasa y longitud de raíz	75
Anexo 6. Panel Fotográfico	76

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Porcentaje de colonización	39
Tabla 2. Porcentaje de colonización en las raíces de <i>Colubrina glandulosa</i> por hifa, vesículas y arbusculos	41
Tabla 3. Promedio de esporas en 1 g de suelo seco	43
Tabla 4. Análisis de varianza (ANOVA) para la variable altura de <i>Colubrina glandulosa</i>	47
Tabla 5. Prueba de significancia Tukey al 5 % de probabilidad para la altura del <i>Colubrina glandulosa</i>	48
Tabla 6. Análisis de varianza (ANOVA) para la variable diámetro	49
Tabla 7. Prueba de significancia Tukey al 5 % de probabilidad para el diámetro	50
Tabla 8. Longitud promedio de las raíces evaluadas	51
Tabla 9. Análisis de varianza (ANOVA) para la variable longitud de raíz de <i>Colubrina glandulosa</i>	52
Tabla 10. Prueba de significancia Tukey al 5 % de probabilidad la variable longitud de raíz <i>Colubrina glandulosa</i>	52
Tabla 11. Biomasa aérea producida por los plantones de shaina	53
Tabla 12. Biomasa de raíces producida por los plantones de shaina	54

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Mapa de ubicación de la investigación	30
Figura 2. Croquis del experimento	33
Figura 3. Procedimiento para determinar el porcentaje de infestación de las raíces	34
Figura 4. Medición de la longitud de las raíces	35
Figura 5. Peso fresco de la parte aérea y raíz de las plantas	35
Figura 6. Peso seco de la parte aérea y raíz de las plantas	36
Figura 7. Preparación del suelo para el conteo de esporas	37
Figura 8. Centrifugación y extracción de la muestra para el conteo de esporas	37
Figura 9. Porcentaje de colonización obtenido	41
Figura 10. Porcentaje de colonización en las raíces de <i>Colubrina glandulosa</i> por hifas, vesículas y arbusculos	42
Figura 11. Colonización en las raíces de <i>Colubrina glandulosa</i> por hifas	43
Figura 12. Observación de esporas, hifas y vesículas	43
Figura 13. Número de esporas promedio en 1 g de suelo y % colonización en raíces	44
Figura 14. Observación de esporas de HMA en el suelo	45
Figura 15. Promedio del crecimiento de altura de shaina	46
Figura 16. Altura de las plántulas de <i>Colubrina glandulosa</i>	46
Figura 17. Promedio del crecimiento de diámetro de shaina	48
Figura 18. Crecimiento de la raíz de los plantones de <i>Colubrina glandulosa</i>	51
Figura 19. Biomasa aérea producida en plantones de shaina	54
Figura 20. Biomasa raíces producida en plantones de shaina	54

LISTA DE SIGLAS Y ACRÓNIMOS

HMA	: Hongos Formadores de Micorrizas Arbusculares
COFMEA	: Colección de Micorrizas Arbusculares Hongos de Agrobiología de Embrapa
HECM	: Hongos Ectomicorrícicos
ISTA	: Asociación Internacional de análisis de semillas
CT	: Control o ausencia de inoculación con esporas de AMF
DH	: Inoculación con esporas de HMA de <i>Dentiscutata heterogama</i>
GM	: Inoculación con esporas de HMA de <i>Gigaspora margarita</i>
RC	: Inoculación con esporas de HMA de <i>Rhizophagus clarus</i>
MT	: Inoculación con una mezcla de esporas de Micorriza
MPJ	: Municipalidad Provincial de Jaén
THE	: Trópico Húmedo Ecuatoriano
Cd	: Cadmio
Zn	: Zinc
g-1 ss	: gramos de suelo seco
PM	: Porcentajes de Micorrización
RG	: Crecimiento Radial
MB	: Biomasa Micelial
EUA	: Eficiencia de Uso del Agua
LMA	: Masa Foliar por Área
IR	: Índice de Robustez
PSRN	: Peso Seco De Nuevas Raíces
ECM	: Ectomicorrizas
FORAGRI	: Semillas Forestales Agrícolas
CONAGRA	: Consorcio Agropecuario Americano
KOH	: Hidróxido de Potasio
H ₂ O ₂	: Agua Oxigenada
INVAM	: The International Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi
HCl	: Ácido Clorhídrico
H	: Altura
LR	: Longitud de la raíz principal
bh-PMT	: bosque húmedo-Pre montano Tropical

RESUMEN

La especie *Colubrina glandulosa* Perkins es de rápido crecimiento, con potencia de recuperación de áreas degradadas y programas de reforestación. Actualmente, se hace uso de nuevas técnicas innovadoras, como la inoculación de micorriza en vivero, para la producción de plántulas con la finalidad de mejorar la susceptibilidad a plagas y enfermedades y la supervivencia de la planta en terrenos difíciles para su establecimiento. El objetivo de la investigación fue, evaluar el efecto de inocular Micorriza Comercial MycoGrow, en la producción de plántulas de *Colubrina glandulosa* Perkins, Jaén – Perú.; las plántulas fueron inoculadas mediante el método de mezcla en el sustrato. Se utilizó un diseño completamente al azar, de 4 tratamientos (T1: 5 g, T2: 10 g, T3: 15 g, T4: sin inoculante) y 4 repeticiones. Se evaluó el porcentaje de colonización micorrízica siguiendo la metodología de (Philips & Hayman, 1970) y la cantidad de esporas se utilizó metodología propuesta por Sieverding (1983). Se obtuvo como resultados mayor colonización en T3 (15 g) con 98,72 %. Las esporas encontradas en 1 g de suelo fueron mayores en T3 (15 g) con 14,5 esporas. Así mismo, se obtuvo el promedio de crecimiento en altura, incremento de diámetro, longitud de la raíz principal se evaluaron a los 30, 60, 90 y 120 días. Se concluye que el tratamiento T3 (15 g), presentó mayor índice de incremento en las variables evaluadas para la especie estudiada, permitiendo menor tiempo de permanencia de los plántulas en vivero siendo de mejor calidad para la reforestación.

Palabras clave: inoculación, micorriza comercial, producción de plántulas, *Colubrina glandulosa*.

ABSTRACT

The *Colubrina glandulosa* Perkins species is a fast-growing species that has the potential to recover degraded areas and reforestation programs. New innovative techniques, such as mycorrhizal inoculation in nurseries, are currently being used for seedling production to improve susceptibility to pests and diseases and plant survival in difficult-to-establish soils. The objective of the research was to evaluate the effect of inoculating Commercial Mycorrhiza MycoGrow, in the production of *Colubrina glandulosa* Perkins seedlings, Jaén - Peru.; The seedlings were inoculated by the mixing method in the substrate. A completely randomized design was used, with 4 treatments (T1: 5 g, T2: 10 g, T3: 15 g, T4: without inoculant) and 4 replications. The percentage of mycorrhizal colonization was evaluated following the methodology of (Philips & Hayman, 1970) and the number of spores was used using the methodology proposed by Sieverding (1983). The results obtained higher colonization in T3 (15 g) with 98.72 %. The spores found in 1 g of soil were highest in T3 (15 g) with 14.5 spores. Likewise, the average growth in height, increase in diameter, and length of the main root were evaluated at 30, 60, 90, and 120 days. It is concluded that the T3 treatment (15 g) showed a higher rate of increase in the variables evaluated for the studied species, allowing for a shorter residence time of the seedlings in the nursery and being of better quality for reforestation.

Keywords: inoculation, commercial mycorrhiza, seedling production, *Colubrina glandulosa*.

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

La shaina (*Colubrina glandulosa* Perkins) pertenece a la familia Rhamnaceae. Es una especie del bosque secundario inicial, tiene un crecimiento rápido y se puede plantar a pleno sol, lo que promueve la formación de un microclima favorable para el crecimiento y establecimiento de especies forestales de más grupos sucesionales avanzados, que requieren mayor sombreado. Según estudios realizados en el bioma de la selva amazónica, esta especie fue entre los que tuvieron el crecimiento más satisfactorio, en una plantación para la reforestación de un área de pastos degradados. La especie se encuentra en las formaciones ecológicas bosque húmedo Tropical y bosque húmedo-Pre montano Tropical (bh-PMT), del departamento de San Martín, en asociación con pucaquiro (*Simira williamsii*), café (*Coffea arabica*), pino chuncho (*Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke), yanavara (*Oliganthes discolor* Sch.), pomarrosa (*Syzygium jambos*) (Hidalgo, 2021, p. 12).

El método de siembra en etapa de vivero para producir plántones, se ve limitada la adaptación de la especie en campo definitivo. Posteriormente, se deben mejorar las técnicas de propagación para la reforestación con especies de rápido desarrollo. Por lo que es importante generar nuevas plantas en condiciones de vivero. El uso de micorrizas como biofertilizantes, son una alternativa para reducir pérdidas en vivero ya que aumenta la supervivencia relacionada al incremento en el crecimiento de la raíz y aumento de nutrientes permitiendo adaptación de la especie a la diversidad de suelos y sistemas de siembra.

El término micorriza fue propuesto por el botánico alemán Albert Bernard Frank, en 1885, se originó del griego en el que "mico" significa hongos y raíces "rizha". Estos consisten en asociaciones mutualistas simbióticas entre hongos del suelo y la mayoría de las plantas vasculares. Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA), son de gran importancia agrícola y ambiental, entre los beneficios, permite la absorción como fósforo, mejorando la calidad del suelo, aumentando la capacidad de absorción de agua; así mismo, aumentando la adaptación de especies en un determinado ecosistema, debido a su función clave en el ciclo de nutrientes, reduce los problemas de contaminación en el suelo en relación a la reducción de la aplicación de fertilizantes químicos (Acosta, 2021, p. 5).

Para la presente investigación se tuvo en cuenta el objetivo de, evaluar el efecto de inocular Micorriza Comercial MycoGrow, en la producción de plántones de *Colubrina*

glandulosa Perkins, Jaén – Perú. Considerando los objetivos específicos de: determinar la concentración óptima de la micorriza comercial MycoGrow en la producción de plántones de *Colubrina glandulosa* Perkins; estimar el porcentaje de colonización de micorriza comercial MycoGrow en la producción de plántones de *Colubrina glandulosa* Perkins; evaluar el incremento en altura, diámetro, longitud radical; en plántones de *Colubrina glandulosa* Perkins al inocular micorriza comercial MycoGrow.

CAPÍTULO II

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. Antecedentes de la investigación

Silva et al. (2020, p. 1732) investigaron sobre, la producción de plantas de *Colubrina glandulosa* con diferentes inóculos de micorriza, tuvieron como objetivo evaluar la respuesta de las plántulas de *Colubrina glandulosa* a la inoculación aislada o mixta de diferentes HMA especies en un sustrato a base de biosólidos en condiciones de invernadero, en un diseño completamente aleatorizado. Se investigó la influencia de cinco tratamientos en el crecimiento de las plántulas y las condiciones nutricionales, con 32 repeticiones, totalizando 160 plántulas. Los tratamientos fueron: (1) control o ausencia de inoculación con esporas de AMF (CT); (2) inoculación con esporas de HMA de *Dentiscutata heterogama* (DH) - DHET A2-CNPAB002; (3) inoculación con esporas de HMA de *Gigaspora margarita* (GM)-GMAR A1-CNPAB001; (4) inoculación con esporas de HMA de *Rhizophagus clarus* (RC)-RCLA A5-CNPAB005; (5) inoculación con una mezcla de esporas de las tres especies de HMA (MT). En tratamientos de micorrización, 1,0 g de inóculo de micorrizas (suelo que contiene aproximadamente 50 esporas de HMA) se aplicó en el momento del trasplante de las semillas pregerminadas en el contenedor. Donde se concluye que la colonización micorrícica, a los 140 días. En general, los valores más altos de las variables de crecimiento y nutrición ocurrieron en el tratamiento MT, que se recomendó, en comparación con CT, DH, GM y RC. Tasas de colonización fueron bajas ($\leq 20\%$), independientemente del inóculo micorrícico, debido a los altos niveles de fósforo en el biosólido.

Sandoval (2019, p. 56) en su investigación, determinó el efecto de las comunidades locales de HFMA sobre la fisiología de dos patrones de injertación de cacao sometidas a estrés por Cd y Zn, como alternativa de manejo de suelos en la región de Yacopí, Cundinamarca-Colombia. Caracterizó especies morfo de HFMA en suelos de cacao de Ecuador con abaja y alta concentración de MPs usando claves taxonómicas, encontró abundancia del 21 %, riqueza de 20 % y una diversidad de 11 % de esporas, y una baja similaridad y tasa de recambio entre las dos comunidades. Asimismo, evaluó el comportamiento fisiológico de las semillas de cacao (IMC67 y PA121) sembradas en un suelo con enriquecimiento de Cd y Zn, estos metales se encontraron acumulados en tejidos

aéreos y disminuyendo la toma de Mg, influenciando en la eficiencia de la fotosíntesis y el crecimiento de las plantas.

Pinargote et al. (2020, p. 2) investigaron sobre los géneros de hongos formadores de micorriza arbuscular (MA) asociados a plantaciones de *Ochroma pyramidale* (balsa) y su nivel de infección radicular. Examinaron plantaciones desde 1 año hasta 7 años pertenecientes a la parte céntrica del Trópico Húmedo Ecuatoriano (THE), estas se dividieron en parcelas y se recogieron muestras de 1kg de suelo y raicillas para evaluar el porcentaje de colonización. Posteriormente, se identificaron los siguientes géneros de hongos de micorriza: *Glomus*, *Acaulospora*, *Scutellospora*, y *Gigaspora*, sobresaliendo el género *Glomus* con un intervalo de 27 a 169 esporas, el porcentaje mínimo de colonización oscilo de 0,28 % a 0,65 %.

García (2018, p. 42) evaluó el efecto de la micorrización controlada de los hongos ectomicorrícicos (HECM) *Rhizopogon luteolus*, *Suillus granulatus* y *S. luteus* sobre los atributos del material y del comportamiento de *Pinus canariensis*, *P. pinea*, *P. pinaster* y *P. radiata* al cultivarse en condiciones controladas y vivero-Chile. En la propagación in vitro de *Rhizopogon luteolus* la temperatura influyo en el mayor incremento de la raíz y la biomasa en relación al micelio, pH, estos se inocularon en las raíces de *Pinus canariensis*, *P. pinea*, *P. pinaster* y *P. radiata* donde el porcentaje de colonización se obtuvo de 60 % a 80 %, con diferencias significativas elevadas a nivel de diámetro del cuello, altura a excepción de la inoculación realizada con *S. luteus*. En *P. radiata* presento menor resultado en relación a las variables evaluadas. pero bajo condiciones de propagación en vivero y en baja escasez hídrica influyo de manera positiva en las variables evaluadas ya mencionadas.

Melgarejo (2017, p. 35) evaluó el efecto de cuatro tipos de micorrización en la producción de plántones de pino (*Pinus radiata* D. Don) en el distrito de San Marcos, provincia de Huari, región Ancash en fase de vivero; observó que, el *Pinus radiata* con tierra micorrizada fue el mejor resultado en cuanto a efectos de micorrización en la evaluación de las variables de altura, diámetro de tallo, número de hojas, nivel de micorrización y tamaño de la raíz, llegando a determinar diferencias y valores significativos entre los tratamientos utilizados, con respecto al testigo.

Miranda (2023, p. 47) en su investigación, aplicaron micorriza comercial evaluó el efecto de tres dosis de micorriza en dos tipos de siembra de pino (*Pinus radiata* D. Don) en

condiciones del vivero municipal de provincia de Anta, Cusco. Se realizó dos técnicas de siembra: en terreno definitivo y las camas de almácigo con las siguientes dosis de micorriza comercial: (3 g, 5 g y 8 g). donde la siembra, se obtuvo mejores resultados en la técnica de siembra en terreno definitivo y menor dosis de micorriza 3 g, altura de 13,01 cm, diámetro del tallo de 2,13 mm longitud de la raíz de 16.13 cm, peso seco de la planta de 0,18 g, seguido de la dosis de 5g cuyos resultados fueron favorables a comparación del testigo sin inoculante.

Villalobos (2019, p. 50) en su investigación, evaluó los efectos de la biofertilización en plántulas de *Theobroma cacao* L. con micorrizas arbusculares nativas del área de conservación municipal "Bosque de Huamantanga" de la provincia de Jaén. Cajamarca, Las plántulas de *Theobroma cacao* L., fueron inoculadas mediante los métodos de sumergimiento de raíces y mediante aplicación directa al suelo. Para la verificación de la colonización en raíces, se usó el método de Phillips y Hayman (1970); los resultados obtenidos en la colonización por el método de sumergimiento por esporas de micorrizas arbusculares nativas del género *Glomus*, fueron de 80,25 %; así mismo, se obtuvo incrementos en la biomasa de raíces y hojas; además, mostraron un efecto altamente significativo en el incremento de los niveles de fósforo en el suelo.

2.2. Bases teóricas

2.2.1. Hongos de micorriza arbuscular (HMA)

Oehl et al. (2011, p. 56) manifiestan que, los HMA se asocian a las raíces de las plantas y estas les proporcionan carbono, lo cual permite su incremento, así como la producción y la liberación de esporas para mantener su ciclo de vida. Forman estructuras en la pared celular y la membrana plasmática llamadas arbusculos (hifas ramificadas); cuya función es el intercambio de nutrientes.

Las vesículas presentan una forma globoide, almacenan lípidos y gránulos de glicógeno, actúan como órgano de reserva del hongo, se forman ya sea dentro o entre las células de la corteza, se distinguen únicamente en el orden de los *Glomerales* y *Diversisporales*. Por otro lado, las células axiliares cumplen también la función de reserva, aunque se desarrollan fuera de las raíces únicamente en los miembros del orden *Gigasporales*. Las hifas tanto como intra y extra radicales, y el micelio aportan al establecimiento de nuevas asociaciones micorrícicas, así como en la búsqueda y absorción de nutrientes del suelo, así como potenciar la agregación de partículas del mismo. Las

esporas asexuales formadas por los hongos de micorriza arbusculares, permite la propagación y la perduración de los hongos, son las que presentan mayor aumento (entre 145 y 800 μ), y colores que varían desde el hialino y amarillo pálido hasta tonos marrones, rojizos y negros; sus paredes son uniformes o compuesto y la morfogénesis del hongo son cruciales para su identificación, siempre y cuando no se cuente con la información genética derivada de métodos moleculares.

Clases de micorrizas

Saparrat et al. (2020, p. 68) afirman que las micorrizas se clasifican tomando en cuenta la morfología del hongo, la forma y tipo de hifa y el nivel de introducción en la raíz, en base a este último presenta su clasificación en ectomicorrizas y endomicorrizas.

En relación a las endomicorrizas se detallan los siguientes subtipos: monotrofoide, ericoide, orquideoide y micorrizas arbusculares; en las primeras tres no se observan vesículas ni arbusculos, estructuras típicas del subtipo micorriza arbusculares (MA).

- **Ectomicorrizas (ECM)**

El carácter distintivo de las ECM es la formación de un manto de hifas alrededor de las raíces absorbentes, lo cual produce una modificación de la morfología de la raíz (Harley y Smith, 1983). Referente a las hifas y su acción recíproca la cual ocurre dentro de la raíz, no se introduce en el interior de las células de la planta hospedante se desarrollan solamente de forma intercelular en el apoplasto radical. De esta manera da lugar una disposición hifal en las primeras células del tejido radical, llamada “Red de Hartig”. Desarrollan un manto fúngico alrededor de las raíces, las células corticales se incrementan transversalmente y los pelos suelen estar ausentado o recubiertos en su totalidad. Este manto hifal puede llegar a representar el 40 % del órgano (Frioni, 2006, p. 90).

Las Ectomicorrizas lo conforman hongos del grupo de los *Basidiomycetes* y varios grupos de plantas del tipo arbustivo, pertenecientes a las familias *Pinaceae*, *Araucariaceae*, *Cupressaceae*, *Gnetaceae*, *Polygonaceae*, *Nyctaginaceae*, *Myrtaceae*, *Salicaceae*, *Fabaceae*, y los órdenes Fagales y Malvales. Así también, algunas hepáticas foliosas pueden formar este tipo de asociaciones. Es importante notar que las ECM ocurren en menor porcentaje que las endomicorrizas, dado que tienen un menor rango de hospedantes vegetales

y se limitan principalmente a regiones templadas y frías (Wang y Qiu, 2006; citado por Saparrat et al., 2020).

Las micorrizas ectendomicorrizas y presentan manto hifal, red de Hartig y una penetración intracelular desarrollada:

Arbutoides: Son asociaciones formadas entre un número limitado de basidiomicetos. Dos géneros de la familia Ericaceae (*Arbutus* y *Arctostaphylos*) y varios géneros en Pyrolaceae forman micorrizas arbutoides típicas. Estas micorrizas tienen un manto, una red de Hartig y forman complejos hifales intracelulares confinados a la epidermis (Molina y Trappe, 1982, p. 112).

- **Endomicorrizas**

En las endomicorrizas las hifas de los hongos se incrementan a nivel inter o intracelular ya sea vía apoplástica o simplástica. Estas no presentan una red de hifas alrededor de las raíces, excepto en algunos subtipos de endomicorrizas que si presentan (Harley y Smith, 1983, p. 78). Al interior de la raíz el hongo invade las células de la corteza, pero no llega a la endodermis. El grupo que más sobresale es de las micorrizas arbusculares, donde la estructura típica son los arbuscúlos, el hongo que se establece simbióticamente es del Phylum Glomeromycota; los cuales contienen hifas ausentes de septos. Según hallazgos en registros fósiles demuestra que esta asociación representa el tipo más antiguo de micorrizas en las plantas terrestres. Esto explicaría su presencia en la mayoría de las especies vegetales y su amplia distribución cosmopolita, que permite encontrarlas tanto en ambientes naturales como en casi todos los cultivos agrícolas (Saparrat et al., 2020).

a) **Monotropoide.** Son asociaciones formadas entre un número limitado de basidiomicetos. Las especies de plantas que tienen esta micorriza son no fotosintéticas. La evidencia sugiere que los hongos que forman este tipo de micorriza se asocian también a árboles vecinos fotosintéticamente activos, y que han desarrollado un mecanismo para obtener sus fotosintatos (Camarena-Gutiérrez, 2012, p 65).

b) **Ericoide.** Son asociaciones formadas entre un número limitado de ascomicetos y basidiomicetos. Representa un tipo único de micorrizas confinadas a varias familias del orden Ericales. Las plantas que desarrollan este tipo de micorriza forman raíces laterales muy finas que carecen de crecimiento secundario. Cada raíz consiste de un cilindro vascular

delgado, una o dos capas de células corticales y una capa de epidermis. La asociación incluye la colonización de las células de la epidermis por la hifa, seguida de la formación de un complejo de hifas ramificadas (Cairney y Ashford, 2002, p 89).

c) Orquideoide. Son asociaciones formadas entre un número limitado de basidiomicetos. Sólo se desarrollan en la familia Orchidaceae. La principal característica de esta micorriza es la formación de pelotones dentro de las células de la planta (Smith y Read, 2008).

d) Arbuscular. También llamada micorriza vesicular-arbuscular. Es una asociación entre las raíces de la mayoría de plantas vasculares y un grupo pequeño de hongos del nuevo *Phylum Glomeromycota* (Schwarzott et al., 2001, p.98). Esta micorriza se caracteriza por la presencia de una hifa intra o intercelular, arbuscúlos (hifas finamente ramificadas que participan en el intercambio de nutrientes), micelio extraradical que conecta a la raíz con el suelo, y esporas formadas en el micelio extraradical. Algunas especies forman estructuras llamadas vesículas que son porciones de hifa que se llenan de cuerpos lipídicos, dando a este grupo el nombre de micorriza vesicular-arbuscular (Camarena-Gutiérrez, 2012, p 115).

2.2.2. Mecanismo de colonización de las micorrizas arbusculares

Zuñiga et al. (2022, p. 69) plantean que los HMA son organismos que comienzan su ciclo de vida a partir de un propágulo el cual puede ser una espora, un fragmento de hifa o de raíz colonizada. El cual germina estimulado por señales derivadas del hospedante potencial, aunque también puede germinar en ausencia de estas. Se produce una hifa de germinación que comienza a crecer en busca de un huésped y al encontrarlo se adhiere a las paredes del córtex de las raíces más finas (secundarias o terciarias) produciendo una estructura de sostén denominada apresorio. Posteriormente, penetra al interior del córtex sin atravesar el cilindro central y coloniza la planta intracelular y extracelularmente. Al acceder a las células atraviesa la pared celular, no así la membrana plasmática, ocurre una retracción del citoplasma y la hifa comienza a ramificarse para formar los arbuscúlos, que son las estructuras de intercambio entre el hongo y su huésped. El hongo invade las células corticales internas, donde forma extensas ramas en estructuras que llenan completamente las células corticales. En consecuencia, la arquitectura de la célula hospedante cambia: el núcleo se mueve de una posición periférica a una central, la vacuola comienza a fragmentarse y una extensa membrana periarbuscular se sintetiza de forma continua a la membrana plasmática.

A pesar de la intensa actividad de ambos simbioses que permite la formación de arbusculos en las células, éstos colapsan después de varios días, dejando la célula cortical intacta y lista para hospedar un nuevo arbusculo.

Existen varias situaciones que se presentan en la relación simbiote-planta, una de ellas es cuando el huésped tiene suficiente disponibilidad de nutrientes, en este caso, las vesículas, almacenan estructuras carbonadas como medio de sobrevivencia. Tal es el caso del fósforo, puesto que la planta inactiva genes transportadores de este elemento cuando se presenta alta disponibilidad de este nutriente.

Solis y Andrade (2020, p.77) afirman que en la mayoría de especies de HMA producen vesículas que son estructuras de reserva; sin embargo, las vesículas no están presentes en todas las especies de HMA, algunas como las pertenecientes a la familia *Gigasporaceae* pueden formar en su lugar estructuras denominadas células auxiliares, pero en el micelio externo y se reconoce que tienen similar función a las vesículas.

2.2.3. Efecto positivo de las HMA en el crecimiento y desarrollo de las plantas

Smith y Read (2008, p. 90), citado por Ruiz et al. (2011, p. 89) afirman que, la aplicación de micorrizas arbusculares tienen efecto positivo en el crecimiento y desarrollo de las plantas en las siguientes características:

- 1) Aumentan la capacidad de absorción de fósforo y nutrientes de lenta difusión en el suelo reduciendo su dependencia a fertilizantes.
- 2) Incrementa la resistencia en tiempos de sequía y escasez de agua.
- 3) Promueve la resistencia al aluminio, a la toxicidad por metales pesados y contaminantes orgánicos.
- 4) Garantiza un buen desarrollo la planta y la distribución del agua y nutrientes en los cultivos.
- 5) Realizan sinergismo con bacterias fijadoras de nitrógeno y otros microorganismos.
- 6) Actúan como solubilizadores de fósforo, estableciendo una relación tripartita.

7) Incrementan la tolerancia de las raíces al ataque de patógenos del suelo (nematodos, *Fusarium oxysporum*, *Rhizoctonia solani* y otros).

8) Mejora la estructura del suelo a través de la producción de glomalina la cual es una glicoproteína que incrementa la agregación del suelo, componente esencial de la materia orgánica, he interviene en el almacenamiento de carbono.

9) Actúan como un mecanismo para la restauración ecológica de los suelos.

10) Incremento de la biodiversidad vegetal en el ecosistema como producto de la biodiversidad de especies de HMA.

2.2.4. Características de la *Colubrina glandulosa* Perkins

Árboles hasta 20 m; tallos diminutamente lenticelados. Hojas subopuetas, ovaladas, de 6-20 x 3-10 cm, ápice agudo, base redondeada o cordada, con 1-2 glándulas, enteras u onduladas hacia el ápice, az nítida, envés glabro o disperso-pubescente en las venas; pinnatinervias o algo 3-nervias en la base; peciolos de 1-2.5 cm de largo. Cimas 2-3 cm de largo, pedúnculos de 5-10 mm de largo, pedicelos de 0.5-2 mm de largo; lóbulos calicinos ca. 1.5 mm de largo, marrón-pubescentes en la cara externa; pétalos lanceolados, separados ca. 1.2 mm de largo. Frutos tipo cápsulas de 6-7 mm de diámetro (Vásquez, 1997, p. 99).

2.2.5. Taxonomía de la *shaina* (*Colubrina glandulosa* Perkins)

Según el Sistema de Clasificación de Arthur Cronquist (1981), la especie en mención, se clasifica de la manera siguiente:

División	: Magnoliophyta
Clase	: Magnoliopsida (Dicotiledoneae)
Subclase	: Rosidae
Orden	: Rhamnales
Familia	: Rhamnaceae
Género	: <i>Colubrina</i>
Especie	: <i>Colubrina glandulosa</i> Perkins

Nombre común : Shaina

Según el Sistema de clasificación de Grupo de filogenia de Angiospermas – APG IV (2016), la especie en mención, se clasifica de la manera siguiente:

División : Angiospermae
Clase : Equisetopsida C. Agardh
Subclase : Magnoliidae Novák ex Takht.
Superorden : Rosanae Takht.
Orden : Rosales Bercht. y J. Presl
Familia : Rhamnaceae Juss.
Género : *Colubrina* Rica. ex Brongn.
Especie : *Colubrina glandulosa* Perkins

2.2.6. Distribución

La especie se encuentra en el Perú, en los departamentos de Huánuco, Loreto, Madre de Dios, Pasco, San Martín y Ucayali (Brako & Zarucchi, 1993). En países de Sudamérica como, Bolivia (Beni, La Paz, Pando, Santa Cruz), Brazil, Caribbean, Colombia, Costa Rica, Guyana, Honduras, Panamá (Canal Área, Los santos, Panamá, Veraguas), Paraguay, Venezuela (Bolívar) (web sitie: Tropicos.org).

2.2.7. Hábitat

La *Colubrina glandulosa* Perkins, es un árbol de la Amazonía, del Ande I, en las riberas de los ríos, dese 0-1000 m (Brako & Zarucchi, 1993, p. 99). Es una especie cultivada (Vásquez, 1997 p, 108).

2.2.8. Fruto y semilla de shaina

Los frutos de shaina son globulares secos y dehiscentes (Pinto, 2013, p. 55) y como lo describe Carvalho (2005, p.78), sus semillas son negras, con frentes brillante y liso, elipsoide, truncado en la punta del hilio, con pequeñas carúnculas, midiendo 4 a 5 mm de

largo por 3 a 4 mm de ancho y ortodoxo. En su estudio, Pinto (2013, p. 14) analizó la morfología y anatomía de las semillas de *C. glandulosa* y observaron que, al madurar, las semillas presentaban alrededor de 21,1 mg de masa, en las dimensiones de $4,42 \pm 0,25$ de largo, $3,49 \pm 0,12$ mm de ancho y $2,71 \pm 0,08$ mm de espesor. El estudio anatómico de la cubierta de la semilla, realizado por este mismo autor, señaló que la epidermis está formada por una capa de empalizada (que es la mayor parte del espesor del tegumento) y por un tejido esclerenquimático interno (Pinto y Carvalho, 2005; citado por Coelho, 2019, p. 14).

Los productos orgánicos se destapan cuando están listos para dar lugar a las semillas. Para su surtido tienen un tinte negruzco, y el emprendimiento consiste en cortar las ramas poco antes de que se abran, ya que están unidas axilar (Catie, 2000, p. 18). Los productos orgánicos presentan un color verde brillante, se pueden secar al sol durante 20-30 horas para abrir, resulta ventajoso que no se sobrepase el tiempo de para no perder la viabilidad de la semilla, pudiendo alcanzar una germinación del 90 % durante 4 años. Por cada kilo se obtiene entre 400 000 y 750 000 semillas; el precio oscila entre los S/ 200 por cada kg. (Camacho y Francisco, 1994; citado por Hidalgo, 2021, p. 78).

2.2.9. Labores silviculturales y germinación

La semilla no necesita tratamientos pre germinativos, sin embargo, se logra una germinación más óptima sometiendo a remojo de la semilla en agua en 48 horas antes de la siembra. Debido al tamaño diminuto que presenta la semilla, se recomienda plantar primero en almacigo a base de arena fina, desinfectada. Se siembran aproximadamente 40 000 semillas (50 g) por m² con una profundidad de 0,5 a 1,5 cm. La germinación inicia entre 6 y 8 días y culmina a los 15 días. El repique se realiza cuando tienen de 2 a 3 cm de altura y aparecen las primeras hojas verdaderas (Windsor y Dunne, 2002, p. 89).

Milthorpe y Moorby (1982, p. 20) afirma que el porcentaje de germinación de *Colubrina glandulosa* Perkins en camas de almacigo alcanzo un 78 %, y en siembra directa en bolsas con sustratos logró un 80 %, respectivamente, cabe mencionar que la especie presenta un tipo de germinación epigea.

2.2.10. Ecología de la especie

Las plantas se pueden agrupar en dos gremios ecológicos: las heliófitas y las esciófitas (Desco, 2005, p. 44). Reuter (1991, p. 55) señala que, la shaina (*Colubrina glandulosa*

Perkins), pertenece al grupo ecológico de las heliófilas durable; es decir es una especie que puede estar asociadas con heliófitas efímeras o en estadios sucesionales posteriores, muchas de las cuales son de las denominadas maderas preciosas” (Salazar, 2020, p. 65).

2.2.11. Usos

La shaina es usada con frecuencia en la generación de sombra al cultivo del cacao, también encontramos a: *Inga edulis*, *Calycophyllum spruceanum*, *Sickingia williamsii*, etc., estas especies brindan múltiples beneficios como: productos de autoconsumo, barreras vivas en zonas de viento, fertilización del suelo (fijación de nitrógeno), incorporación de hojarasca, con ello el reciclaje de nutrientes y supresión de malezas, evitan la erosión del suelo causada por las lluvias, algunas de ellas tienen usos medicinales, también sirven como combustibles fósiles (leña) o forraje (Concha et al., 2007, p. 80).

La madera de shaina es muy utilizada en obras civiles, por ser resistente y pesado (Pinto, 2013, p. 17). Según el análisis de la estructura anatómica de la madera realizado por Sieglöch et al. (2011, p. 44), que confiere una buena resistencia mecánica a la madera de esta especie es la aparición de poros con pequeños diámetros y fibras con paredes gruesas y su relación directa con el peso específico. Los autores describen con más detalle eso, lo que puede explicar en parte, sobre la durabilidad de la madera, es precisamente la escasez de tejidos parenquimático y la presencia abundante de cristales y contenidos orgánicos. Además, produce leña de buena calidad para obtener energía, pero su madera no se recomienda para celulosa y papel (Carvalho, 2005; Pinto, Carvalho, citado por Coelho, 2019, p. 90).

2.3. Conceptos básicos

Plántula. Una plántula es un individuo que ha sido desarrollado a partir de una semilla. Sin embargo, el término es comúnmente utilizado en forma relajada, cuando se hace referencia a otros tipos de productos del mismo vivero, como son los trasplantes, las estacas enraizadas e incluso “los callos” (los cuales son producidos a través de micropropagación) (Sotolongo, Geadá y Cobas, s. f. Mayo, 2011, p. 37).

Trasplante. Es una planta que ha sido removida de la cama de crecimiento, o del contenedor, y es replantada en otro sitio para continuar su crecimiento (Sotolongo, Geadá, & Cobas mayo, 2011, p. 16).

Altura del tallo. Es la distancia vertical desde el sustrato hasta el meristemo terminal o yema (Sotolongo, Geada y Cobas, s. f., mayo, 2011, p. 80).

El diámetro del tallo. Comúnmente llamado “calibre” o “diámetro del cuello de la raíz”, es el diámetro de la base del tallo principal (Sotolongo, Geada y Cobas, s. f. mayo, 2011, p 78).

Repique: Consiste en trasplantar las plantitas de los almácigos a las bolsas de polietileno llenas de sustrato. El momento oportuno del repique, para algunas especies es al mes de realizado la siembra de semillas, para proceder al repicado de las bolsas, se utiliza un repicador (palo pequeño), para hacer un hoyo profundo y ancho en la parte céntrica de la bolsa. Se coloca las plantitas en el hoyo, evitando que queden espacios vacíos (Sotolongo, Geada y Cobas, s. f., mayo, 2011, p. 63).

CAPÍTULO III

MARCO METODOLÓGICO

3.1. Ubicación de la investigación

La construcción del vivero y aplicación respectiva de los tratamientos se realizó en el sector Los Sauces (Figura 1), para; las técnicas de micorrización del sustrato, se llevó a cabo en el laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales y Mejoramiento Genético de la Universidad Nacional de Cajamarca- Filial Jaén.

Descripción del área de estudio

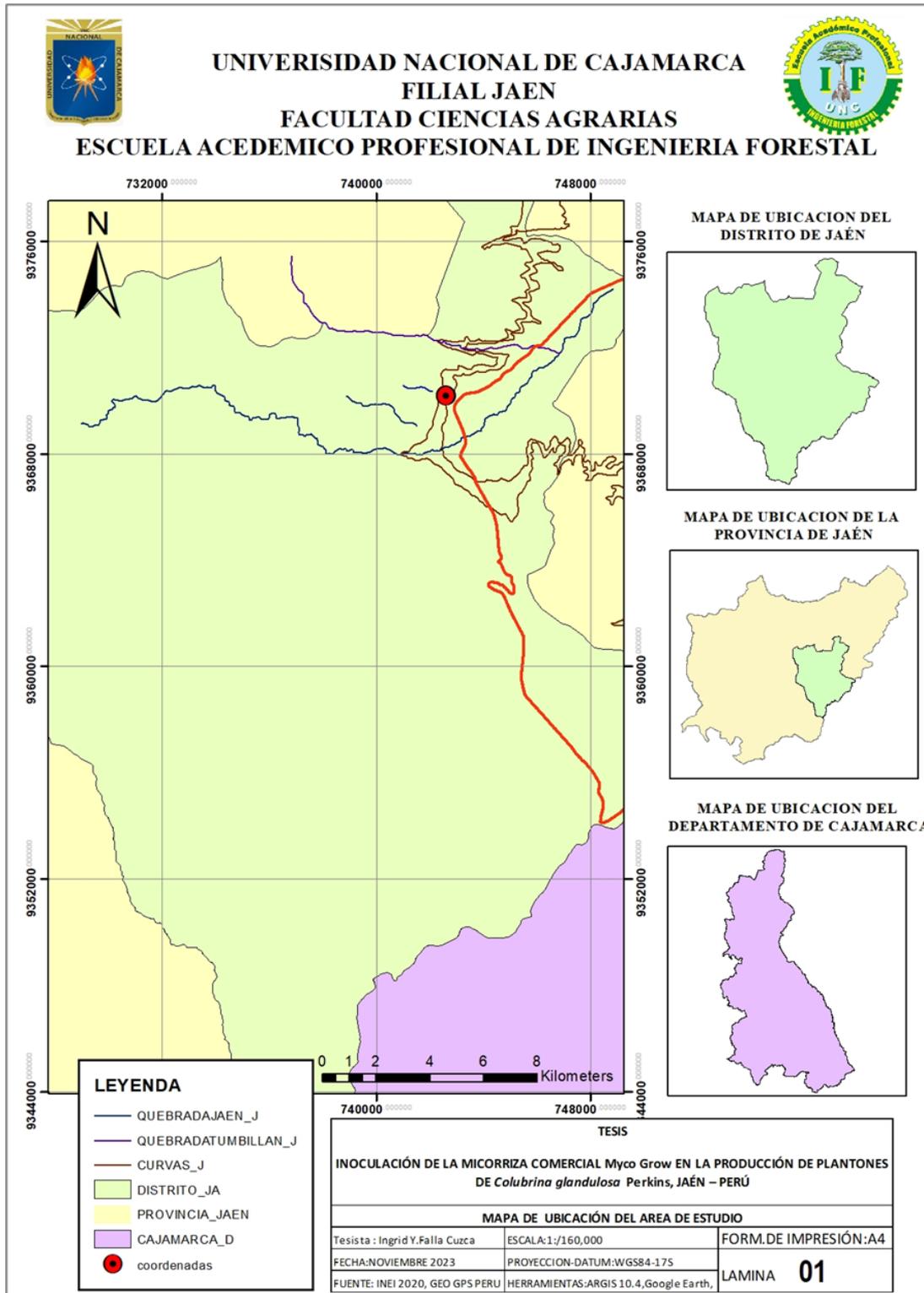
Clima. Según datos de la Estación Climatológica Jaén, registra una mínima mensual variable entre 17,2 °C a 20,2 °C, la temperatura máxima varía entre 30,8 °C a 34,2 °C, mientras que el promedio mensual oscila entre los 24.7 °C a 26.8 °C, siendo la temperatura promedio anual de 25,9 °C (Plan de Desarrollo Urbano MPJ, 2013).

Ecología. La zona de estudio se encuentra dentro de la zona de vida bosque muy seco Tropical (bms- T) distribuyéndose principalmente en el piso basal tropical caracterizado por ser los más cálidos, con una precipitación de 350 mm hasta 1000 mm por año, en las altitudes superiores y menos áridas, con precipitaciones mayores en los meses de octubre a abril (Plan de Desarrollo Urbano MPJ, 2013).

Hidrología. El área de estudio se encuentra dentro del ámbito de la cuenca Amojú, la cual es considerada como río por tener agua todo el año, nace a unos 1800 m s. n. m., en la parte superior y occidental del distrito de Jaén (Plan de Desarrollo Urbano MPJ, 2013).

Figura 1

Mapa de ubicación de la investigación



*Nota: la figura 1 muestra la ubicación del vivero donde se propagaron las plántulas de *Colubrina glandulosa* Perkins.*

3.2. Materiales

Biológico. Semillas de *Colubrina glandulosa*; micorriza comercial MycoGrow, y sustrato (tierra agrícola, arena).

Campo. Bolsas de polietileno de 5 x 7, libreta de notas, malla Rachel, tubetes, repicadores, regadera, letreros, pintura.

Laboratorio: Láminas porta y cubre objetos, vasos de precipitación, embudos, pipetas, placas petri, tamices graduados 4000, 500, 250, 125 y 63 μm , coladores, estufa, microscopio, balanza graduada.

Reactivos: Azul de tripano, ácido clorhídrico, agua destilada.

Herramientas. Carretilla, palana, wincha de 5 m, machetes, vernier graduado.

Equipo de gabinete: impresora, computadora portátil

Informático: Microsoft Word y Microsoft Excel, software estadístico.

3.3. Metodología

3.3.1. Producción de plántulas de shaina

Las semillas de shaina fueron adquiridas de la distribuidora de semillas forestales de Jaén (FORAGRI-Semillas Forestales). Para la obtención de plantones, se realizó tratamiento pre germinativo de las semillas, se sometió al remojo en agua potable fría por un tiempo de 48 horas.

El sustrato para el almácigo se desinfectó aplicando (Risolex) a razón de 6 g por una bomba de mochila de 18 litros.

Se procedió a sembrar las semillas en la cama de almácigo a una profundidad de 1cm, sobre ella se colocó un plástico negro para proteger y fomentar la germinación creando un microclima estable. Luego se colocó un tinglado a 0,2 m del suelo (malla de protección). El riego se realizó cada dos o tres días con regadera de gota fina hasta que se inicie la germinación de las plántulas.

La preparación del sustrato para el llenado de bolsas, se hizo con una mezcla de tierra agrícola y arena, en proporción 3:1, luego se desinfectó el sustrato aplicando (Risolex), como medida preventiva para El Damping-off o mal del talluelo; a razón de 6 g por una bomba de mochila de 18 litros.

El sustrato preparado y desinfectado, se cubrió con un plástico por un día, como medida preventiva al ataque de patógenos, luego se abrió para hacer el llenado en bolsas de polietileno de color negro de 5 x 8 pulgadas para la cría de los plántones. Se realizó el repique a los 25 días de haber alcanzado 3 cm de altura, que consistió en trasladar las plántulas de *Colubrina glandulosa* del almacigo a las bolsas con sustrato, se realizó un hoyo en el centro y se introdujo la plántula.

Se realizaron las labores culturales como: riego, limpieza y deshierbo.

3.3.2. Inoculación de las plántulas

La inoculación de las plántulas con la micorriza vesículo arbuscular MycoGrow la cual se obtuvo de manera comercial del consorcio CONAGRA – Lima (Anexo 3). Se realizó al momento del trasplante, primero se pesó en la balanza analítica la dosis respectiva a cada tratamiento y se mezcló en el sustrato.

3.3.3. Registro de datos en Vivero

Se hizo el registro de la evaluación de la altura de los plántones a intervalos de 30 días después del repique e inoculación. Las medidas de altura se tomaron desde el nivel del cuello de la raíz hasta el ápice del plantón. Esta medición se realizó utilizando el vernier milimetrado. En el intervalo de tiempo de 30, 60, 90, y 120 días, para obtener el promedio de mediciones cada 30 días.

El registro del diámetro del tallo se hizo cada 30 días después del repique y aplicación de los tratamientos. Las mediciones en el intervalo de tiempo de 30, 60, 90 y 120 días, a la altura del cuello de la raíz del plantón; medición que se hizo utilizando un vernier digital.

3.3.4. Tratamiento y método de estudio

T1: Inoculación de la micorriza comercial mezcla en el sustrato 5 g.

T2: Inoculación de la micorriza comercial mezcla en el sustrato 10 g.

T3: Inoculación de la micorriza comercial mezcla en el sustrato 15 g.

T4: Testigo (sin inoculación).

Diseño experimental

La distribución de los tratamientos se hizo de acuerdo al Diseño Completamente Azar (DCA), con 4 tratamientos, 4 repeticiones, con 16 unidades experimentales; se utilizarán 12 plantones por cada unidad experimental, haciendo un total de 198 plantones (Figura 2).

Figura 2

Croquis del experimento

		Repeticiones			
		I	II	III	IV
T r a t a m i e n t o s	T1	T ₂ -III	T ₁ -I	T ₄ -I	T ₁ -IV
	T2	T ₂ -II	T ₁ -II	T ₃ -II	T ₄ -IV
	T3	T ₃ -I	T ₂ -IV	T ₃ -III	T ₁ -III
	T4	T ₄ -IV	T ₂ -I	T ₄ -II	T ₃ -III

3.3.5. Tinción y recuento de raíces micorrizadas

Para la tinción y recuento de raíces micorrizadas se usó la técnica de Phillips y Hayman (1970), que permite evaluar el porcentaje de la colonización de las raíces, la identificación de estructuras presentes y determinar el estado de colonización. La técnica consiste en lo siguiente:

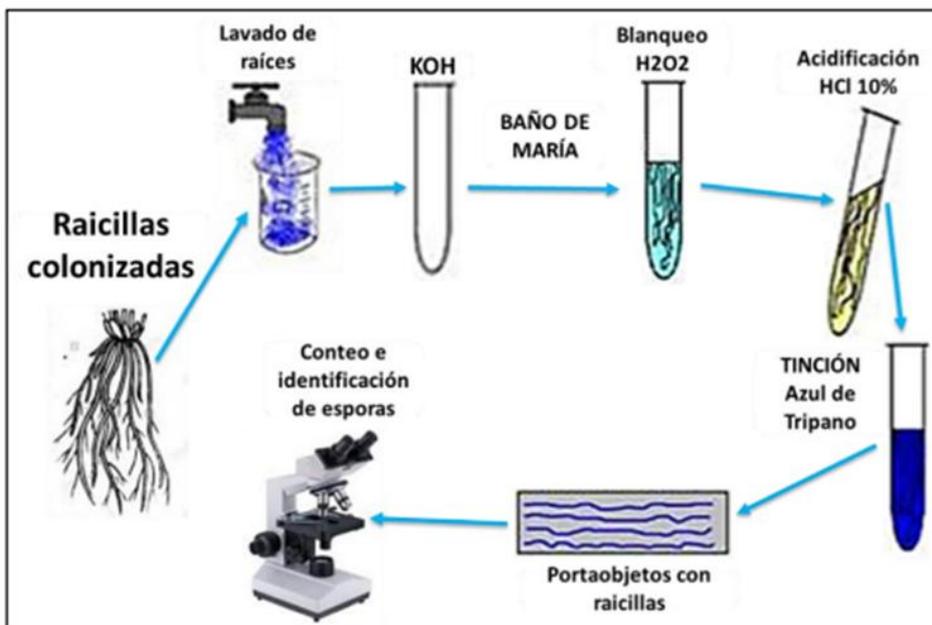
Se tomó aleatoriamente del sistema radical 10 g de raíces (secundarias y terciarias), se pesó y se lavaron con agua corriente durante 2 minutos. Las raíces se depositaron en un frasco Erlenmeyer de 100 ml, se realizó la clarificación de las raíces, haciendo uso de la solución de hidróxido de potasio (KOH) al 10 %, se sometieron a baño María (90 °C) por 15 minutos. Se procedió a lavar las raíces con agua corriente con la ayuda de un tamiz para

evitar pérdidas durante el enjuague. Luego se sumergieron en una solución fresca de hidróxido de potasio (KOH) al 10 % y agua oxigenada (H₂O₂) al 10 %, en una proporción de 1:1; por un tiempo de 10 minutos, se procedió a lavar las raíces. Se realizó la acidificación con una solución de ácido clorhídrico (HCl) al 1 N durante 10 minutos. Para posteriormente decantar con el ácido clorhídrico (HCl) y las raíces se lavaron con agua corriente.

Se agregó el colorante azul de tripán al 0.05 % para someter las raíces a baño maría por 10 minutos a 90 °C. Se decantó y se lavó las raíces con agua destilada, se depositaron en cajas Petri y se dejaron en reposo por 12 horas para eliminar el exceso de colorante. Finalmente, las raíces se montaron entre porta y cubreobjetos, 10 raíces de más o menos 1 cm de largo cada uno, se observaron al microscopio compuesto con el objetivo de 40x (Figura 3).

Figura 3

Procedimiento para determinar el porcentaje de colonización de las raíces



Nota: la figura 3 sobre el procedimiento para determinar el porcentaje de colonización de las raíces fue tomado de Flores (2021), construido de la metodología de Phillips y Hayman (1970).

Se contaron los campos colonizados por estructuras de las MA al interior de las raíces (hifas, arbuscúlos y vesículas) y los no colonizados. El porcentaje de contrastación de la extensión de raíces colonizadas por HMA detalla mediante la fórmula siguiente:

$$\text{Porcentaje de micorrización (\%)} = \frac{\text{Número de campos colonizados}}{\text{Número de campos totales observados}} \times 100$$

3.3.6. Mediciones para el cálculo de biomasa

- **Medición de la longitud de raíces**

El registro de la longitud radical de la planta se realizó a los 120 días, en la unidad de medida de cm usando una regla milimetrada (Figura 4).

Figura 4

Medición de la longitud de las raíces



Nota: en la figura 4, demuestra la medición de la longitud de la raíz de la especie después de 4 meses de permanencia en el vivero.

- **Peso fresco de la parte aérea y de la raíz**

El registro del peso fresco (g) de la parte aérea (PFA) y de la raíz (PFR) se realizó a los 120 días, seleccionando plantones representativos de cada unidad experimental, se separó la parte aérea de la raíz para registrar cada peso por separado, evaluando el total de las plantas en cada unidad experimental. Para este procedimiento se utilizó una balanza eléctrica (Figura 5).

Figura 5

Peso fresco de la parte aérea y raíz de las plantas



Nota: en la figura 5 demuestra el peso fresco de la parte aérea y de las raíces de la especie después de 4 meses de crecimiento en el vivero.

- **Peso seco de la parte aérea y de la raíz**

Luego de separar la parte aérea y de la raíz de cada planta, ambas se sometieron a un proceso de secado en una estufa (75 °C) por 48 horas, hasta lograr extraer la humedad contenida en los tejidos al 12 %. Durante este proceso se hizo el registro del peso de la parte aérea y de la raíz utilizando una balanza eléctrica (Figura 6).

Figura 6

Peso seco de la parte aérea y raíz de las plantas



Nota: en la figura 5 demuestra el peso seco de la parte aérea y de las raíces de la especie después de 4 meses de crecimiento en el vivero.

3.3.7. Aislamiento y conteo de esporas de HMA en suelo

Las muestras se trabajaron siguiendo la metodología propuesta por Sieverding (1983) y efectuando algunas variaciones que se describen a lo largo de los procedimientos.

- **Separación de esporas de hongos micorrícicos**

Las muestras de suelo obtenidos de cada punto de muestreo se homogenizaron individualmente quitando todo material grueso (raíces, piedras y terrones); de ella se tomó muestra de 100 g que fue colocado en un frasco Erlenmeyer de 500 ml de capacidad, agregándose 400 ml de agua destilada, luego se agitó por 10 minutos. Se filtró a través de un juego de tamices de 4000, 500, 250, 125 y 63 μm (ordenada y verticalmente en forma descendente); se repitió el procedimiento por dos veces en cada muestra; después de la última repetición se aplica un fuerte chorro de agua sobre el tamiz superior (4000 μm). El contenido del tamiz de 63 μm fue lavado con agua destilada y colocado en unas placas Petri para su posterior secamiento (Figura 7).

Figura 7

Preparación del suelo para el conteo de esporas



Nota: en la figura 7 se muestra el peso de suelo 100 g y el último proceso de tamizado correspondiente a 63 μm .

- **Centrifugación, decantación y extracción para concentrar las esporas**

Se pesó 1,0 g de suelo seco obtenido de las placas Petri, para ser depositado en los tubos de centrifugación, se adicionó 15 ml de solución de sacarosa a 70 %, luego se

centrifugó a 2500 revoluciones por minuto durante 10 minutos, se sacó cuidadosamente los tubos de la centrifuga, cuidando de no romper la interfase agua-sacarosa. Con la ayuda de una pipeta tipo gotero de 30 cm, recorremos toda la superficie de la interfase, y pasar todo el contenido de la pipeta de plástico sobre un papel filtro con ayuda de un embudo, luego pasar a lavar con agua destilada. Bajo estas condiciones las esporas quedaron suspendidas en la solución de sacarosa. La muestra obtenida fue colocada en una placa petri para su posterior observación (Figura 8).

Figura 8

Centrifugación y extracción de la muestra para el conteo de esporas



Nota: en la figura 8 la colocación de las muestras depositado en los tubos de centrifugación y la decantación haciendo uso del papel filtro y embudo.

3.3.8. Procesamiento de datos

Se realizó la recopilación y organización de datos de altura y diámetro desde la medida inicial correspondiente al momento del repique de plántulas de *Colubrina glandulosa* en cada unidad experimental y se registraron los datos cada 30 días para su evaluación (Anexo 4).

Las últimas mediciones para estimar la biomasa correspondieron al cuarto mes, se llevaron las plántulas al laboratorio para obtener datos de la longitud de la raíz, peso verde y seco aéreo, peso verde y seco de la raíz; se incorporaron todos los datos pertenecientes a cada uno de los tratamientos y variables medidas (Anexo 5).

Para cada registro de cada evaluación y para la presentación de los resultados y la interpretación, se realizó una matriz de datos, figuras de barras en una hoja de cálculo Excel Microsoft. Además, para evaluar el efecto de los diferentes tratamientos sobre el crecimiento y desarrollo de los plantones de *Colubrina glandulosa*, los datos obtenidos fueron sometidos a un análisis de varianza (ANOVA) y las diferencias significativas entre medias, se compararon mediante la aplicación de prueba múltiple de medias (Tukey) ($\alpha = 0.05$), para lo cual fue usado el software InfoStat.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Porcentaje de colonización de las micorrizas arbusculares comercial en las raíces de *Colubrina glandulosa*

El porcentaje de colonización contabilizadas de micorrizas arbusculares comercial en las raíces de plantones de *Shaina* según tratamiento (Tabla 1).

Tabla 1

Porcentaje de colonización obtenido

N°	Tratamiento	Descripción	N° de campos evaluados	N° de campos infestados	Campos infestados (%)
1	T1	Inoculación de micorriza comercial 5 g	1800	1690	93,89
2	T2	Inoculación de micorriza comercial 10 g	1800	1750	97,22
3	T3	Inoculación de micorriza comercial 15 g	1800	1777	98,72
4	T4 (Testigo)	Sin inoculación 0 g	1800	0	0.00

Nota: en la tabla 1, explica el tratamiento que tuvo el mayor porcentaje de campos colonizados con micorriza comercial.

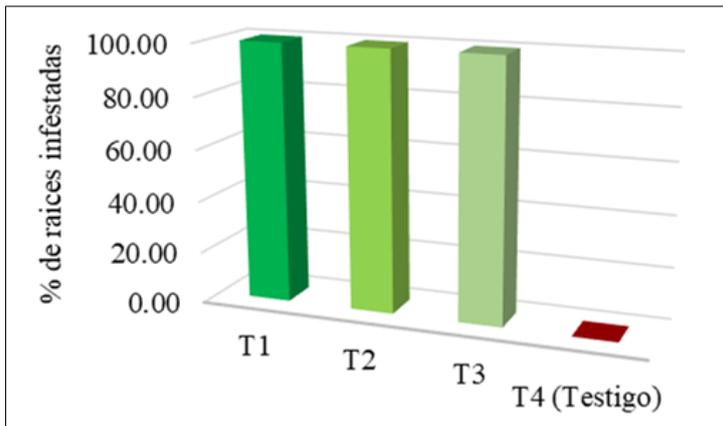
En la tabla 1, se muestra el resumen de los resultados de la evaluación de colonización por plantón, segmento y por campo evaluado, se señalan 1800 campos evaluados, en base 5 plantas por tratamiento, los cuales se han obtenido muestras de 30 raicillas por repetición ($30 \times 4 = 120$ raicillas) de 1,0 cm por planta y habiendo evaluado 15 campos por raicilla (N° raicillas = 120×15 campos = 1800 campos evaluados).

Se puede apreciar que T3 y T2, tienen el mayor porcentaje de campos infestados, Sin embargo, la menor tasa de colonización de raíces no implica necesariamente la ausencia de ganancias nutricionales y crecimiento para plántulas. Según (Silva et al., 2020, p. 1731), las tasas de colonización de plántulas de *Colubrina glandulosa* se consideraron bajas (20 %), independientemente del micorrícico inóculo empleado (una sola especie de AMF o la mezcla de las tres especies). Este resultado se debió al alto total contenido de fósforo en el biosólido,

que probablemente promovió una alta disponibilidad de este nutriente para las plántulas, pero para especies como *Retrophyllum rospigliossi*, la colonización de las raicillas osciló entre 85 % y 96,2 % (Arteaga et al., 2020, p. 55).

Figura 9

Porcentaje de colonización obtenido



Nota: corresponde a la serie de 4 tratamientos, donde el testigo muestra el menor porcentaje de colonización.

En la figura 9, se muestra a los tratamientos T3 (15 g) y t2 (10 g) con micorriza comercial en el sustrato, sobresalen frente testigo, el cual obtuvo el menor porcentaje de colonias contabilizadas de micorrizas en las raíces de plantones de shaina, ya que este no contenía el tipo de micorriza indicado por el consorcio de micorriza comercial los cuales corresponden al género *Glomus*., este género (*Glomus*) demuestra su alta flexibilidad para adaptarse a distintas condiciones edafoclimáticas, debido a que, las esporas de dicho género presentan paredes fuertes que les permiten mantenerse en latencia por largos periodos de tiempo y al gran número de fenotipos existentes (International Culture Collection of Vesicular Arbuscular Mycorrhizal Fungi [INVAM],2022).

4.1.1. Porcentaje de colonización por hifas, vesículas y arbusculos

Tabla 2

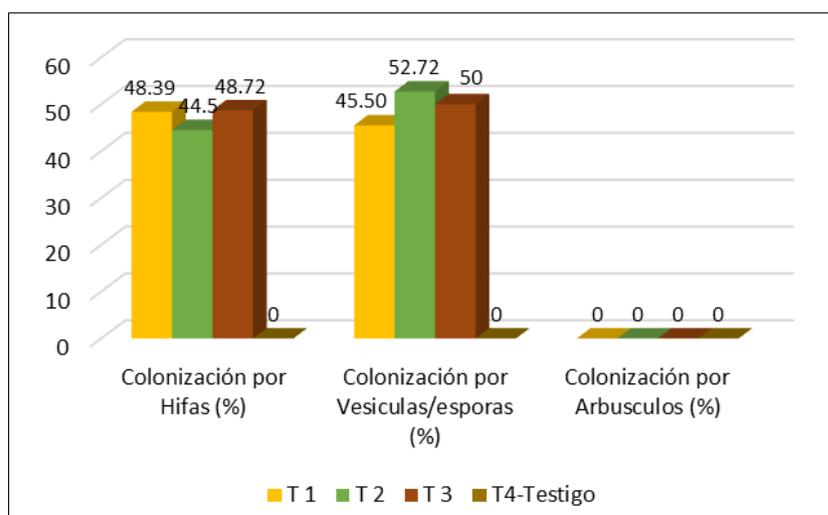
Porcentaje de colonización en las raíces de Colubrina glandulosa por hifa, vesículas y arbusculos

Tratamientos	Colonización por hifas (%)	Colonización por vesículas/esporas (%)	Colonización por arbusculos (%)	Colonización total (%)
T 1	48.39	45.50	0	93,89
T 2	44.5	52.72	0	97,22
T 3	48.72	50	0	98,72
T4 (Testigo)	0	0	0	0

Nota: la Tabla 2 muestra el porcentaje de colonización en las raíces de *Colubrina glandulosa* por hifa, vesículas /esporas y arbusculos presentes en las raíces, con una colonización total mayor del T3 con 98,72 %; seguido T2 con 97,22 %, T1 con 93,89 %.

Figura 10

Porcentaje de colonización en las raíces de Colubrina glandulosa por hifas, vesículas y arbusculos



Nota: la figura 10 muestra el porcentaje de colonización de las siguientes estructuras hifas, vesículas, esporas y arbusculos respectivamente en cada tratamiento.

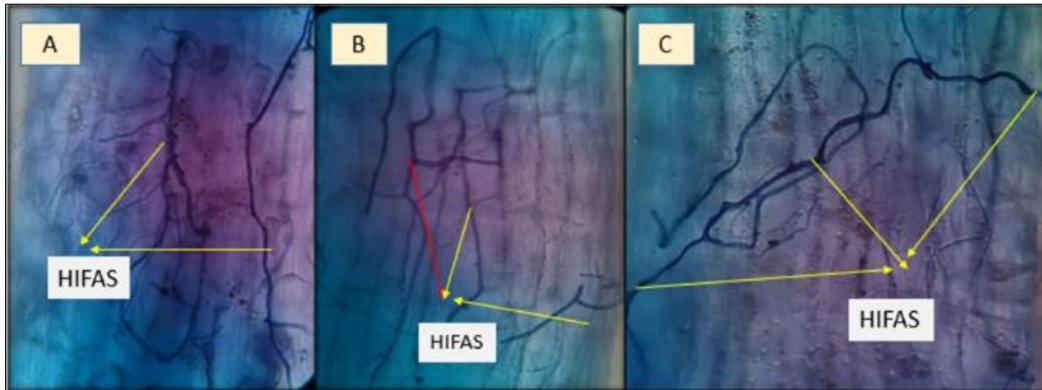
En la figura 10 se observa el porcentaje de infección por hifas los valores más altos fueron alcanzados por el T3 con un nivel de infección de 48,72 %; frente a T1, con valor de 48,39 %; por arbusculos no se pudo evidenciar en ningún tratamiento 0 %, mientras que por vesículas o esporas T2 presentó un 52,72 % de colonización seguido T3 con un 50 %. No se evidencio arbusculo ya que este pudo haber cumplido su ciclo durante el desarrollo radicular del plantón. Los arbusculos son estructuras de cortos periodos de vida el cual es de 4 a 7 días. Al culminar este periodo de vida, en las ramificaciones más delgadas del arbusculo, las paredes del hongo se desintegran y el citoplasma se retrae. Este periodo de senescencia abarca desde la hifa troncal hasta el arbusculo. Durante esta sucesión se lleva a cabo una síntesis localizada de especies reactivas de oxígeno, a su vez la se realiza una reorganización de la membrana para su adaptación a nuevos cambios, el hongo provisionalmente desaparece de la célula la cual recupera su organización con una gran vacuola central y queda apta para ser colonizada nuevamente. Es importante mencionar que el proceso colonización por hongos de micorriza arbuscular no es un suceso lineal ni sincronizado, como los hongos reiteradamente intentan colonizar las células de la corteza, arbusculos de diferentes edades coexisten en células adyacentes ocasionando el desarrollo de estructuras tempranas y jóvenes apresorios en raíces ya colonizadas (Saparral et al., 2020, p. 27).

Por otro lado, Méndez et al. (2013, p.66) menciona que los HMA forman diferentes fuentes de inóculo que son indispensables para formar la nueva asociación micorrízica; estas fuentes pueden ser: esporas, hifas extraradicales y raíces colonizadas por hifas, vesículas y arbusculos; sin embargo, no todos los hongos tienen la misma capacidad de formar estas asociaciones con las estructuras antes mencionadas.

Los HMA desarrollan sus estructuras dentro y entre las células corticales de la raíz, dichas estructuras favorecen a las plantas que colonizan; sin embargo, el porcentaje de colonización o micorrización es diferente en cada especie vegetal. Acosta (2019, p. 88). En las raíces procedentes de los plantones de *Colubrina glandulosa*, se observaron las estructuras de los HMA tal como se muestra en las figuras 11 y 12.

Figura 11

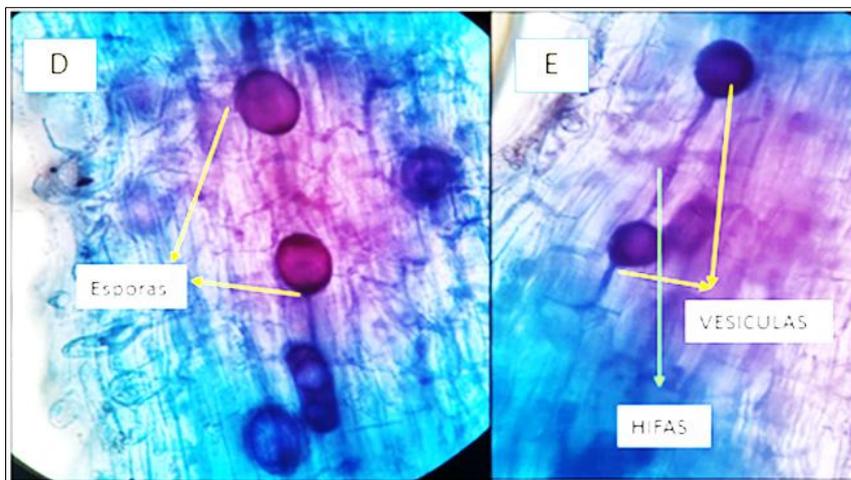
Colonización en las raíces de Colubrina glandulosa por hifas



Nota: en la figura 11 (a, b, c) raíz de *Colubrina glandulosa* micorrizada, se puede apreciar la presencia de hifas observadas con el objetivo a 40x.

Figura 12

Observación de esporas, hifas y vesículas



Nota: en la figura 12: (D,) raíz de *Colubrina glandulosa* micorrizada, presencia de esporas observadas con el objetivo a 40x; (E) presencia de hifas y vesículas observadas con objetivo 40x.

4.2 Estimación de esporas a partir de 1 g de suelo

Tabla 3

Promedio de esporas en 1 g de suelo seco

Tratamientos	Promedio de esporas 1 g de suelo seco
T 1	7,25
T 2	8,75
T 3	14,5
Testigo	0

Nota: la tabla 3, muestra el promedio de esporas presentes en 1g de suelo, el T3 obtuvo el mayor con (14,5), y T2 (8,75) y T1 (7,25); respecto al testigo no se evidenció esporas.

Existen varios factores que pueden afectar la estimación de la abundancia y riqueza de hongos formadores de micorriza arbúscular (HMA) a partir del aislamiento de sus esporas. Entre ellos está la capacidad natural de cada especie para producir esporas, la época y las condiciones del muestreo, las características que determinan la cantidad de esporas pueden ser también estar determinado por la fenología del huésped, las variaciones climáticas y las características químicas y físicas del suelo (Chávez, 2020, p. 40).

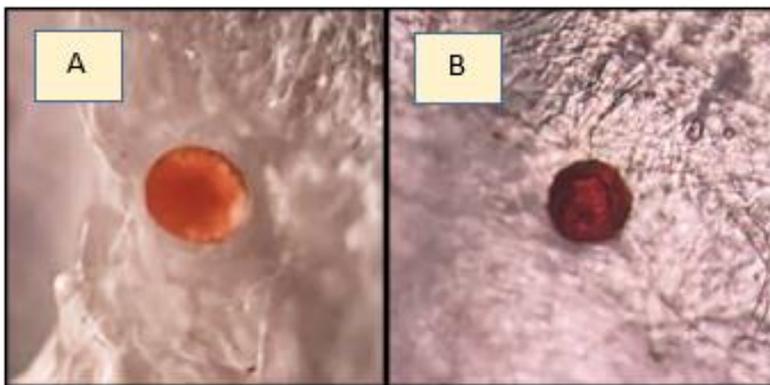
A partir de un recuento de esporas no se puede hacer inferencia acerca de abundancia y riqueza de HMA, ya que la presencia de propágulos infectivos depende de muchos factores, la esporulación no refleja directamente el nivel de colonización en las raíces de la planta, ya que la esporulación ocurre después de que la biomasa ha pasado el umbral crítico en la raíz, su desarrollo continúa con el tiempo. Es importante incrementar el porcentaje de estructuras micorrízicas dentro de la raíz para producir población de esporas altas (Cuevas et al., 2023, p. 85).

Ramírez et al. (2018, p. 85) determinaron que, las poblaciones de HFMA se caracterizan por ser capaces de soportar condiciones adversas, por lo que es posible encontrar esporas de HFMA en todo tipo de suelos independientemente de las características que estos presenten tales como la química del suelo, como son la concentración de fósforo, el pH y el porcentaje de materia orgánica, pueden ser factores que modulen el comportamiento de las

comunidades y poblaciones de HFMA; realizó una correlación entre la presencia y tamaño de las comunidades de HFMA (número de esporas por gramo de suelo) y las características químicas del suelo, considerando variables como la concentración de fósforo, el pH y la materia orgánica. Se concluye que el fósforo disponible es uno de los factores que modula la estructura de las poblaciones de HFMA, donde los suelos con bajos contenidos de P disponible presentan mayor número de esporas comparado con un suelo con mayores contenidos de este elemento.

Figura 13

Observación de esporas de HMA en el suelo



Nota: la Figuras 13 muestra las vistas microscópicas de esporas de HMA en el suelo (40 X), donde, el género y especie de micorriza comercial, que se utilizó en la investigación fue el *Glomus*, (*G. intraradices*, *G. aggregatum*, *G. Mosseae*).

4.3. Efecto de inoculación de micorrizas comercial en el crecimiento de *Colubrina glandulosa*

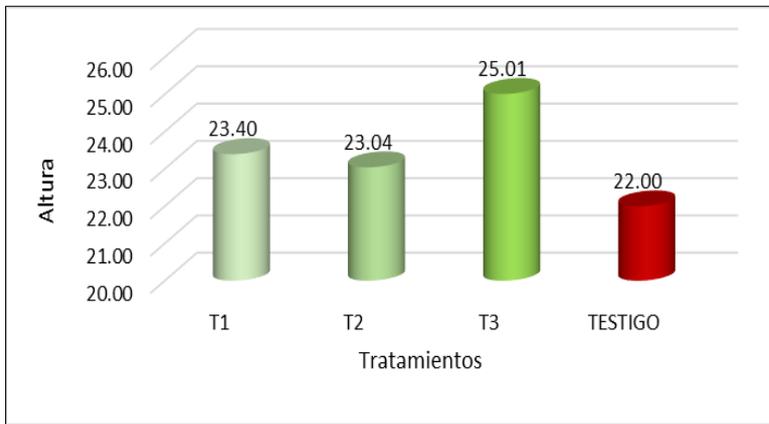
4.3.1. Crecimiento de plántulas según las variables medidas

- **Altura (H)**

El efecto de la micorriza comercial en el crecimiento de altura del plantón de shaina se muestran en la tabla 4 y figura 14.

Figura 14

Promedio del crecimiento de altura de shaina

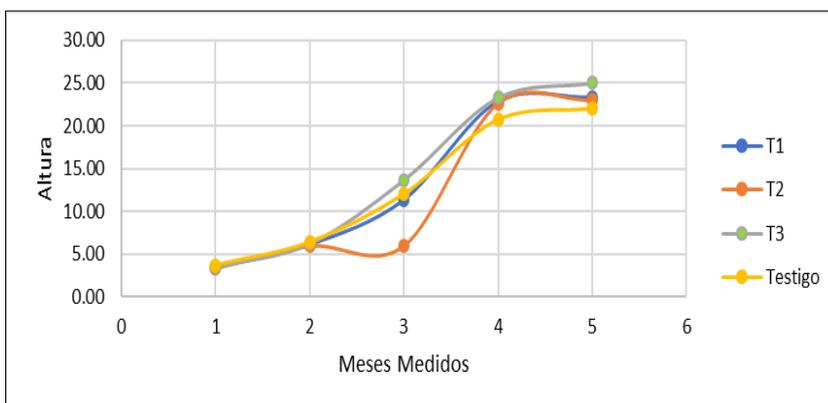


Nota: en la figura 14, se muestra el promedio de incremento en altura, donde el T3 alcanzó el mayor con 25,01cm en comparación a los otros tratamientos.

El promedio de los resultados del crecimiento en altura en los plantones de shaina (Anexo 2), el método que ha influenciado en el crecimiento en altura de mayor a menor de la siguiente manera: T3, T1, T2, al analizar este orden podemos señalar que el testigo ha obtenido el promedio en altura más bajo, el crecimiento en altura se ve favorecido según el tratamiento y método T3(15 g). A los resultados obtenidos se aplicó un análisis de varianza para determinar si es que hay una diferencia estadística significativa de las medias, la cual se muestra en la tabla 4.

Figura 15

Altura de las plántulas de Colubrina glandulosa



Nota: la figura 15 muestra el comportamiento del incremento en altura de los tratamientos evaluados durante los 4 meses respectivamente.

En la figura 15 se muestra las mediciones mensuales que se han realizado, existe diferencia en la altura de las plantas inoculadas con MA y el testigo, concordando con Silva et al. (2020, p. 88), fue posible identificar diferencias significativas entre los tratamientos en relación con su efecto en altura *Colubrina glandulosa*. Al comparar los tiempos de primera y última evaluación, se encontró que el tratamiento de inoculación con una mezcla de esporas de las tres especies de HMF, causó un mayor aumento en altura (80 %) en términos absolutos, en comparación con los tratamientos de control o ausencia de inoculación con esporas, inoculación con esporas de *Dentiscutata heterogama*, inoculación con esporas de *Gigaspora margarita* e inoculación con esporas AMF de *Rhizophagus clarus* (70 %, 50 %, 30 % y 43 %, respectivamente).

En general, este patrón resultó de la superioridad del tratamiento de MT, que influyó significativamente más alto H (valores en comparación con los tratamientos CT (a los 30, 90 y 120 días después de la instalación del experimento), GM (a los 30 y 120 días), DH (a 30, 120 y 140 días) y RC (a 120 y 140 días). El valor medio de Altura, que fue calculado teniendo en cuenta las cinco fechas de evaluación, fue significativamente mayor en MT, en comparación con los otros tratamientos, que no mostraron diferencias significativas entre sí.

Tabla 4

Análisis de varianza (ANOVA) para la variable altura de Colubrina glandulosa

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	GL	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Tratamientos	225.2225432	3	75.07418108	22.2276	2.3063	2.652645615
Error	634.9730813	188	3.37751639			
Total	860.1956245	191				

$$\alpha = 0.05$$

Nota: en la tabla 4 se observa que, el valor de p es mayor a 0,05 no hay diferencias significativas para las medias de los tratamientos respecto al crecimiento en altura de los plantones de shaina.

Tabla 5

Prueba de significancia Tukey al 5 % de probabilidad para la altura del Colubrina glandulosa

Tratamientos	Medias	N	E.E.	
T3	25,01	48	0,27	A
T1	23,40	48	0,27	B
T2	23,04	48	0,27	B
T4	22,00	48	0,27	C

Test: Tukey $\alpha=0.05$ DMS=0.96537

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

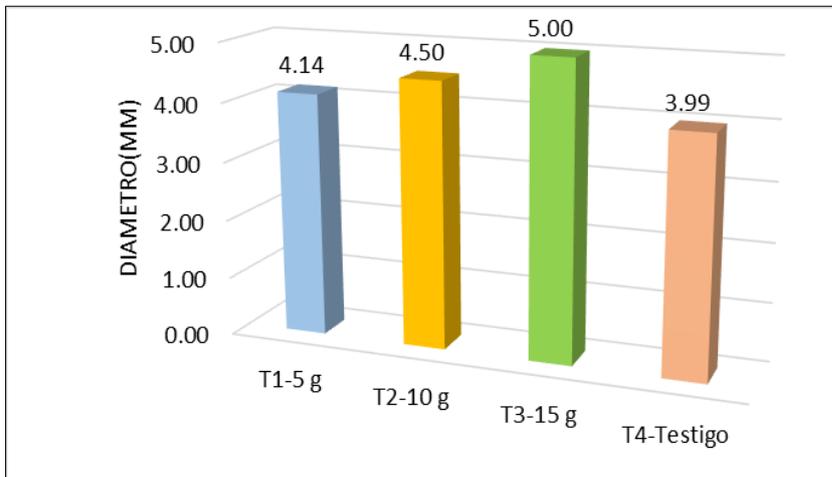
Nota: la tabla 5 muestra que el grupo A contiene T3 y el grupo B contiene Tratamiento T1 y T2 y el grupo C T4, T1 y T2 están en ambos grupos. Las diferencias entre las medias que comparten una letra no son estadísticamente significativas. El tratamiento T3 y T4 (Testigo) no comparten una letra, lo que indica que el T3 posee una media significativamente mayor que el testigo.

- **Diámetro(\emptyset)**

El efecto de la micorriza comercial en el incremento de diámetro del plantón de shaina se muestra en la figura 16 y tabla 7.

Figura 16

Promedio del crecimiento de diámetro de shaina



Nota: en la figura 17, se observan los resultados de la quinta evaluación correspondientes, donde el T3 tiene el mayor incremento de diámetro (5,00 mm), seguido de T2 con (4,50 mm) y T1 con 4,14 mm, el testigo presentó menor diámetro de (3,99 mm) con respecto a los tratamientos.

Falcón et al. (2021, p. 395) evaluó el efecto de la utilización de cepas de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en el crecimiento y calidad de la planta *Swietenia mahagoni* L. Jacq. cultivadas en sustratos orgánicos. Se obtuvo lo siguiente: diámetro del cuello de la raíz, esbeltez e índice de Dickson, se observó que las plántulas desarrolladas en el sustrato inoculado con las cepas *G. cubense* y *R. intraradices*, fueron las que alcanzaron los mayores valores (11,27 mm), difiriendo estadísticamente con el resto de los tratamientos (3-2,70 mm). Los tratamientos no inoculados fueron los que presentaron los menores valores. Esto puede estar relacionado con los beneficios proporcionados por la micorriza en el crecimiento de las plantas.

Tabla 6*Análisis de varianza (ANOVA) para la variable diámetro*

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	GL	Promedio de cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Tratamientos	28.90829167	3	9.636097222	40.2795147	3.77201	2.652645615
Error	44.975375	188	0.239230718			
Total	73.88366667	191				

$$\alpha = 0,05$$

Nota: en la tabla 6, se observa que, el valor de p es mayor a 0,05 no hay diferencias significativas para las medias de los tratamientos respecto al incremento en diámetro de los plantones de shaina.

Tabla 7*Prueba de significancia Tukey al 5 % de probabilidad para el diámetro*

Tratamientos	Medias	N	E.E.	
T4	3,99	48	0,07	A
T1	4,14	48	0,07	A
T2	4,5	48	0,07	B
T3	5	48	0,07	C

Test: Tukey $\alpha=0.05$ DMS=0.25692

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$).

Nota: en la tabla 7 muestra que el T3 indica una media significativa con respecto al T4 y t1.

En estos resultados, se observa que la tabla 7 muestra que el grupo A contiene T4 (Testigo) y T1 donde las diferencias entre las medias no son estadísticamente significativas

y el grupo B contiene Tratamiento T2 y el grupo C T3. El tratamiento T2 y T3 no comparten una letra, lo que indica que el T3, seguido de T2 posee una media significativamente mayor que el T4 (Testigo) y el T1.

De acuerdo a los resultados de esta investigación, por su parte, Ramírez et al. (2018, p. 23) evaluaron en vivero, el efecto de la biofertilización con Hongos formadores de micorriza arbuscular en 4 especies forestales: *Gmelina arborea* T6 como el T2 (*Glomus* sp. + *Acaulospora* sp. + *Scutellospora* sp.), se obtuvo en diámetro (≥ 5 mm), a comparación del (T5) Testigo 5,5 mm de diámetro. *Pachira quinata* el tratamiento T3 (*Glomus* sp. + *Gigaspora* sp.) alcanzó el más alto valor con (4,15 mm) en relación a los dos testigos (T5 y T6) obteniendo valores mínimos (2,92 y 3,47 mm respectivamente)., *Eucalyptus* sp. es capaz de asociarse a dos tipos de micorrizas, con HFMA y ectomicorrizas logrando con diferencias estadísticas relevantes ($P < 0,05$) de conformidad con la prueba de semejanza de medias Tukey en cuanto a altura y diámetro de las plantas demostrando las ventajas del uso de HFMA en la disminución de hasta 8 semanas en vivero y *A. mangium*. el T3 alcanzó los valores más elevados en promedios en comparación a los testigos fertilizados al 50 y 100 % en las semanas estudiadas.

En esta investigación, se comprobó el efecto positivo de la biofertilización de HFMA en especies forestales, aunque los beneficios observados fue en relación el género y la especie de cada inóculo, en términos generales, todos los inóculos de Hongos formadores de micorriza arbuscular (HFMA) evaluados indicaron efectos favorables en el incremento de estas especies, logrando resultados similares e incluso superiores.

- **Longitud de la raíz principal (LR)**

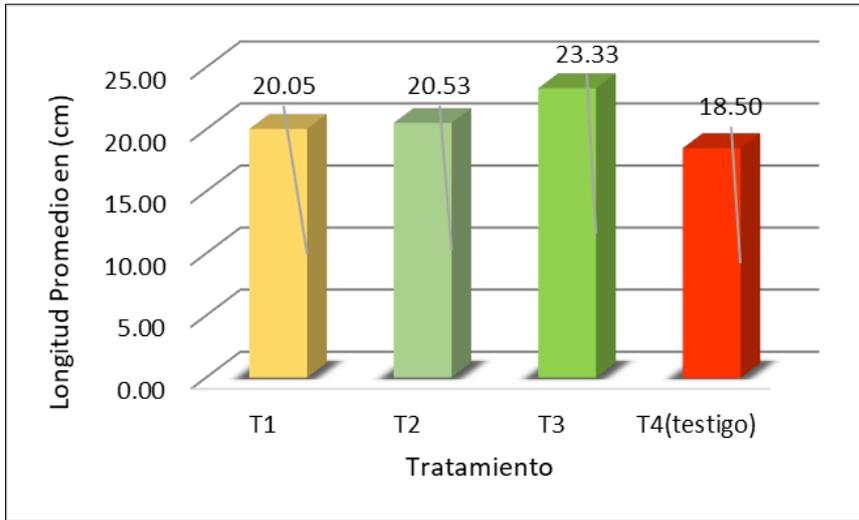
Tabla 8

Longitud promedio de las raíces evaluadas

Nº	Tratamiento	Nº de plantas	Longitud promedio de raíz (CM)
1	T1	6	20,05
2	T2	6	20,53
3	T3	6	23,33
4	T4(testigo)	6	18,50

Figura 18

Longitud de la raíz de los plántones de Colubrina glandulosa



Nota: en la tabla 8 y figura 18, se observan que, el T3 de 15 g se obtuvieron plántulas con 23,33 cm de longitud de raíz principal, éste fue el que obtuvo el mejor aumento de la tasa de crecimiento de la raíz y seguido del T4 (testigo) con 18,55 cm de longitud de raíz principal.

Tabla 9

Análisis de varianza (ANOVA) para la variable longitud de raíz de Colubrina glandulosa

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Tratamientos	73.12791667	3	24.37597222	3.85324868	0.025120874	3.098391212
Error	126.5216667	20	6.326083333			
Total	199.6495833	23				

$\alpha = 0.05$

Luego del análisis de varianza, nos demuestra que, existe una significancia entre las medias de los tratamientos respecto al crecimiento de la raíz de los plántones de shaina.

Tabla 10

Prueba de significancia Tukey al 5 % de probabilidad la variable longitud de raíz Colubrina glandulosa

N°	Tratamientos	Medias	N°	E.E.		
1	T4	18,50	6	1,03	A	
2	T1	20,05	6	1,03	A	B
3	T2	20,53	6	1,03	A	B
4	T3	23,33	6	1,03		B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$).

En estos resultados, la tabla 10, muestra que el grupo A contiene T4 (Testigo), T1 y T2, donde las diferencias entre las medias no son estadísticamente significativas y el grupo B contiene Tratamiento T1, T2 y T3. Por lo que la media significativamente no difiere mucho entre los tratamientos.

Los mismos resultados se obtuvo en un estudio para determinar el efecto del tipo de micorriza en la calidad de las plántulas de *Brosimum alicastrum* Swartz, reproducidas mediante semilla en vivero, la micorriza comercial (nombre de venta: Tecmy, tipo endomicorrizas/ arbuscular, consistencia polvo: se obtuvo una altura de: (14,29-13,83 cm) y el testigo sin inoculante (14,47 cm) (Espinoza et al., 2023, p.21).

4.4 Efecto en la producción de biomasa

a) Efecto en la producción de biomasa aérea

El efecto que generó la inoculación de las micorrizas comercial MycoGrow en el sustrato de los plantones de shaina en la biomasa aérea que estuvo conformada tanto por hojas como por tallos, se seleccionaron 6 plantones con las mejores características morfológicas de cada tratamiento y se muestra en la tabla 11 y figura 19.

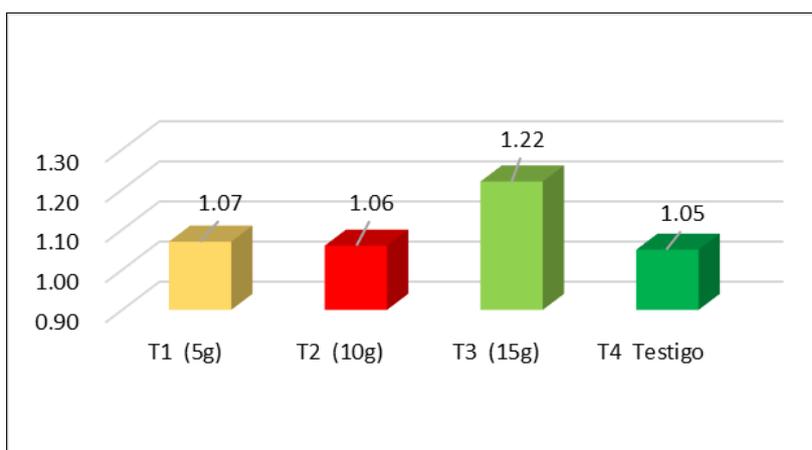
Tabla 11

Biomasa aérea producida por los plántones de shaina

N°	Tratamiento	Peso Húmedo (g)	Peso seco (g)
1	T1 (5 g)	5,47	1,07
2	T2 (10 g)	4,73	1,06
3	T3 (15 g)	5,27	1,22
4	T4 Testigo	4,70	1,05

Figura 19

Biomasa aérea producida en plántones de shaina



Nota: en la tabla 11 y figura 19 muestran que, la biomasa aérea producida se encuentra en un rango de 1,05 g a 1,22 g, donde el T4 presentó menor peso seco, el T3 presentó el mayor índice de peso seco con 1,22 g.

Miranda (2023, p. 77) aplicó micorriza comercial en dos tipos de siembra de pino (*Pinus radiata D. Don*); los datos de peso seco de la parte aérea en su estudio donde se evaluó diferentes tratamientos de siembra (Siembra Directa y Siembra Indirecta) y dosis de micorriza (8. (g) 5. (g) 3. (g) y Testigo sin micorriza 0. (g)). Obtuvo como resultado que los tratamientos de Siembra Indirecta sin micorriza y con dosis baja tienden a tener un mayor peso seco de la parte aérea con promedios (0.132 g y 0.126 g) en comparación con Siembra Directa dosis baja y sin micorriza con promedios (0.097 g y 0.089 g). Además, las dosis de

micorriza (D. alta, D. media y D. baja) parecen aumentar el peso seco de la parte aérea en comparación con el Testigo sin micorriza.

b) Efecto en la producción de biomasa de raíces

El efecto que generó la inoculación de las micorrizas comercial MycoGrow en el sustrato de los plántones de shaina en la biomasa de raíces, se midió y los resultados se muestra en la tabla 12 y figura 20.

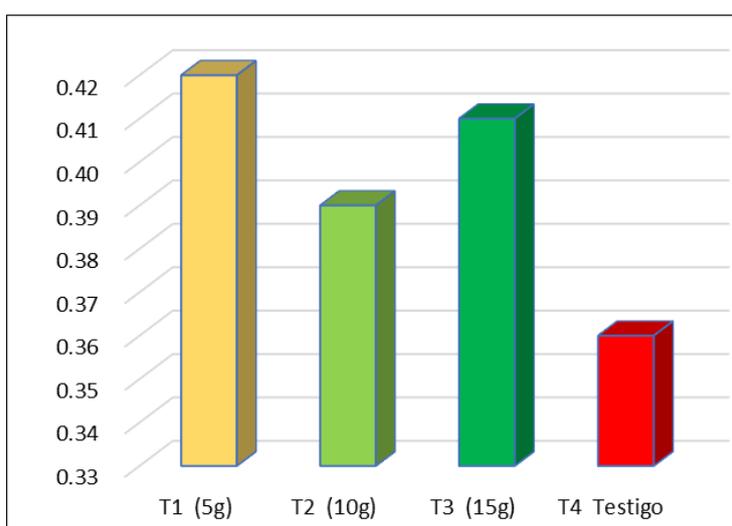
Tabla 12

Biomasa de raíces producida por los plántones de shaina

N°	Tratamiento	Peso Húmedo (g)	Peso seco (g)
1	T1 (5 g)	1,03	0,42
2	T2 (10 g)	1,33	0,39
3	T3 (15 g)	1,41	0,41
4	T4 Testigo	1,28	0,36

Figura 20

Biomasa raíces producida en plántones de shaina



Nota: la tabla 12, muestra los resultados similares a los obtenidos en la biomasa aérea producida por las micorrizas arbusculares comercial en los plántones de *Colubrina gladiosa* expresados en la figura 20, ya que el T4, presentó el valor mínimo.

El aumento de biomasa en las plantas resulta benéfico debido al aumento del diámetro y altura., en relación al peso (biomasa aérea y radical) de la planta posee una elevada interrelación con su perduración y adaptación en campo, con la misma consistencia que el diámetro del tallo o cuello de la raíz. Por otro lado, el diámetro se correlaciona con el peso de la parte aérea y la raíz. En este sentido el peso seco representa un indicador eficaz al compararse el peso seco de la parte aérea con el peso seco de la raíz (Thompson, 1985; Vera, 1995; Mexal y Landis, 1990; citado por Runco, 2018, p. 15).

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusiones

El uso de la micorriza comercial Mycogrow influyo positivamente en el incremento de las plántulas de *Colubrina glandulosa* Perkins durante la etapa de vivero, resultando favorable en el incremento de diámetro, altura, longitud radical; siendo el tratamiento T3 con la concentración de 15 g con mezcla en el sustrato, que presentó mayor índice de incremento en las variables evaluadas para la especie estudiada, permitiendo menor tiempo de permanencia de los plantones en vivero, asimismo producir plantones de mejor calidad para la reforestación.

La mayor incidencia de estimulación en la colonización en raíces de *Colubrina glandulosa* Perkins, fue en el tratamiento T3 (15 g con mezcla en sustrato) el cual alcanzó un 98,22 %, en comparación con los demás tratamientos estudiados, utilizando micorriza comercial.

5.2. Recomendaciones

La práctica de inoculación con micorrizas arbusculares debe ser tomada en cuenta como una alternativa viable que promueve la sanidad y productividad de los cultivos de importancia forestal, permitiendo sistemas de producción más eficientes, precoces y productivos que contribuyen con la sostenibilidad ya que requieren una menor aplicación de insumos fertilizantes, riego y pesticidas, reduciendo así costos de producción.

Se recomienda realizar evaluaciones considerando otros factores de estudio, como pH, humedad del suelo, temperatura, para obtener menos variabilidad de los datos. Asimismo, realizar desinfección natural de sustrato, para facilitar el mecanismo de micorrización.

Realizar análisis de suelo antes de la inoculación para determinar los nutrientes existentes y para luego comparar con un análisis foliar y calcular la cantidad de nutrientes absorbidos por la planta.

CAPÍTULO VI

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Acosta Córdoba, R. (2021). *Estudio de la diversidad de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) en el cultivo de Sacha Inchi (Plukenetia volubilis L.), en la región San Martín*. Universidad Nacional de San Martín [Tesis pre grado en ciencias agrarias, Perú]
- Arteaga Cuba, M. N., Tafur Santillán, S. M., Pérez Hurtado, G., Pastor Ordinola, S. A., & Batista Mainegra, A. (2020). Caracterización de la colonización por micorrizas en *Retrophyllum rospigliossi* (Pilger) en el bosque Huamantanga, Perú. *Revista Cubana De Ciencias Forestales*, 8(3), 535–549. <https://cfores.upr.edu.cu/index.php/cfores/article/view/653>
- Brako, L. & J. L. Zarucchi. (1993). *Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú - Monogr. Syst. Bot. Missouri Botanical Garden*. Vol. 45. USA. 1286 p.
- Cairney, J.W. y A.E. Ashford. (2002). Biology of mycorrhizal associations of epacrids (Ericaceae). *New Phytologist* 154(2): 305-326.
- Camarena-Gutiérrez, G. (2012). Interacción planta-hongos micorrízicos arbusculares. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales Y Del Ambiente* 18(3): 409-421.
- Catie, T. (2000). *Manejo Silvicultural de la especie de Shaina. Colubrina glandulosa Perkins, en la amazonía peruana*. Pucallpa. 63 p.
- Coelho, NPDSC. (2019). *Tratamentos pré-germinativos na superação de dormência de sementes de Colubrina glandulosa Perk. (Rhamnaceae)*. (Tesis de licenciatura, Brasil).
- Concha, J. Y., Alegre, J. C., & Pocomucha, V. (2007). Determinación de las reservas de carbono en la biomasa aérea de sistemas agroforestales de *Theobroma cacao* L. en el departamento de San Martín, Perú. *Ecología aplicada*, 6(1-2), 75-82.
- Cuevas, C. V. M., Herrera-Feijoo, R. J., Carranza-Patiño, M. S., & Morante-Carriel, J. (2023). Inoculación de hongos micorrízicos arbusculares en *Ochroma pyramidale* (balsa) en fase de vivero.

- Chávez Rojas, P. E. (2020). Relación de comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares con diferentes coberturas vegetales de la Reserva Forestal Protectora Bosque Oriental de Bogotá.
- DESCO (Centro de Estudios y Promoción del Desarrollo, Lima). (2005). *Programa Selva Central*. Villa Rica, Perú. Manual Técnico. 44 p.
- Espinosa Grande, E., Chávez-Vergara, B. M., Vargas-Díaz, A. A., Tadeo Noble, A. E., Bautista-Ortega, J., Cetina Alcalá, V. M., & Santillán Fernández, A. (2023). El efecto de los consorcios micorrícicos y el tipo de fertilización en la calidad de plántulas en un vivero del árbol Ramón (*Brosimum alicastrum* Swartz) en Campeche, México. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 24(3).
- Falcón Oconor, E., Cobas López, M., Bonilla Vichot, M., & Rodríguez Leyva, O. (2021). *Efecto del sustrato y la micorriza arbuscular en el sistema radical y estado nutricional de Swietenia mahagoni L. Jacq.* *Revista Cubana de Ciencias Forestales*, 9(3), 395-411.
- Flores, L. (2021). *Identificación y caracterización morfológica de la población de micorrizas arbusculares, en función a estado de desarrollo del Retrophyllum Rospigliosii (Pilg.) C.N. Page en el Bosque de Huamantanga, Jaén – Perú.* [Maestría, Universidad Nacional De Cajamarca].
- Frioni, L. (2006). Microbiología: básica, ambiental y agrícola (N° 631.461 FRI).
- García. (2018). *Micorrización controlada de plántulas del género Pinus en vivero y su incidencia sobre atributos del material y del comportamiento, Concepción-Chile.* [Doctorado en ciencias Forestales, Universidad de Concepción].
- Hidalgo, D. (2021). Efecto de sustrato orgánico en crecimiento de plantulas bolaina blanca (*Guazuma crinita*) y shaina (*Colubrina glandulosa* Perkins.) en fase de vivero. [Tesis de Pregrado, Universidad Nacional Agraria de la Selva, San Martín-Perú]. <https://ediciones.inca.edu.cu/index.php/ediciones/article/view/1664/pdf>
- Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. (2013). *Hongos estratégicos que ayudan en la reforestación* <https://intainforma.inta.gob.ar/hongos-beneficos-para-reforestar/>

- Invam. 2020. Trap Culture | INVAM *International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhiza Fungi* / West Virginia University. 2020.
- Melgarejo, R. (2017). *Producción de plántones de pino (Pinus radiata D. Don) con cuatro tipos de micorrización en el distrito de San Marcos, provincia de Huari, región Ancash*. [Tesis de pregrado, Universidad José Carlos Mariátegui, Moquegua].
- Mendonça, VMM, Pereira, MG, Silva, VDS, Júnior, AMF, Beutler, SJ y Silva, TP. (2021). *Caracterización y uso de sustratos compuestos de residuos orgánicos en la producción de plantillas de Colubrina glandulosa Perkins*. Floresta. 51 (2), 381-390.
- Milthorpe, M.; Moorby, R. (1982). Estudios realizados en porcentaje de germinación de *Colubrina glandulosa*. CATIE -128 p.
- Miranda Quispe, G. R. (2023). *Aplicación de micorriza comercial en dos tipos de siembra de pino (Pinus radiata D. Don) en condiciones de vivero municipal del distrito de Anta-Cusco*. [Tesis de pregrado, Universidad Nacional De San Antonio Abad, Cusco].
- Molina, R. y J.M. Trappe. (1982). Lack of mycorrhizal specificity by the ericaceous hosts *arbutus menziesii* and *arctostaphylos uv a-ursi*. *New Phytologist* 90(3): 495-509.
- Noda, Y. (2009). *Las Micorrizas: Una alternativa de fertilización ecológica en los pastos*. Pastos y forrajes, 32(2), 1-1.
- Oehl, F., G. Alves da Silva, B. T. Goto y E. Sieverding. (2011). Glomeromycota: three new genera and glomoid species reorganized. *Mycotaxon*, 116(1), 75-120.
- Pérez C, A., Espitia D, F., Núñez O, A., Y Jiménez Z, R. (2015). Diversidad de géneros de hongos formadores de micorrizas arbusculares asociados a pasto colosuaña (*Bothriochloa pertusa* (L) A. Camus) en suelos compactados y no compactados del municipio de San Marcos, Sucre-Colombia. *Revista Colombiana de Ciencia Animal-RECIA*,7(2), 185–190. <https://doi.org/10.24188/recia.v7.n2.2015.267>
- Pinargote, C. B., Apuntes, E. S., Romero, O. D., Navarrete, P. D., & Cando, M. G. (2020). Hongos de micorriza arbuscular presentes en *Ochroma pyramidale* (cav. Ex lam.) urb.(balsa) en Ecuador. *Journal of Science and Research*, 5(3), 71–84. <https://revistas.utb.edu.ec/index.php/sr/article/view/899>

- Pinto, T. T. (2013). *Morfoanatomia e fisiologia de sementes com dormência física de Colubrina glandulosa Perkins (Rhamnaceae) e Senna multijuga (Rich.) H. S. Irwin & Barneby (Caesalpinioideae - Fabaceae)*. 80 f. Dissertação [Mestrado em Biologia de Fungos, Algas e Plantas – Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis].
- Ramírez Gómez, M. M., Peñaranda Rolon, A. M., Pérez Moncada, U. A., & Serralde, D. P. (2018). Biofertilización con hongos formadores de micorrizas arbusculares (hfma) en especies forestales en vivero. *Biotecnología En el sector agropecuario y agroindustrial*, 16(2), 15–25. <https://doi.org/10.18684/bsaa.v16n2.1162>.
- Ruiz, P. O., Rojas, K. C., & Sieverding, E. (2011). La distribución geográfica de los hongos de micorriza arbuscular: una prioridad de investigación en la Amazonía peruana. *Espacio y Desarrollo*, (23), 47-63.
- Runco. (2018). *Biofertilización Con Microorganismos Eficientes Y Mezcla De Fósforo, Boro, Cobre Y Zinc En Plantones De Shaina (Colubrina Glandulosa Perkins)* [Tesis de pregrado. Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María – Perú].
- Salazar, K. (2020). *Efecto de la fertilización en el crecimiento de Colubrina glandulosa Perkins (shaina) establecido en suelo degradado en el Centro Poblado de Naranjillo*. [Tesis de pregrado. Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María – Perú].
- Sandoval Pineda, J. (2019). *Efecto de las comunidades locales de hongos formadores de micorrizas arbusculares y patrones de injertación en la fisiología de plántulas de cacao sometidas a estrés por cadmio y zinc*. Universidad Nacional de Colombia [Tesis de Mestría en Ciencias Agrarias, Colombia].
- Saparrat, M. C. N., Ruscitti, M. F., & Arango, M. C. (2020). Micorrizas arbusculares: Biología y aplicaciones en el sector agro-forestal.
- Schwarzott, D., C. Walker y A. Schüßler. (2001). Glomus, the largest genus of the arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales), is nonmonophyletic. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 21(2): 190-197.
- Silva, ACR, Camara, R., Pereira, MGG, Júnior, JQO, da Silva Santana, JE y Silva, EV (2020). *Producción De Plantillas de Colubrina glandulosa con diferentes inóculos micorrizales*. *Floresta*, 50 (4), 1731-1740.

- Smith, S. E. y D.J. Read. (2008). *Mycorrhizal Symbiosis*. Academic Press, New York. 2, p. 787.
- Solís-Ramos, L. Y., & Andrade-Torres, A. (2020). Hongos micorrízicos arbusculares en ecosistemas tropicales hacia su manejo. *Investigación y Tecnología Agrícola* 24(4), 152-5
- Sotolongo R, Geada G y Cobas M., (2019). Fomento Forestal. Félix Valera. https://www.researchgate.net/publication/313702992_Fomento_Forestal
- Tinoco. (2016). *Inoculación de plantones de Cordia alliodora Y Coffea arabica con Bradyrhizobium sp. y Bacillus sp. Cajamarca-Perú* [Tesis, Universidad Nacional De Cajamarca].
- Tropicos.org. (2022). *Missouri Botanical Garden*. St Louis. www.tropicos.org
- Vásquez M., R. (1997). *Flórula de las Reservas Biológicas de Iquitos Perú - Missouri Botanical Garden*. Vol. 63. USA. 1046 p.
- Windsor, H., & Dunne, K. (2002). *Árboles útiles de la Amazonia Peruana ecología y propagación de especies*. Madre de Dios. Edición Primera. https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1405-04712013000300003#t1
- Zúñiga-Orozco, A., Carrodegua-Gonzalez, A., & Solís-Ramos, L. Y. (2022). Micorrizas y rhizobios: un diálogo molecular con el huésped vegetal. *Cultivos Tropicales*, 43(2), 13-13.

CAPÍTULO VII

ANEXO

Anexo 1. Glosario de términos

Apoplasto radical. Este espacio extracelular localizado entre la membrana y la pared celular. El apoplasto abarca todo lo que está fuera de la membrana plasmática de las células vivas y consiste en las paredes celulares, los espacios extracelulares, la xilema, el floema y las traqueidas.

Arbúsculos. Estructura más importante de la simbiosis, porque es ahí donde ocurre el intercambio de nutrientes del hongo al huésped y viceversa.

Ascomicetos. División dentro del reino Fungi. Son hongos con micelio tabicado que producen ascosporas endógenas.

Biomasa. Resultado directo de la actividad fotosintética de los vegetales. · Residuos agrícolas: Son restos y sobrantes de cultivos.

Biotrofia. En botánica, fenómeno relativo al parásito biótrofo: que se nutre a expensas de las células vivas del hospedante.

Basidiomicetos. Clase de hongos con aparato vegetativo formado por hifas tabicadas o anastomosadas y caracterizadas por sus esporas de origen sexual en el exterior de las células madres, que reciben el nombre de basidios, y el de basidiósporas las esporas por ellas formadas.

Células corticales. Son células epidérmicas alargadas localizadas en la zona de maduración de la raíz que aumentan enormemente la superficie en contacto con el medio externo, y por tanto la capacidad de absorción.

Endodermis de la raíz. capa de células de la raíz, dispuestas de modo compacto, de aspecto parenquimático y se encuentra en la parte más interior del córtex, alrededor del tejido vascular.

Espora. Es uno de los medios reproductivos del hongo, al germinar producen una estructura denominada hifas.

Genotipo. es una clasificación del tipo de variante presente en una ubicación determinada (es decir, un locus) en el genoma. Puede representarse mediante símbolos.

Germinación epigea El hipocótilo, (porción comprendida entre la radícula y la plúmula) se alarga y eleva los cotiledones por encima de la superficie del suelo. Posteriormente, los cotiledones se transforman en órganos fotosintéticos actuando como si fueran hojas. Finalmente, tiene lugar el desarrollo del epicótilo, (situado por encima de los cotiledones) a partir de cual se van a desarrollar las primeras hojas verdaderas.

Glomalina. glicoproteína recalcitrante producida por los HMA, con elevada estabilidad, vida media entre seis y 42 años, lenta velocidad de degradación que depende del suelo de origen y se ha señalado que constituye el mayor componente de la materia orgánica del suelo.

Hifas. Penetran en la raíz y forman un apresorio en las capas más internas del parénquima cortical. La infección también puede ocurrir por hifas que recorren la superficie de las raíces.

Heliófilas efímeras. También llamadas gremio de regeneración, lo componen aquellas especies pioneras que colonizan los diferentes claros, son preferentemente grandes, presentan crecimiento rápido, ciclo de vida relativamente corto y se encuentran con mayor densidad en claros recientes.

Membrana celular. Doble capa lipídica con proteínas asociadas que rodea a la célula y a través de la cual se realiza el intercambio de sustancias y la transducción de señales.

Micobionte. El hongo que forma parte de un líquen se llama el micobionte, el alga o la cianobacteria se llama el fotobionte, ya que su función principal es la de realizar la fotosíntesis. También se utiliza el término “ficobionte” para referirse a las algas.

Micorrizas. Asociaciones simbióticas entre los hongos y las raíces de las plantas vasculares. El papel de las micorrizas es de vital importancia a lo largo de su periodo de crecimiento.

Micorriza comercial. Bioestimulante radicular que permite incrementar la productividad de las plantas y reducir el uso de fertilizantes, constituyéndose en una alternativa de producción más eficiente y amigable con el ambiente. Contiene esporas, micelio y propágulos (raicillas colonizadas, micelio libre y esporas), que facilitan el crecimiento y desarrollo de las plantas al establecer una simbiosis.

Micelio extraradical. El micelio está constituido por una masa de hifas y constituye el cuerpo vegetativo de un hongo. Dependiendo de su crecimiento se clasifican en reproductores (aéreos) o vegetativos.

Pared celular. Es una cubierta rígida que recubre la membrana plasmática de algunas células separándola del exterior.

Peso húmedo. El peso húmedo es el peso total de una muestra que incluye tanto la masa del material en sí como la cantidad de agua o humedad presente en él.

Peso seco. Peso alcanzado cuando ya no se cuenta con exceso o deficiencia de líquido en el cuerpo.

Rizomorfo. Agrupación densa de hifas que recuerda a raíces; facilita la capacidad conductora o invasora del hongo.

Simbiosis. Casos de mutualismos en que entre las dos especies asociadas existe una permanente e íntima relación anatómica y fisiológica que da origen a un todo orgánico.

Vesículas Ampolla llena de líquido o aire, donde reservan alimento, puede ser

intracelular o intercelularmente. Son estructuras de reserva de nutrientes del hongo.

viabilidad de semilla. La prueba de viabilidad consiste, básicamente, en hidratar la semilla para generar su actividad fisiológica (respiración). La función del tetrazolio permitirá que las células vivas se tiñan de un tono rojizo, lo cual indicará la capacidad potencial de germinación.

Anexo 2. Boleta de compra de micorriza comercial -consorcio CONAGRA



COTIZACION N° 001-0001853

Empresa : INGRID YASELI FALLA CUZCA

Telefono : 917255603

Atencion :

DNI / RUC : 70086827

Area / Cargo :

Fecha : 11/8/2022

Direccion : CALLE NICOLAS GUTIERREZ 750 SECTOR LAS ALMENDRAS JAEN JAEN

E-Mail :

ARTICULO	DESCRIPCION	PRESENTACION	CANTIDAD	PRECIO DE VENTA X UNID. S/.	PRECIO S/.	IGV 18.00%	PRECIO FINAL S/.
MYCO GROW	Es un complejo de endo y ecto micorrizas que generan con las raíces una asociación simbiótica para la captación de nutrientes y agua del sustrato o suelo. Las especies de micorrizas que contiene le dan un amplio espectro de acción sobre plantas como hortalizas, frutales, ornamentales, forestales, etc. □ Dosis: 20.0 Kg/Ha	ENVASE 1/2 KILO	4.00	33.900	135.60	24.41	160.01

160.01

CONDICIONES DE VENTA

Condición de Venta :

PAGO ADELANTADO

La Entrega se realizara dentro de las 48 horas de haber realizado el deposito o envio O/C.

Entrega en Provincias :

El Cliente escoge transporte y asume flete.

Entrega en Lima :

Transporta CONAGRA

NUMEROS DE CUENTAS CORRIENTES

Banco de Crédito: CTA. CTE SOLES (Credipago)

193-0223870-0-12

Banco de Crédito: CTA. CTE DOLARES

193-0224617-1-67

Banco de la Nación

00-068-018137

Razon Social : CONSORCIO AGROPECUARIO AMERICANO S.A.C.

RUC : 20100639654

Nota: cotizacion vigente hasta el 23 de Noviembre del 2022

E-mail: Informes@Conagra.com.pe

www.conagra.com.pe

Mza. B31C Lote 2 Urb. Las Casuarinas (Fundo San Pedro Alt KM 34.5 ANTI. PANA) - Lurin - Lima

Teléfonos: (01) 205-6960

Anexo 3. Ficha técnica de MYCOGROW



MYCOGROW

HOJA TECNICA

CARACTERÍSTICAS FÍSICO-QUÍMICAS

FABRICANTE: GROW MORE INC.
DISTRIBUIDOR
EXCLUSIVO EN EL PERU: CONSORCIO AGROPECUARIO AMERICANO S.A.C.
Calle s/n Fundo San Pedro Mz B31C - Lt 2 Urb. Las Casuarinas
- Lurín – Lima.

COMPOSICION:

ENDOMICORRIZA	ECTO MICORRIZAS
3 ESPECIES (6 ESPORAS/cc)	5 ESPECIES (21.150 esporas/cc)

Glomus intraradices
Glomus Aggregatum
Glomus Mosseae

Suillus granulatus
Pisolithus tinctorius
Rhizopogon rubesce
Scleroderma cepa
Scleroderma citrine

1.0% Ácido Húmico derivado de Leonardita

Ph Neutro

SOLUBILIDAD: Insoluble en agua

DENSIDAD: 1.1

GENERALIDADES:

- Mycogrow es eficiente a diferentes tipos de suelo, climas y plantas. □ Promueve la formación de raíces alimenticias
- Incrementar la absorción de nutrientes del suelo.
- Mejora el crecimiento y vigor de las plantas.
- Incrementa la tolerancia a la salinidad, estrés por agua, altas temperaturas, metales pesados, toxinas, acidez del suelo.
- Incrementa la resistencia a enfermedades de la raíz y nemátodos.
- Incentiva la reproducción de microorganismos benéficos del suelo.
- Ideal para la producción Orgánica y Convencional.

CONSORCIO AGROPECUARIO AMERICANO S.A.C.

Calle s/n Fundo San Pedro Mz B31C - Lt 2 Urb. Las Casuarinas - Lurín - Lima. Perú. ☎: (01) 205-6960
www.conagra.com.pe / E-mail: informes@conagra.com.pe



INDICACIONES DE USO:

Las inoculaciones con Myco Grow pueden realizarse incorporando al suelo o mezclándolo con el sustrato. Se puede aplicar en bandas bajo la semilla o incorporándolo dentro de las camas donde se colocará las semillas.

En trasplante a campo definitivo se puede aplicar sobre las raíces antes de la siembra. Es importante que las esporas contenidas en el producto estén en contacto con las raíces para tener éxito en la germinación.

VIVERO: Mycogrow debe ser mezclado con el sustrato que se va a emplear para el llenado de macetas, bandejas, camas almacigueras, bolsas, etc. Emplear 6.0Kg/m³ de sustrato. MYCOGROW es dispersable en agua y puede ser humedecido en el suelo cerca de la zona radicular.

AGRICULTURA: Incorporar o aperjar antes de la siembra 40Kg/Ha. En aplicaciones en bandas o cerca de la zona de siembra emplear dosis de 20Kg/Ha. Como mezcla combinada emplear de 0.6 a 2.5Kg/m³ de suelo, dependiendo del cultivo.

SEMILLAS: En aplicaciones directamente a la semilla emplear 1.5Kg/Ha.

ESTACAS: Aplicar 2.5gramos debajo del corte de la estaca.

TRANSPLANTE: Aplicar de 2 a 10 gramos/planta dependiendo del tamaño de la planta.

CESPED O GRASS: Aplicar durante la instalación o aireación 1Kg/100m²

CONSORCIO AGROPECUARIO AMERICANO S.A.C. garantiza que las propiedades descritas en estas hojas técnicas del Producto MYCOGROW, corresponden a las descritas por su fabricante.



CARLOS ALFREDO
PEREZ CHAMILCO
INGENIERO AGRONOMO
Reg. CIP N° 176347

**Dpto. Promoción e Investigación
CONAGRA S.A.C**

CONSORCIO AGROPECUARIO AMERICANO S.A.C.

Calle s/n Fundo San Pedro Mz B31C - Lt 2 Urb. Las Casuarinas - Lurín - Lima. Perú. ☎: (01) 205-6960
www.conagra.com.pe / E-mail: informes@conagra.com.pe

Anexo 4. Base de datos del inventario

Medición inicial de altura T1 (5 g)

Fecha		20-Feb-23			
Tratamiento	N° planta	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T1	1	3.3	2.5	3	3.5
	2	3.5	3	2.8	3.2
	3	3	3.5	4.5	3
	4	3.2	3	2.3	3.5
	5	3.5	3.3	3.6	3.5
	6	3	2.8	3	4
	7	3.7	3	3.5	3.6
	8	3.6	3.6	3.6	3.3
	9	3.8	4	3.9	4
	10	3.3	3.5	3.5	3.5
	11	2.8	4.5	3.5	3.4
	12	2.9	3.5	4.2	3.5
Promedio		3.30	3.35	3.45	3.5

Medición inicial de altura T2 (10 g)

Fecha		20-Feb-23			
Tratamiento	N° planta	Repeticiones			
		T2-1	T2-2	T2-3	T2-4
T2	1	4.6	4.4	3.5	3
	2	3.5	3.5	3	3.5
	3	3	3	3.1	3
	4	3.5	4.5	3.2	2.8
	5	3.6	2.5	3.5	3
	6	4.5	2.6	3.8	3.2
	7	5.3	3.5	3.4	3.3
	8	3.4	3	3.3	3.2
	9	3.5	3.5	3.6	2.8
	10	3.4	3	4	3.2
	11	3.5	3	3.5	2.5
	12	3.8	3	3	3.4
Promedio		3.80	3.29	3.41	3.08

Medición inicial de altura T3 (15 g)

Fecha		20-Feb-23			
Tratamiento	N° planta	Repeticiones			
		T3-1	T3-2	T3-3	T3-4
T3	1	3.5	3	3.5	4.5
	2	3.5	3	3.4	3.5
	3	3.4	4.2	3.6	3.2
	4	2.5	3	3.5	3.5
	5	4.3	3.5	3	3
	6	3	3	3.2	4.5
	7	3.7	3.2	3.8	3
	8	3.2	3.4	3.5	3.5
	9	3.5	3.6	3.4	3.6
	10	5.5	3	3	3.2
	11	4.5	5.6	3.5	3
	12	3.2	4.2	3.2	3.3
Promedio		3.65	3.56	3.38	3.48

Medición inicial de altura T4 (Testigo)

Fecha		20-Feb-23			
Tratamiento	N° planta	Repeticiones			
		T4-1	T4-2	T4-3	T4-4
T4	1	3.5	3.5	3.4	3.2
	2	3	3	4.2	6.4
	3	3.4	4	4	3
	4	3	4.2	3.3	3.5
	5	3.5	4	3.2	3.2
	6	3.8	3	4.5	3
	7	3.4	3.6	4.6	3.2
	8	2.8	3.5	3	3.4
	9	4	3.6	4.5	3.5
	10	4.2	4	5	3
	11	3	4.5	3.3	3.2
	12	3.2	4	6.5	3.6
Promedio		3.4	3.74	4.13	3.52

2da Medición de altura T1 (5 g)

Fecha		20-Mar-23			
Tratamiento	N°Planta	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T1 5g	1	6.2	5.5	5	5.5
	2	6.7	5	6.8	6
	3	6	5.5	7.5	5.7
	4	6.2	6	4	5.5
	5	5.5	5.3	7.4	6.5
	6	6	5.8	6	6.5
	7	6.7	6	5.5	7
	8	6.6	6.6	7.3	6.5
	9	6.3	7	7.6	7
	10	5	6.5	5.8	6
	11	5.9	7.5	5.8	4.5
	12	5.2	6.5	6.3	5.5
Promedio		6.03	6.10	6.25	6.02

2da Medición de altura T2 (10 g)

Fecha		20-Mar-23			
Tratamiento	N°Planta	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T2 10g	1	8	7.3	6.5	6
	2	7	6.5	6.2	6.5
	3	6	5	6.1	4.5
	4	5.5	7	6.2	5
	5	6.6	4.5	5.5	6
	6	7.2	4.8	5.8	4.3
	7	5.9	5.5	6.3	6.2
	8	5.4	4.5	6.3	5.4
	9	6.5	6.6	5.6	4
	10	6.4	5	7.3	6.4
	11	5.5	5.6	6.5	6.5
	12	6.8	6.5	6	7
Promedio		6.40	5.73	6.19	5.65

Medición de altura T3 (15 g)

Fecha		20-Mar-23			
Tratamiento	N° Planta	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T3 15g	1	6.5	6	6.5	9
	2	4.5	6	5.5	6.2
	3	5.5	7.2	7	5.5
	4	5.5	5	6.5	6.5
	5	7	5.5	6	6
	6	6	5	6.2	7
	7	6	6	6.8	6.8
	8	6	5.4	8	7.2
	9	6	7.6	6.4	7.5
	10	6	6	6	5.6
	11	6	5.6	7	6.2
	12	6	7	6	6.3
	Promed	5.92	6.03	6.49	6.65

2da Medición de altura T4 (Testigo)

Fecha		20-Mar-23			
Tratamiento	N°Planta	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T4 Testigo	1	6.7	5.5	5.4	6.2
	2	6	6.5	6.4	6.4
	3	7	7	5.8	6
	4	6	7.2	6.6	6.5
	5	5.8	7	6.5	6.1
	6	5.9	6	7	6.4
	7	6.5	5.9	6.6	5.3
	8	6.5	7.5	6.3	6.2
	9	7.1	6.6	7.3	6.4
	10	7	7	7	4.7
	11	6.5	7.5	6.3	5.3
	12	6.2	7	6.5	5.8
	Promed	6.43	6.73	6.48	5.94

Tercera medición de altura T1 (5 g)

Fecha		20-Abr-23			
Tratamiento	N°Plantas	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T1 5g	1	9.8	9	13	12
	2	14.5	14	12	11
	3	11	13	12	10
	4	12	11	12.5	9
	5	13	13	9	11
	6	9	10	8.5	12
	7	8	12	10	11
	8	11	9	11	13.5
	9	13	12.4	11.5	14
	10	10	11	12	12.6
	11	13	13	9	11
	12	11	12	10	12
	Promedio	11.28	11.62	10.88	11.59

Tercera medición de altura T1 (10 g)

Fecha		20-Abr-23			
Tratamiento	N°Plantas	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T2 10g	1	10.4	11	12	12.5
	2	11.9	12	12	11.4
	3	9	8.5	11	12
	4	7	9	12.5	9
	5	8.5	10.5	10.8	13
	6	8	11	11	12
	7	8.6	9	12.5	11.5
	8	13	12	12.5	11
	9	12.5	11.7	12	12.5
	10	12	12	11	11
	11	11	12	10.9	12.5
	12	10	11	10	11
	Promedio	10.16	10.81	11.52	11.62

Cuarta medición de altura T1 (5 g)

Fecha		20-May-23			
Tratamiento	N°Plantas	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T1	1	22	23	24	22
	2	23	24	22	25
	3	16	20	23	24
	4	15	24	25	24
	5	20	21	23	23
	6	21	22	25	23
	7	25	25	23	24
	8	15	23	25	25
	9	25	24	25	23
	10	24	25	24	24
	11	24	24	22	23
	12	22	25	21	25
	Promedio	21.00	23.33	23.50	23.75

Cuarta medición de altura T2 (10 g)

Fecha		20-May-23			
Tratamiento	N°Plantas	REPITICIONES			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T2	1	23	23	24	24
	2	22	22	25	23
	3	25	25	24	20
	4	23	25	15	19
	5	20	22	18	24
	6	25	12	24	21
	7	22	25	19	24
	8	23	25	25	24
	9	24	23	24	22
	10	25	20	22	22
	11	25	23	22	23
	12	24	25	23	24
	Promedio	23.42	22.50	22.08	22.50

Cuarta medición de altura T3 (15 g)

Fecha		20-May-23			
Tratamiento	N°Plantas	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T3	1	22	22	24	23
	2	25	23	25	24
	3	24	24	25	24
	4	19	23	23	25
	5	18	25	25	25
	6	24	22	23	25
	7	16	24	23	25
	8	21	23	25	23
	9	22	22	25	23
	10	22	23	24	25
	11	23	25	23	25
	12	22	25	25	22
Promedio		21.50	23.42	24.17	24.08

Cuarta medición de altura T4 (testigo)

Fecha		20-May-23			
Tratamiento	N°Plantas	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T4	1	22	22	24	12
	2	20	22	24	24
	3	16	18	23	15
	4	21	25	14	24
	5	20	20	23	17
	6	22	23	24	25
	7	16	22	16	23
	8	20	24	24	19
	9	18	16	22	15
	10	20	23	23	15
	11	22	24	20	24
	12	22	20	25	20
Promedio		19.92	21.58	21.83	19.42

Quinta medición de altura T1 (5 g)

Fecha		20-Jun-23			
Tratamiento	N°Plantas	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T1	1	24	24	25	24
	2	22	24	22	25
	3	18	22	23	24
	4	16	24	25	24
	5	22	21	25	23
	6	21	22	25	23
	7	25	25	22	24
	8	18	25	25	25
	9	24	24	25	24
	10	24	25	24	24
	11	24	25	23	23
	12	23	25	24	25
Promedio		21.75	23.83	24.00	24.00

Quinta medición de altura T2 (10 g)

Fecha		20-Jun-23			
Tratamiento	N°Plantas	REPETICIONES			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T2	1	24	23	24	24
	2	24	22	25	23
	3	25	25	24	20
	4	23	25	18	23
	5	22	22	21	24
	6	25	14	24	23
	7	22	25	19	24
	8	23	25	25	24
	9	24	23	24	22
	10	25	20	22	22
	11	25	23	22	23
	12	24	25	24	24
Promedio		23.83	22.67	22.67	23.00

Quinta medición de altura T3 (15 g)

Fecha		20-Jun-23			
Tratamiento	N°Plantas	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T3	1	25	25.63	25.09	25.06
	2	25.06	25	25	25
	3	24.88	24.88	25	25
	4	25.09	25	25	25.05
	5	25	25	25.7	25
	6	24.99	23	24.99	25
	7	24.88	24.09	25.8	25.07
	8	25.08	25	25	25
	9	25	25	25.04	24.87
	10	25.06	25.23	25	25.02
	11	24.98	25	25.06	25
	12	25.23	25.55	25.09	25.09
Promedio		25.02	24.87	25.15	25.01

Quinta medición de altura T4 (testigo)

Fecha		20-Jun-23			
Tratamiento	N°Plantas	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T4	1	23	22.06	24	14
	2	20	22	24.09	24
	3	18	23	23	18
	4	21	25	17	24
	5	20.66	20.23	23	21
	6	22	23	24	25
	7	22.88	22	21	23
	8	20	24.23	25	22
	9	21	19.55	22	23
	10	20.09	23	23	23
	11	22	24	23	24
	12	22	20	25	20
Promedio		21.05	22.34	22.84	21.75

Medición inicial de diámetro T1 (5g)

Fecha	20-Feb-23				
Tratamiento	N° planta	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T1	1	1.2	1	1.1	1
	2	1	1	1	1
	3	1.1	1	1	1
	4	1	1	1	1.2
	5	1	1	1.1	1
	6	1.2	1	1.1	1
	7	1.1	1.1	1.1	1.3
	8	1	1.1	1	1
	9	1.3	1.2	1.1	1.2
	10	1.1	1.2	1.2	1.3
	11	1	1	1.2	1
	12	1	1	1	1
Promedio	1.08	1.05	1.08	1.08	

Medición inicial de diámetro T2 (10g)

Fecha	20-Feb-23				
Tratamiento	N° planta	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T2	1	1	1.1	1.1	1.1
	2	1	1	1.2	1.2
	3	1	1	1	1
	4	1.1	1	1.3	1
	5	1.1	1	1.2	1
	6	1	1	1	1
	7	1	1	1	1.2
	8	1	1.2	1	1
	9	1	1.1	1	1
	10	1	1	1	1.2
	11	1	1	1	1.2
	12	1	1.1	1	1
Promedio	1.02	1.04	1.07	1.08	

Medición inicial de diámetro T3 (15g)

Fecha	20-Feb-23				
Tratamiento	N° planta	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T3	1	1.1	1.2	1	1.1
	2	1	1.2	1	1
	3	1	1.2	1	1.2
	4	1	1	1	1.2
	5	1	1	1	1.2
	6	1	1.2	1	1
	7	1.2	1.1	1.2	1.2
	8	1	1	1.1	1
	9	1	1	1	1
	10	1	1	1	1.2
	11	1	1	1	1.2
	12	1	1	1.1	1
Promedio	1.03	1.08	1.03	1.11	

Medición inicial de diámetro T4 (Testigo)

Fecha	20-Feb-23				
Tratamiento	N° planta	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T4	1	1.2	1.3	1.1	1.1
	2	1.2	1.2	1.2	1
	3	1.1	1	1.2	1
	4	1.2	1	1	1
	5	1	1	1	1
	6	1	1.1	1	1
	7	1.2	1	1	1
	8	1.1	1	1	1.1
	9	1	1	1	1.1
	10	1	1.1	1	1.1
	11	1	1.1	1	1.2
	12	1	1	1	1
Promedio	1.08	1.07	1.04	1.05	

2da Medición de diámetro T1 (5g)

Fecha	20-Mar-23				
Tratamiento	N°Planta	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T1 5g	1	1.3	1.1	1.3	1.1
	2	1.1	1.1	1.2	1.1
	3	1.1	1	1.2	1.1
	4	1.2	1	1.1	1.1
	5	1	1.1	1.2	1
	6	1.1	1.1	1.2	1
	7	1.4	1	1.2	1.3
	8	1.2	1.2	1.2	1.2
	9	1.2	1.2	1.3	1
	10	1.3	1.2	1.3	1.3
	11	1.3	1.3	1.3	1.3
	12	1	1.3	1.3	1.2
Promedio	1.18	1.13	1.23	1.14	

2da Medición de diámetro T2 (10g)

Fecha	20-Mar-23				
Tratamiento	N°Planta	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T2	1	1.4	1.3	1.4	1.4
	2	1.2	1.2	1	1.3
	3	1.4	1.1	1.6	1
	4	1.4	1.1	1.3	1.2
	5	1.3	1.3	1.3	1.2
	6	1.2	1.3	1.7	1.1
	7	1.1	1.2	1.3	1.1
	8	1.3	1.2	1.3	1.1
	9	1.3	1.2	1.4	1
	10	1.2	1.7	1.2	1.4
	11	1.3	1.1	1.1	1.3
	12	1.4	1.1	1.2	1.3
Promedio	1.29	1.23	1.32	1.20	

2da Medición de diámetro T3 (15 g)

Fecha	20-Mar-23				
Tratamiento	N°Planta	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T3	1	1	1.3	1.1	1.4
	2	1	1.3	1.1	1.2
	3	1.2	1.2	1	1.4
	4	1.1	1.2	1.4	1.4
	5	1	1.3	1.3	1.3
	6	1.5	1.2	1.2	1.3
	7	1.3	1.2	1.2	1.2
	8	1.2	1.1	1.4	1.4
	9	1	1.1	1	1.2
	10	1.1	1	1.1	1.3
	11	1.1	1.1	1.2	1.3
	12	1.1	1	1.1	1.2
Promedio		1.13	1.17	1.18	1.30

2da Medición de diámetro T4 (Testigo)

Fecha	20-Mar-23				
Tratamiento	N°Planta	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T4	1	1.4	1.6	1.3	1
	2	1.5	1.3	1.4	1.8
	3	1.3	1.3	1.2	1.4
	4	1.3	1.3	1.1	1
	5	1.2	1.3	1	1.3
	6	1.2	1.4	1.1	1.3
	7	1.5	1.4	1.1	1.3
	8	1.2	1.4	1.1	1.1
	9	1.3	1.2	1	1.1
	10	1.3	1.2	1.1	1.3
	11	1.2	1.2	1.2	1.2
	12	1.2	1.2	1.3	1.2
Promedio		1.30	1.32	1.16	1.25

Tercera medición de diámetro T1 (5 g)

Fecha	20-Abr-23				
Tratamiento	N°Planta	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T1	1	2	3	4	4.51
	2	3.53	4.33	3	3.32
	3	3.66	3.16	2.5	3.41
	4	3	4.21	2	2.45
	5	4.22	2.69	3	3.15
	6	2.78	3	4.12	4.1
	7	3	3.5	3.7	3.81
	8	4.22	4	4.5	4
	9	3.45	2.5	2.13	3.12
	10	4	4.8	3.5	4
	11	3.55	3	3.15	3
	12	3.45	2.51	3.26	2.43
Promedio		3.45	2.51	3.26	3.44

Tercera medición de diámetro T2 (10 g)

Fecha	20-Abr-23				
Tratamiento	N°Planta	Repeticiones			
		T2-1	T2-2	T2-3	T2-4
T2	1	2.78	2	3	3.12
	2	3	2.5	2	2.22
	3	3.7	1.8	1.5	3
	4	3	2	3	2
	5	2.87	2.67	2.6	3
	6	2.4	3	2.1	3.66
	7	3	3.5	3.5	2.88
	8	3.56	3.76	3.55	2
	9	2	3.86	2.2	3.45
	10	3.4	3.45	2.3	3.56
	11	2.88	3.66	3	3
	12	3.5	3.55	2.68	2.02
Promedio		3.01	2.98	2.62	2.83

Tercera medición de diámetro T3 (15 g)

Fecha	20-Abr-23				
Tratamiento	N°Planta	Repeticiones			
		T3-1	T3-2	T3-3	T3-4
T3	1	3	4	4	3
	2	2.5	3	4.05	3
	3	3	4	4	3.87
	4	2.22	4.56	4.56	4
	5	3.61	4.88	4.78	3.55
	6	2.56	4.98	5	3
	7	3.45	5.66	4.38	4.87
	8	4.89	3.98	5.12	4
	9	5	5	4.78	4.55
	10	5.11	5.06	4.33	4.87
	11	3.45	4.76	4.55	5
	12	4.46	4	4	4.12
Promedio		3.60	4.45	4.46	3.99

Tercera medición de diámetro T4 (testigo)

Fecha	20-Abr-23				
Tratamiento	N°Planta	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T4	1	2.13	3	3	3
	2	2.33	2.5	2	2
	3	2	2	2	2.5
	4	2.54	3	3.9	2
	5	3	3	3.43	3
	6	2	2	3	2.5
	7	2.09	3.03	2	2.2
	8	3.53	3	2	3.5
	9	3	2	2.16	3
	10	2.31	2.9	2	2
	11	3.55	2	2.33	2.4
	12	3	2.1	2.3	2
Promedio		2.62	2.54	2.51	2.51

Cuarta medición de diámetro T1 (5 g)

Fecha		20-May-23			
Tratamiento	N° Plantas	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T1	1	2.81	3.45	4.65	5
	2	4	4.78	4	4.88
	3	4.02	3.87	3	4
	4	3.08	4.67	3.4	3
	5	4.98	3.09	4.76	4
	6	3	3.98	4	5
	7	4.76	3.7	5	5
	8	4.65	3.65	3.65	4
	9	4	3	3	3
	10	4.24	5	4	3.55
	11	4.11	3.76	4	4.01
	12	3.63	3.79	4	4.11
Promedio		3.94	3.90	3.96	4.13

Cuarta medición de diámetro T2 (10 g)

Fecha		20-May-23			
Tratamiento	N° Plantas	Repeticiones			
		T1-1	T2-2	T2-3	T1-4
T2	1	4	3.12	4	4.55
	2	4	3.69	4	3.33
	3	4	2.24	2.74	4
	4	4.23	3.51	3.93	3.33
	5	4	2.89	4	4.65
	6	3.9	4.06	4	4
	7	4	3.43	5	3.67
	8	4	3.19	4.65	4.12
	9	3.65	5	4	4.77
	10	4.55	4	4.24	5
	11	4.66	4.65	3.98	3.5
	12	4.89	4.83	3.55	3.23
Promedio		4.157	3.718	4.008	4.013

Cuarta medición de diámetro T3 (15 g)

Fecha		20-May-23			
Tratamiento	N° Plantas	Repeticiones			
		T1-1	T3-2	T3-3	T1-4
T3	1	3.01	4.89	5.01	4.64
	2	3.68	3.61	4.07	4.83
	3	4	4.06	4.17	4.98
	4	4	5.11	5	4.77
	5	2.82	5	5	4.24
	6	4	5	5.11	4.66
	7	4	5	5	5
	8	4	4.12	5.55	5.14
	9	5.07	5.23	5	5.9
	10	5	5.33	5	5
	11	5	5	5	5
	12	5	4.09	4.34	5
Promedio		4.13	4.70	4.85	4.93

Cuarta medición de diámetro T4 (testigo)

Fecha		20-May-23			
Tratamiento	N° Plantas	Repeticiones			
		T4-1	T4-2	T4-3	T4-4
T4	1	2.79	4.76	4	3.13
	2	2.97	4	3	3.32
	3	2.63	3.49	3	4.11
	4	2.79	4.02	4.55	4.1
	5	4	4	3.76	3
	6	3.88	4	3	3
	7	4	3.77	4	2.2
	8	4	3.67	3	4
	9	3	3	4	4
	10	4	4.77	4.01	3
	11	4	4.68	5	3
	12	4.01	4	4.3	4
Promedio		3.506	4.013	3.802	3.405

Quinta medición de diámetro T1 (5 g)

Fecha		20-Jun-23			
Tratamiento	N° Plantas	Repeticiones			
		T1-1	T1-2	T1-3	T1-4
T1	1	3.81	3.95	4.65	5
	2	4.09	4.78	4	4.88
	3	4.02	3.87	3.66	4.66
	4	3.08	4.67	3.4	3
	5	4.98	3.09	4.76	4
	6	3.68	3.98	4.45	5
	7	4.76	4.88	5	5
	8	4.65	3.65	3.65	4.6
	9	4.6	3.44	3	3
	10	4.24	5	4	3.55
	11	4.11	3.76	4.34	4.25
	12	3.63	3.79	4	4.33
Promedio		4.14	4.07	4.08	4.27

Quinta medición de diámetro T2 (10 g)

Fecha		20-Jun-23			
Tratamiento	N° Plantas	Repeticiones			
		T1-1	T2-2	T2-3	T1-4
T2	1	5	5	4.67	4.55
	2	4	4.23	4	4
	3	4.89	5	4.8	4
	4	4.23	4.45	5	5
	5	4.55	4	4.55	4.65
	6	4	4.06	4	4
	7	4.56	3.43	5	4
	8	4	4.16	4.65	4.12
	9	4.16	5	4	4.77
	10	4.55	4	5	5
	11	4.66	4.65	5	5
	12	5	4.83	4.88	5
Promedio		4.47	4.40	4.63	4.51

Quinta medición de diámetro T3 (15 g)

Fecha		20-Jun-23			
Tratamiento	N° Plantas	Repeticiones			
		T1-1	T3-2	T3-3	T1-4
T3	1	5	4.89	5.14	5.01
	2	5	4.66	4.88	4.83
	3	4.77	4.98	4.17	5
	4	4.99	5.11	5	5
	5	4.85	5	5	4.24
	6	4.97	5	5.11	4.66
	7	4.88	5	5	5.13
	8	5	5.1	5.66	5.14
	9	5.07	5.23	5	5.9
	10	5	5.33	5	5.01
	11	5.07	5	5	5.19
	12	5	4.69	5.11	5
Promedio		4.97	5.00	5.01	5.01

Quinta medición de diámetro T4 (testigo)

Fecha		20-Jun-23			
Tratamiento	N° Plantas	Repeticiones			
		T4-1	T4-2	T4-3	T4-4
T4	1	2.79	4.76	4	4.13
	2	3.97	4.09	3	3.32
	3	2.63	3.49	5	4.11
	4	3.79	4.02	4.55	4.1
	5	4.7	4	3.76	3.98
	6	3.88	4	3.56	4.66
	7	4	3.77	4.77	3.34
	8	4.65	4.55	3	4
	9	3	3.05	4	4.33
	10	4	4.77	4.01	3.88
	11	4	4.68	5	4.01
	12	4.01	4	4.3	4
Promedio		3.785	4.098	4.079	3.988

Anexo 5 Producción de biomasa y longitud de Raíz

Tratamiento	Repetición	Altura(cm)	Longitud raíz	N° Hojas	Peso Fresco		Peso seco	
					Biomasa aerea(g)	Biomasa Raíz(g)	Biomasa Aerea(g)	Biomasa Raíz(g)
T1 (5g)	T1-2	22	24.00	12	4.11	0.91	0.89	0.51
	T1-2	23	17.50	11	4.88	1.02	0.77	0.37
	T1-3	24	18.00	10	4.34	0.92	0.92	0.50
	T1-4	25	23.00	11	6.28	1.05	1.44	0.41
	T1-5	20	19.30	11	7.23	1.15	1.09	0.32
	T1-3	25	18.50	12	5.98	1.12	1.31	0.42

Tratamiento	Repetición	Altura(cm)	Longitud raíz	N° Hojas	Peso Fresco		Peso seco	
					Biomasa aerea(g)	Biomasa Raíz(g)	Biomasa Aerea(g)	Biomasa Raíz(g)
T2 (10g)	T2-2	22	23.50	11	5.96	0.52	1.03	0.25
	T2-2	23.5	14.50	11	4.85	0.71	1.33	0.28
	T2-1	18	21.50	10	4.68	1.74	0.85	0.26
	T2-3	22	22.50	10	2.55	1.35	0.77	0.14
	T2-4	20	20.20	8	5.11	2.29	0.98	0.88
	T2-4	21	21.00	8	5.24	1.36	1.37	0.50

Tratamiento	Repetición	Altura(cm)	Longitud de Raíz	N° De Hojas	Peso Fresco		Peso Seco	
					Biomasa aerea(g)	Biomasa Raíz(g)	Biomasa aerea(g)	Biomasa Raíz(g)
T3 (15g)	T3-4	24	24.00	14	6.03	0.70	1.53	0.29
	T3-3	23	22.00	12	6.08	1.85	1.25	0.31
	T3-4	22	21.00	14	5.83	1.70	1.69	0.47
	T3-3	25	24.00	12	5.55	1.26	1.10	0.38
	T3-1	25	23.00	12	5.13	1.35	1.00	0.57
	T3-1	24	26.00	11	3.00	1.60	0.73	0.41

Tratamiento	Repetición	Altura(cm)	Longitud de Raíz	N° De Hojas	Peso Fresco		Peso Seco	
					Biomasa aerea(g)	Biomasa Raíz(g)	Biomasa aerea(g)	Biomasa Raíz(g)
T4(Sin micorriza)	T4-1	23	17.50	14	6.61	0.82	1.70	0.35
	T4-2	23	17.30	12	3.31	1.18	0.77	0.61
	T4-4	24	19.00	13	5.38	1.40	1.49	0.29
	T4-4	21	22.20	13	5.19	1.76	1.28	0.49
	T4-3	22	19.00	12	4.33	1.56	0.47	0.28
	T4-3	18	16.00	11	3.35	0.96	0.57	0.12

Anexo 6 Panel Fotográfico



Foto 1. Remojo de semillas de shaina



Foto 2. Desinfección de arena con Risolex



Foto 3 y 4. Siembra de semillas y germinación en cama de almacigo



Foto 5. Germinación de shaina



Foto 6. Peso de Mycogrow por tratamiento



Foto 7 y 8. Llenado de bolsas e inoculación por tratamiento



Foto 9. Desinfección de sustrato

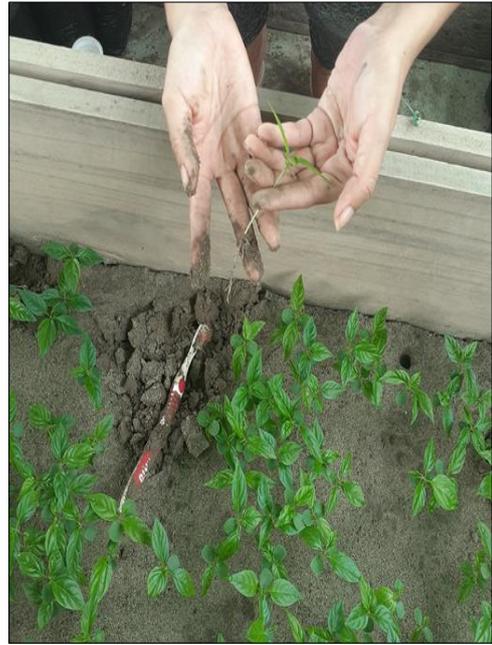


Foto 9. Selección de Plántulas para repique



Foto 10 y 11. Repique de plántulas de shaina



Foto 12 y 13. Distribución de plántones por repetición y tratamiento



Foto 14. Control de crecimiento



Foto 15. Riego de plántones



Foto 16 y 17. Plantones del T3 Y T2 respectivamente



Foto 18. Plantón T4 (Testigo)



Foto 19. Clarificación de raíces



Foto 20. Inmersión con (KOH) al 10 % y Agua Oxigenada (H₂O₂) al 10 %,

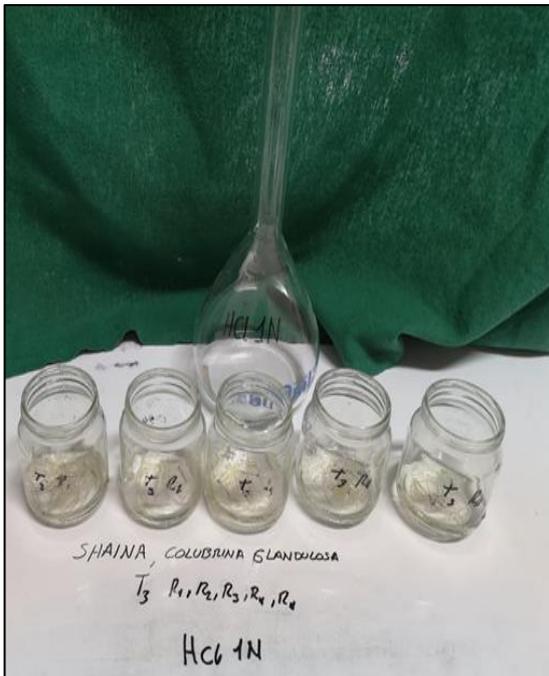


Foto 21. acidificación con una solución de Ácido Clorhídrico (HCl) al 1 N

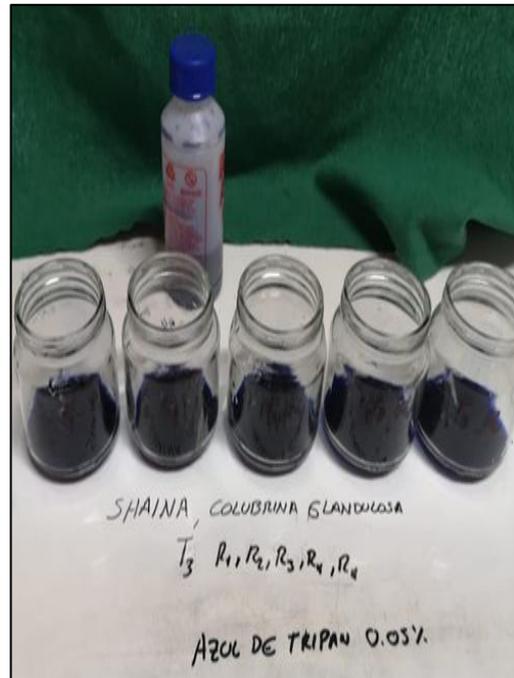


Foto 22. Raíces de shaina sumergidas con colorante Azul de Tripán al 0.05 %

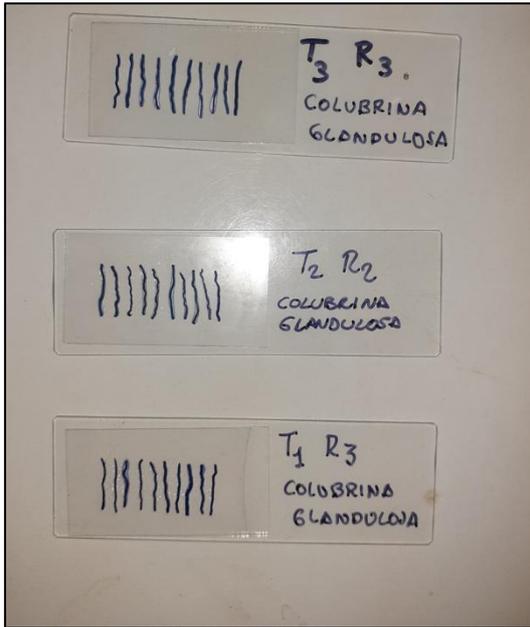


Foto 23. Raicillas listas para ser observadas en el microscopio



Foto 24. Peso de 100g de suelo por tratamiento

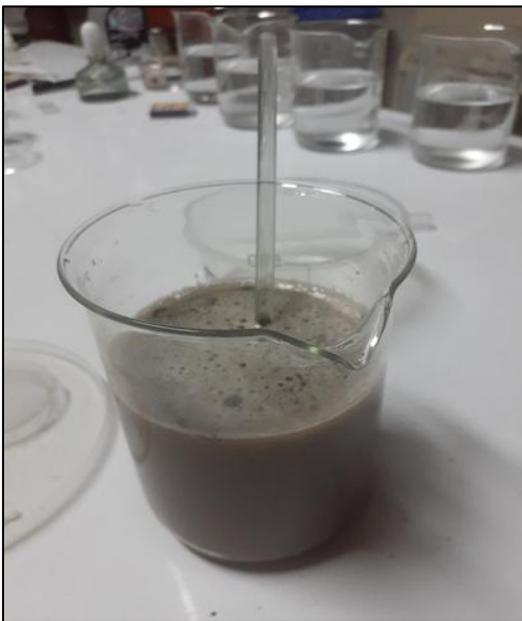


Foto 25. Preparando suelo para el tamizaje agitando con 400 ml de agua destilada



Foto 26. filtro a través de un juego tamices de 4000, 500, 250, 125 y 63 μ m



Foto 27. Secado en caja Petri y peso de 1g de suelo



Foto 28. Centrifugación y colocación de muestra de suelo en papel filtro



Foto 29. Empaquetado de muestras de raíces y parte aérea de shaina



Foto 30. Secado de muestras para biomasa en estufa a 75 °C