UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMIA

RESPUESTA A LA INOCULACIÓN CON HONGOS MICORRIZICOS (nativo y comercial) EN LA COMPATIBILIDAD DE COBERTURAS (*Crotalaria juncea* L.) Y (*Canavalia ensiformis* L.) SOBRE SU COMPORTAMIENTO EN UN ULTISOL DE PUCALLPA – UCAYALI.

Tesis para optar el título de profesional de

INGENIERO AGRÓNOMO

TULIO MANUEL VÁSQUEZ RUIZ

Pucallpa, Perú

2024

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA

ANEXO 4

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TRABAJO DE INVESTIGACIÓN O TESIS

Los Miembros del Jurado que suscriben, reunidos para estudiar y escuchar la sustentación de la tesis, presentado por **Tulio Manuel Vásquez Ruíz,** denominada: **"Respuesta a la inoculación con hongos micorrizicos (Nativo y comercial) en la compatibilidad de coberturas (*Crotalara juncea* L.) y (*Canavalia ensiformis* L.) sobre su comportamiento en un ultisol de Pucallpa - Ucayali"** para cumplir con el requisito de **TÍTULO PROFESIONAL.**

Teniendo en consideración los méritos del referido trabajo, así como los conocimientos demostrados por el sustentante lo declaramos: ..APROBADO U.. con el calificativo (*) ..18..

En consecuencia, queda en condición de ser considerado Apto por el Consejo Universitario y recibir el: Título de **INGENIERO AGRÓNOMO**, de conformidad con lo estipulado en Art. 10 del reglamento general de grados académicos, título profesional y título de segunda especialidad profesional de la Universidad Nacional de Ucayali.

Pucallpa, ..13.. de ..DICIEMBRE.. de 2024.

M. Sc. Luis Alberto Díaz Sandoval Presidente	Dr. Roger Brayan Braga Sandoval Primer Miembro
M. Sc. Silvia Paola Llapapasca García Segundo Miembro	Dr. Glendy Sánchez Sunción Asesor

(*) De acuerdo con el Art. 21 del Reglamento de Grados y Títulos de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Nacional de Ucayali, éstas deberán ser calificadas con términos de Sobresaliente, Aprobado por Unanimidad, Aprobado por Mayoría y Desaprobado.

Esta tesis fue aprobada por el Jurado Evaluador de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Nacional de Ucayali, como requisito para optar el Título de Ingeniero Agrónomo.

M. Sc. Luis Alberto Díaz Sandoval .....
PRESIDENTE

Dr. Roger Brayan Braga Sandoval .....
PRIMER MIEMBRO

M. Sc. Silvia Paola Llapapasca García .....
SEGUNDO MIEMBRO

Dr. Glendy Sánchez Sunción .....
ASESOR

Bach. Tulio Manuel Vásquez Ruíz .....
TESISTA

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI

DIRECCIÓN DE PRODUCCIÓN INTELECTUAL

CONSTANCIA

ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE INVESTIGACIÓN

Nº **V/0625-2024.**

La Dirección de Producción Intelectual de la Universidad Nacional de Ucayali, hace constar por la presente, que el trabajo académico de investigación, titulado:

"**RESPUESTA A LA INOCULACIÓN CON HONGOS MICORRIZICOS (NATIVO Y COMERCIAL) EN LA COMPATIBILIDAD DE COBERTURAS (Crotalaria juncea L.) Y (Canavalia ensiformis L.) SOBRE SU COMPORTAMIENTO EN UN ULTISOL DE PUCALLPA – UCAYALI.**"

Autor(es)	:	**VÁSQUEZ RUIZ, TULIO MANUEL**
Facultad	:	**CIENCIAS AGROPECUARIAS**
Escuela	:	**AGRONOMÍA**
Asesor(a)	:	**Dra. SANCHEZ SUNCION GLENDY**

Presenta un **porcentaje de similitud de 4%,** verificado en el Sistema Antiplagio COMPILATIO,

De acuerdo a los criterios de porcentaje establecidos en el artículo 9 de la DIRECTIVA DE USO DEL SISTEMA ANTIPLAGIO, el cual indica que todo trabajo de investigación no debe superar el 10%. **En tal sentido, se declara, que el presente trabajo de investigación: SI Contiene un porcentaje aceptable de similitud,** procediéndose a emitir la presente Constancia de Originalidad de Trabajo de Investigación (COTI) a solicitud del asesor.

En señal de conformidad se firma y sella el presente documento.

Fecha: 04/11/2024

Mg. JOSÉ MANUEL CÁRDENAS BERNAOLA
Director de Producción Intelectual

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI

DIRECCIÓN DE PRODUCCIÓN INTELECTUAL

AUTORIZACIÓN DE PUBLICACIÓN

Repositorio de la Universidad Nacional de Ucayali

Yo, Vásquez Ruiz Tulio Manuel

Autor de la tesis titulada : Respuesta a la inoculación con hongos micorrizicos (nativo y comercial) en la compatibilidad de coberturas (Crotalaria juncea L.) y (Canavalia ensiformis L.) sobre su comportamiento en un otisol de Pucallpa - Ucayali.

Sustentada el año 2024

Asesor(a): Dr. Sanchez Sunción Glendy

Facultad: Ciencias Agropecuarias

Escuela Profesional: Agronomía

Autorizo la publicación:

PARCIAL [ ] TOTAL [X]

De mi trabajo de investigación en el Repositorio Institucional de la Universidad Nacional de Ucayali (www.repositorio.unu.edu.pe), bajo los siguientes términos:

Primero: Otorgo a la Universidad Nacional de Ucayali licencia no exclusiva para reproducir, distribuir, comunicar, transformar (únicamente mediante su traducción a otros idiomas) y poner a disposición del público en general mi tesis (incluido el resumen) a través del Repositorio Institucional de la UNU, en formato digital sin modificar su contenido, en el Perú y en el extranjero; por el tiempo y las veces que considere necesario y libre de remuneraciones.

Segundo: Declaro que la tesis es una creación de mi autoría y exclusiva titularidad, por tanto me encuentro facultado a conceder la presente autorización, garantizando que la tesis no infringe derechos de autor de terceras personas, caso contrario, me hago único(a) responsable de investigaciones y observaciones futuras, de acuerdo a lo establecido en el estatuto de la Universidad Nacional de Ucayali, la Superintendencia Nacional de Educación Superior Universitaria y el Ministerio de Educación.

En señal de conformidad firmo la presente autorización.

Fecha: 10 / 01 / 2025

Email: tmanuelvr@gmail.com Firma:

Teléfono: 996226272 DNI: 72632054

DEDICATORIA

A DIOS por haberme permito existir brindándome un espíritu con fortaleza y por darme una familia maravillosa.

Con mucho respeto y admiración a mis padres Arnaldo Vásquez Panduro y Delina Ruiz Paragua, quienes me dieron el apoyo incondicional guiándome por el buen camino, con sus enseñanzas estrictas para logras mis metas.

Con cariño a mis hermanos Arnaldo Vásquez Ruiz y Max Kefrén Vásquez Ruiz, por brindarme su respaldo y apoyo.

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Nacional de Ucayali, Facultad de Ciencias Agropecuarias y Escuela Profesional de Agronomía por brindarme la formación profesional.

Al Gerente Regional del Centro de Investigaciones del Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP) – Ucayali, Ing. M. Sc. Jorge Manuel Revilla Chávez, por darme la facilidad de realizar el presente proyecto de investigación en sus instalaciones.

A mi asesora Dr. Glendy Sánchez Sunción, por brindarme su respaldo y apoyo en mi proyecto de investigación.

A mi co-asesor Ing. M. Sc. Noé Ramírez Flores, quien fue un pilar importante brindándome todo su apoyo incondicional durante la realización de mi proyecto de investigación.

Al Tec. Carlos Marín Pérez, por la ayuda en la fase de campo de la ejecución del proyecto de investigación.

A mis amigos que siempre me motivaron durante todo el proceso de desarrollo de mi proyecto de investigación.

ÍNDICE GENERAL

Pág.

RESUMEN ..... **xii**

ABSTRACT ..... **xiii**

ÍNDICE DE TABLAS ..... **xiv**

INDICE DE FIGURAS ..... **xv**

INTRODUCCION **1**

CAPITULO I **3**

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA. **3**

1.1. Descripción y fundamentación del problema. 3

1.2. Formulación del problema general y específicos. 4

1.2.1. Problema general. 4

1.2.2. Problemas específicos. 4

1.3. Objetivo general y específicos. 5

1.3.1. Objetivo general. 5

1.3.2. Objetivos específicos. 5

1.4. Hipótesis. 5

1.4.2. Hipótesis general. 5

1.4.1. Hipótesis específicas. 5

1.5. Operacionalización Variables. 6

1.5.1. Variable independiente 6

1.5.2. Variable dependiente. 6

1.6. Justificación e importancia. 7

1.7. Viabilidad. 8

1.8. Limitaciones. 8

CAPITULO II 9

MARCO TEORICO. 9

2.1. Antecedentes de la investigación. 9

2.1.1. Antecedentes Internacionales. 9

2.1.2. Antecedentes Nacionales. 14

2.1.3. Antecedente Local. 16

2.2. Bases teóricas. 17

2.2.1. Micorrizas 17

2.2.2. Tipos de micorrizas 18

2.2.3. Micorriza arbuscular. 19

2.2.4. Plantas de cobertura. 26

2.2.5. Suelo. 33

2.3. Definiciones conceptuales. 36

CAPÍTULO III 38

METODOLOGÍA. 38

3.1. Método de investigación. 38

3.2. Tipo y nivel de investigación. 38

3.3. Población y muestra. 38

3.3.1. Población 38

3.3.2. Muestra. 38

3.4. Componentes en estudio. 39

3.5. Tratamientos en estudio. 39
3.6. Diseño experimental. 39
3.6.1. Croquis del del área experimental. 40
3.6.2. Modelo aditivo lineal. 41
3.6.3. ANVA. 41
3.7. Ejecución del experimento. 42
3.7.1. Ubicación y duración del estudio. 42
3.7.2. Condiciones ambientales. 43
3.7.3. Proceso experimental. 43
3.7.4. Variables evaluadas. 48
3.7.5. Datos registrados. 53
CAPÍTULO IV 54
RESULTADOS. 54
4.1. Compatibilidad. 54
4.1.1. Colonización de HMA en raíces. 54
4.1.2. Esporulación de HMA. 57
4.2. Comportamiento. 59
4.2.1. Germinación. 59
4.2.2. Altura de planta. 62
4.2.3. Diámetro de tallo. 64
4.2.4. Área foliar. 66
4.2.5. Clorofila. 68
4.2.6. Retención de humedad. 70

4.2.7. Materia seca. 72

CAPÍTULO V 74

DISCUSIÓN. 74

5.1. Compatibilidad. 74

5.1.1. Colonización de raíces. 74

5.1.2. Esporulación. 75

5.2. Comportamiento. 77

5.2.1. Porcentaje de germinación. 77

5.2.2. Altura de las plantas. 77

5.2.3. Diámetro de tallo de las plantas. 78

5.2.4. Área foliar 78

5.2.5. Clorofila 79

5.1.6. Retención de humedad. 79

5.2.7. Materia seca. 79

CAPITULO VI 81

CONCLUSIONES. 81

CAPITULO VII 82

RECOMENDACIONES. 82

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS. 83

ANEXOS. 92

RESUMEN

El presente trabajo de investigación se desarrolló en las instalaciones del Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP) sede Pucallpa – Ucayali, teniendo como objetivo determinar la respuesta a la inoculación con hongos micorrízicos (nativo y comercial) en la compatibilidad de coberturas (*Crotalaria juncea* L.) y (*Canavalia ensiformis* L.) sobre su comportamiento en un ultisol de Pucallpa–Ucayali. Este proyecto estuvo sujeto al diseño de bloques completo al azar con un arreglo en parcela divididas, con seis tratamientos y tres repeticiones, la parcela principal (PP) fueron las especies de coberturas y la subparcela (sp) fueron las fuentes de inóculos, efectuando la prueba de promedios de Tukey (α=0.05). En base a los resultados para la variable de compatibilidad (colonización y esporulación) se presentaron diferencias altamente significativas en la subparcela (sp), en factor de fuentes de inóculo para colonización el inóculo nativo presento una colonización de intensidad 5 (76%-100%), para el factor de fuentes de inóculo para esporulación en el inóculo nativo mostró una mayor esporulación cuantificando 38.20 esporas/g de suelo. Para la variable de comportamiento la respuesta del inóculo nativo fue el que presentó mejores promedios teniendo algunas variaciones con respecto a la especie de cobertura vegetal, así teniendo para porcentaje de germinación (T2 94.67% - T5 94.33%), altura de las plantas (T2 137.03 cm – T5 92.77 cm), diámetro de tallo de las plantas (T5 8.43 mm – T2 7.30 mm), área foliar (T5 6001.16 cm2/planta – T2 762.45 cm2/planta), clorofila (T2 46.83 spad – T5 44.67 spad), retención de humedad (T5 19.27 % - T2 16 %) y materia seca (T5 3.90 t/ha – T2 2.00 t/ha).

Palabras clave: Colonización, compatibilidad, comportamiento, espora, hongos micorrízicos.

ABSTRACT

This research work was developed at the facilities of the Peruvian Amazon Research Institute (IIAP) Pucallpa - Ucayali headquarters, with the objective of determining the response to inoculation with mycorrhizal fungi (native and commercial) in the compatibility of covers (Crotalaria juncea L.) and (Canavalia ensiformis L.) on their behavior in an ultisol of Pucallpa-Ucayali. This project was subject to a complete randomized block design with a split-plot arrangement, with six treatments and three replications, the main plot (PP) were the cover species and the subplot (sp) were the sources of inoculum, performing the Tukey average test ($\alpha = 0.05$). Based on the results for the compatibility variable (colonization and sporulation) highly significant differences were presented in the subplot (sp), in the inoculum source factor for colonization the native inoculum presented a colonization intensity of 5 (76%-100%), for the inoculum source factor for sporulation in the native inoculum showed greater sporulation quantifying 38.20 spores/g of soil. For the behavioral variable, the response of the native inoculum was the one that presented the best averages, having some variations with respect to the species of plant cover, thus having for germination percentage (T2 94.67% - T5 94.33%), plant height (T2 137.03 cm - T5 92.77 cm), plant stem diameter (T5 8.43 mm - T2 7.30 mm), leaf area (T5 6001.16 cm2/plant - T2 762.45 cm2/plant), chlorophyll (T2 46.83 spad - T5 44.67 spad), moisture retention (T5 19.27 % - T2 16 %) and dry matter (T5 3.90 t/ha - T2 2.00 t/ha).

Key words: Colonization, compatibility, behavior, spores, mycorrhizal fungi.

ÍNDICE DE TABLAS

Pág.

Tabla 1. *Bloques y tratamientos.* 40

Tabla 2. *Análisis de varianza.* 41

Tabla 3. *Método no sistemático de estimación de colonización HMA en raíces.* 50

Tabla 4. *Datos Registrados al Momento del Experimento.* 53

En anexo.

Tabla 5A. *Análisis de varianza de colonización HMA en raíces.* 93

Tabla 6A. *Análisis de Varianza para la variable esporulación.* 94

Tabla 7A. *Análisis de varianza para la variable de germinación.* 94

Tabla 8A. *Análisis de varianza para la variable de altura de plantas.* 95

Tabla 9A. *Análisis de varianza para la variable de diámetro de tallo de las plantas.* 95

Tabla 10A. *Análisis de varianza para la variable de área foliar.* 96

Tabla 11A. *Análisis de varianza par la variable de clorofila.* 96

Tabla 12A. *Análisis de varianza para la variable de retención de humedad.* 97

Tabla 13A. *Análisis de varianza para la variable de materia seca.* 97

Tabla 14A. *Condiciones climáticas.* 98

Tabla 15A. *Análisis fisicoquímicos de suelo de los tratamientos.* 98

Tabla 16A. *Costos.* 99

Tabla 17A. *Taxonomía de los Hongos de Micorrizas.* 100

Tabla 18A. *Principales Géneros.* 101

INDICE DE FIGURAS

Pág.

Figura 1. *Croquis de la distribución de los tratamientos en el área experimental.*..... 40

Figura 2. *Ubicación del laboratorio y área experimental* 42

Figura 3. *Promedio de la intensidad de colonización de raíces en coberturas.* 55

Figura 4. *Promedio de la intensidad de colonización de raíces, según el factor de fuentes de inóculo.* 55

Figura 5. *Promedio de la intensidad de colonización en raíces de Coberturas más fuentes de inóculo.* 56

Figura 6. *Promedio de número de esporas por gramo de suelo, según coberturas.* 57

Figura 7. *Promedio de número de esporas por gramo de suelo, según el factor de fuentes de inóculo.* 58

Figura 8. *Promedio de número de esporas por gramo de suelo, según Coberturas más fuentes de inóculo.* 58

Figura 9. *Promedio de porcentaje de germinación, según coberturas.* 60

Figura 10. *Promedio de porcentaje de germinación, según el factor de fuentes de inóculo.* 60

Figura 11. *Promedio de porcentaje de germinación, según la interacción de Coberturas más fuentes de inóculo.* 61

Figura 12. *Promedio de altura de planta, según el factor de coberturas.* 62

Figura 13. *Promedio de altura de planta, según fuentes de inóculo.* 63

Figura 14. *Promedio de altura de planta, según coberturas más fuentes de inóculo.*..... 63

Figura 15. *Promedio de diámetro de tallo, según coberturas.*..... 64

Figura 16. *Promedio de diámetro de tallo, según fuentes de inóculo.* 65

Figura 17. *Promedio de diámetro de tallo, según coberturas más fuentes de inóculo.* ... 65

Figura 18. *Promedio de área foliar, según coberturas.* 66

Figura 19. *Promedio de área foliar, según fuentes de inóculo.* 67

Figura 20. *Promedio de área foliar, según coberturas más fuentes de inóculo.* 67

Figura 21. *Promedio de clorofila, según coberturas.* 68

Figura 22. *Promedio de clorofila, según fuentes de inóculo.* 69

Figura 23. *Promedio de clorofila, según coberturas más fuentes de inóculo.* 69

Figura 24. *Promedio de porcentaje de retención de humedad, según cobertura.* 70

Figura 25. *Promedio de porcentaje de retención de humedad, según fuentes de inóculo.* 71

Figura 26. *Promedio de porcentaje de retención de humedad, según Coberturas más fuentes de inóculo.* 71

Figura 27. *Promedio de materia seca, según coberturas.* 72

Figura 28. *Promedio de materia seca, según fuentes de inóculo.* 73

Figura 29. *Promedio de materia seca, según coberturas más fuentes de inóculo.* 73

En anexo.

Figura 30A. *Limpieza y muestreo del terreno.* 103

Figura 31A. *Delimitación de área y unidades experimentales.* 103

Figura 32A. *Extracción del inóculo nativo.* 104

Figura 33A. *Tamizado del inoculante nativo.* 104

Figura 34A. *Pesado de los inóculos nativo y comercial.* 105

Figura 35A. *Inoculación de HMA y simbra de las semillas de cobertura.* 105

Figura 36A. *Riego de las unidades experimentales.* 106

Figura 37A. *Germinación y crecimiento de las coberturas.* 106

Figura 38A. *Evaluación de las coberturas.* 107

Figura 39A. *Extracción de muestras de suelos y las coberturas.* 107

Figura 40A. *Rotulación de las coberturas por tratamiento.* 108

Figura 41A. *Peso fresco y seco de las muestras de suelo.* 108

Figura 42A. *Peso fresco y seco de las coberturas.* 109

Figura 43A. *Evaluación de colonización y esporulación de HMA.* 109

Figura 44A. *Estructuras de HMA.* 110

Figura 45A. *Esporas de HMA.* 110

Figura 46A. *Supervisión de jurado.* 111

INTRODUCCION

Los suelos ácidos y de baja fertilidad, como los ultisoles representan un reto significativo para la agricultura en muchas regiones tropicales, estos se caracterizan por los escasos nutrientes disponibles para las plantas, su baja capacidad en la retención de erosiones y su alta acidez, lo que limita el crecimiento y rendimiento de cultivos convencionales, por ello las prácticas agroecológicas que promuevan la mejora de la fertilidad del suelo y la sostenibilidad de los sistemas agrícolas son de gran interés (Montiel y Ibrahim, 2016).

Considerando que los microorganismos del suelo como los hongos micorrízicos arbusculares HMA ayudan a la recuperación de áreas agrícolas al ser utilizados como inoculantes microbianos en plantas mejorando su nutrición, productividad, adaptación a condiciones de estrés ambiental y control de patógenos, esto es debido a que hongos micorrízicos tienen relación mutualista permitiendo que en el suelos estos forman simbiosis con las raíces de las plantas, siendo reconocido como una estrategia efectiva para mejorar la absorción de nutrientes, especialmente fósforo en suelos con deficiencias nutricionales, los hongos micorrízicos tanto nativos como comerciales pueden jugar un papel crucial en la rehabilitación de la fertilidad y aumento en la calidad de los suelos deteriorados (Valdiviezo *et. al.,* 2024)

Existen técnicas agroecológicas que se pueden adoptar para mejorar la producción agrícola, reducir la dependencia de insumos externos y promover los procesos biológicos y el ciclo de los nutrientes con hongos micorrízicos arbusculares HMA, siendo asociados con coberturas vegetales (Barroso *et. al*., 2009).

En este contexto, el cultivo de leguminosas de cobertura vegetal es un componente que puede controlar la erosión, las variaciones de actividad biológica, pérdida de materia orgánica y el control de malezas. Aparte, es un cultivo micorrízico debido a su capacidad para colonizar las

raíces y aumentar la población de esporas en el suelo, mientras tanto las especies de cobertura vegetales varían en sus habilidades de micorrización, algunas son más sensibles a la micorrización mientras que otras no tanto, con el uso de coberturas vegetales inoculadas con cepas HMA efectivas y su integración con el manejo efectivo de la simbiosis micorrízica se destacan por sus posibilidades y beneficios ya que uno de los retos dentro de la agricultura sostenible es garantizar un suministro adecuado de nutrientes para asegurar altos rendimientos. Por ello, las leguminosas de *Crotalaria juncea* L y *Canavalia ensiformis* L, que son utilizadas en sistemas de cultivo como coberturas vegetales y como parte de estrategias de rotación o asociación de cultivos, tienen la capacidad de mejorar la estructura del suelo. En base a eso es necesario conocer la compatibilidad y comportamiento funcional derivada del grado de la relación simbiótica entre planta y hongo. Sin embargo, su compatibilidad y comportamiento en suelos ácidos como los ultisoles y su interacción con los hongos micorrízicos tanto nativos como comerciales, aún no está completamente comprendidos (Ríos *et. al*., 2019).

El presente estudio busca determinar la respuesta a la inoculación con hongos micorrízicos (nativo y comercial) en la compatibilidad de coberturas *Crotalaria juncea* L y *Canavalia ensiformis* L sobre su comportamiento en un ultisol Pucallpa, Ucayali. Se espera que los resultados proporcionen información clave sobre cómo optimizar el uso de micorrizas en la mejora de la calidad del suelo para los cultivos en condiciones agroecológicas locales, contribuyendo a la sostenibilidad y productividad de los sistemas agrícolas en esta región.

CAPITULO I

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.1. Descripción y fundamentación del problema

La degradación de los suelos afecta la producción agrícola, así como la calidad de las plantas, coberturas vegetales y la calidad del agua, además de comprometer el potencial biológico y el desarrollo de los ecosistemas relacionados. Como resultado, nos volvemos dependientes y adictivos a insumos externos que provocan la destrucción los nutrientes naturales del suelo disponible para las plantas. (Sabino *et. al.,* 2017).

El mal uso de los suelos está teniendo un impacto negativo en las características positivas de este recurso. Además, los suelos de terrazas altas y colinas en la Amazonía Peruana son ácidos y de baja fertilidad, por lo que se requieren aplicación de fertilizantes para mejorar su fertilidad y satisfacer las necesidades de los cultivos, generando el uso excesivo de fertilizante inorgánico los cuales causan contaminación de cuerpo de agua, degradación y desertificación en estos ecosistemas (Díaz, 2011), condicionando a la de pérdida de material edáfico en la región Atlántico 12, que incluye a gran parte de la región Ucayali, está teniendo una pérdida de 3.95 t.ha/año (Senamhi, 2017).

A consecuencia de esto, se busca utilizar relaciones naturales antiguas que permiten la presencia de hongos micorrízicos arbusculares que pueden ser beneficiosos debido a la simbiosis que se da entre ellos y las plantas. Además, se pueden utilizar plantas de cobertura vegetal para favorecer la simbiosis al ser más sensibles a la colonización, pero la principal limitación en la adopción de coberturas vegetales es que, según algunos agricultores estas deben recibir nutrientes y atenciones culturales para producir suficiente masa verde, porque al encontrarse en condiciones

adversas como suelos degradados y sequías, no pueden desarrollarse de forma rápida y eficiente (Calderón, 2011).

Así también, la implementación de esta técnica se vuelve un tanto complicada debido a la falta de inoculantes puros que contengan especies nativas en la región Ucayali. Esto se debe a las experiencias desarrolladas en la región que han sido limitadas, así como al desconocimiento de los agricultores. (Ruiz *et. al*., 2011).

1.2. Formulación del problema general y específicos

1.2.1. Problema general

- ¿Cuál es la respuesta a la inoculación con hongos micorrízicos (nativo y comercial) en la compatibilidad de coberturas (*Crotalaria juncea* L.) y (*Canavalia ensiformis* L.) sobre su comportamiento en un ultisol de Pucallpa – Ucayali?

1.2.2. Problemas específicos

- ¿Cuál será la respuesta a la inoculación con hongos micorrízicos (nativo y comercial) en la compatibilidad de las coberturas (*Crotalaria juncea* L.) y (*Canavalia ensiformis* L.) en un ultisol de Pucallpa – Ucayali?
- ¿Cuál será la respuesta a la inoculación con hongos micorrízicos (nativo y comercial) en el comportamiento de las coberturas (*Crotalaria juncea* L.) y (*Canavalia ensiformis* L.) en un ultisol de Pucallpa – Ucayali?

1.3. Objetivo general y específicos

1.3.1. Objetivo general

- Determinar la respuesta a la inoculación con hongos micorrízicos (nativo y comercial) en la compatibilidad de coberturas (*Crotalaria juncea* L.) y (*Canavalia ensiformis* L.) sobre su comportamiento en un ultisol de Pucallpa – Ucayali.

1.3.2. Objetivos específicos

- Evaluar la respuesta a la inoculación con hongos micorrízicos (nativo y comercial) en la compatibilidad de las coberturas (*Crotalaria juncea* L.) y (*Canavalia ensiformis* L.) en un ultisol de Pucallpa – Ucayali.
- Evaluar la respuesta a la inoculación con hongos micorrízicos (nativo y comercial) en el comportamiento de las coberturas (*Crotalaria juncea* L.) y (*Canavalia ensiformis* L.) en un ultisol de Pucallpa – Ucayali.

1.4. Hipótesis

1.4.2. Hipótesis general

- Si inoculamos hongos micorrízicos (nativo y comercial) en coberturas de (*Crotalaria juncea* L.) y (*Canavalia ensiformis* L.), serán compatibles sobre su comportamiento en un ultisol de Pucallpa – Ucayali.

1.4.1. Hipótesis específicas

- La inoculación con hongos micorrízicos (nativo y comercial) en coberturas de (*Crotalaria juncea* L.) y (*Canavalia ensiformis* L.) indican que son compatibles.
- La inoculación con hongos micorrízicos (nativo y comercial) en coberturas de (*Crotalaria juncea* L.) y (*Canavalia ensiformis* L.) serán favorecidas en su comportamiento en un ultisol de Pucallpa – Ucayali.

1.5. Operacionalización Variables

1.5.1. Variable independiente

Fuente de inóculo de hongo micorrízico arbuscular nativo

Fuente de inóculo de hongo micorrízico arbuscular comercial

1.5.2. Variable dependiente

1.5.2.1. Compatibilidad.

Colonización de HMA en raíces

Esporulación de HMA

1.5.2.2. Comportamiento

Porcentaje de germinación

Altura de las plantas

Diámetro de tallo de las plantas

Área foliar

Clorofila

Retención de humedad

Materia seca

1.6. Justificación e importancia

El uso de cepas de HMA, brindará al agricultor una alternativa para conserva el suelo y elevar sus resultados de producción, sin alterar de manera significativa el medio ambiente y su economía, en la amazonia se cuenta con una diversidad de microorganismos formando parte del suelo y muchas de ellas co-evolucionaron en el tiempo, para formar asociaciones simbióticas con más de 85% de las plantas del planeta. Gran parte de ello no se han llegado a identificar y conocer su comportamiento, compatibilidad y respuesta en asocio con especies de cultivos domesticados (Valdiviezo *et. al.,* 2024).

Las coberturas en sus diferentes formas brindan efectos benéficos de tipo físico, como el control de malezas, reducción de la evaporación, control de la escorrentía, disminución de la erosión y mejoramiento de la estructura del suelo; otros de tipo químico, como el aumento en el contenido de materia orgánica y efectos de tipo biológicos, destacando el incremento en la actividad de micro y macro organismos del suelo (Trejo *et. al.,* 2021).

Este estudio cobra relevancia, dado que permite estudiar la compatibilidad de la colección de cepas de HMA nativo, comparándolo con un inoculante de HMA comercial sobre su comportamiento en coberturas en un ultisol de Pucallpa – Ucayali, pudiendo ser una alternativa ecológica amigable con el ambiente, sabiendo que las plantas de coberturas vegetales al establecerse en terrenos poco fértiles con la inoculación de especies de hongo micorrízicos arbusculares se busca recuperar un poco de estos suelos, por ello se inocularon HMA nativo y comercial en dos especies de cobertura vegetales a fin de determinar cuál de estas aporta un mejor compatibilidad y comportamiento, ya que los hongos micorrízicos arbusculares han desempeñado un aporte importante en el crecimiento, desarrollo y nutrición de las plantas instaladas en terrenos degradados, dando una alternativa de uso al productor agrario y favorecer al medio ambiente.

1.7. Viabilidad

Se hizo viable por la disponibilidad de información en base al tema de investigación, con la presencia de proyectos de investigación, artículos científicos así teniéndolos como base en relación con el planteamiento que se realizó.

La disponibilidad del financiamiento por parte del Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP) sede Ucayali, dando a disposición sus ambientes de campo y laboratorio para la ejecución del proyecto de investigación.

Disposición del material genético; es decir, hongos micorrízicos arbusculares, nativo y comercial *(Glomus iranicum var. tenuihypharum)*, las semillas de las plantas de cobertura *(Crotalaria juncea L.)* y *(Canavalia ensiformis L.)* que fueron adquiridos por parte del Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP)

El compromiso del tesista de la mano del co-asesor (investigador) y un ayudante (técnico).

1.8. Limitaciones

La principal limitación fue el no ser atendido adecuadamente por la Universidad Nacional Agraria La Molina al realizar el análisis físico quimos de suelos, por lo que se tuvo que llamar constantes para el seguimiento y así poder para agilizar los resultados, al final esto fueron enviados después de más de 6 meses aproximadamente.

En caso de la ubicación del área experimental la distancia que se tenía que recorrer todos los días para llegar ella fue un tanto fatigosa, pero al contar con movilidad se podía ahorrar distancia.

CAPITULO II

MARCO TEORICO

2.1. Antecedentes de la investigación

2.1.1. Antecedentes Internacionales

Aguilar *et. al.,* (2021), a fin de evaluar la respuesta de *Crotalaria juncea L* y *Canavalia ensiformis* L., coinoculada con *Rhizobium* y micorrizas; realizaron un experimento en dos períodos distintos: marzo-junio de 2015 y noviembre-enero de 2016, utilizando un suelo de tipo Pardo Sialítico Cálcico Carbonatado. Para analizar utilizó un arreglo bifactorial en un diseño experimental en bloques al azar. Se analizó el impacto de la coinoculación de cepas de *Rhizobium* Can 2, Can 3, Can 4 y Can 5 con un título de 1x 108 UFCg-1 y su mezcla con hongos micorrízicos arbusculares (HMA), *Rhizoglomus irregular* y *Glomus cubense* de calidad mínima garantizada, 20 esporas. g^{-1} de inoculante; para elegir las mejores cepas de *Rhizobium* y HMA para indicadores del crecimiento y desarrollo de *Canavalia ensiformis* L. El número de esporas, la colonización micorrízica, la densidad visual y la producción de nódulos fueron las variables evaluadas. Dando como resultado que la cepa *Rhizobium* Can 5 y el HMA *Rhizoglomus irregular* fueron los que mostraron los mejores resultados de los parámetros evaluados.

Trejo *et. al.,* (2021), llevaron a cabo una investigación en la que se emplearon seis especies de leguminosas, inoculadas con un inoculante comercial (Rizofermic®) y con un inóculo nativo, obtenido de manera natural del suelo de Tinaja, Veracruz. El objetivo del estudio fue comparar la eficiencia de un inoculante introducido en contraste con uno nativo en términos del crecimiento de las seis especies seleccionadas, su influencia en el establecimiento de bacterias fijadoras de nitrógeno y el efecto del microbiota nativo. Se utilizaron suelos estériles y no esterilizados, en los cuales se inocularon hongos micorrízicos tanto introducidos como nativos. Los resultados

mostraron que la inoculación con hongos micorrízicos introducidos incrementó las variables de crecimiento de las plantas, demostrando una relación positiva entre el peso de las mismas y el porcentaje de colonización micorrízica. Sin embargo, se observa un efecto supresivo derivado de la acción de la comunidad microbiana en el suelo no esterilizado, lo que sugiere una competencia nativa entre el microbiota autóctono. Concluyen que el uso de inoculantes micorrízicos introducidos ofreció una ventaja en comparación con las especies nativas, especialmente en su capacidad para promover el crecimiento de las plantas bajo condiciones controladas.

Suazo (2022), con el objetivo evaluar el impacto de la inoculación de *Rhizobium* en el crecimiento y desarrollo de los cultivos de cobertura. Para el experimento se utilizó cuatro repeticiones y se evaluaron cuatro especies de leguminosas: *Crotalaria juncea* L.**,** *Dólichos lablab***,** *Canavalia ensiformis* L. **y** *Mucuna pruriens*, utilizando un Diseño de Bloques Completos al Azar (DBCA). Evaluó variables como el índice de área foliar, el contenido de clorofila y el peso de biomasa. Los resultados no mostraron diferencias significativas en la manera en que los tratamientos afectarán a los cultivos de cobertura en términos de crecimiento general. Sin embargo, sí se observará una diferencia significativa en la nodulación entre los tratamientos con y sin inoculación de *Rhizobium***.**

Martínez *et. al.,* (2019), realizaron un estudio con el objetivo de evaluar la efectividad de los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en distintos tipos de suelos empleados en la actividad ganadera en el valle medio del río Sinú, Colombia. El experimento se llevó a cabo en un invernadero, utilizando Leucaena leucocephala como planta indicadora, la cual fue sembrada en materos con suelo Andisol (horizonte B) como sustrato. Este sustrato se inoculó de forma independiente con muestras de siete suelos (horizonte Ap), obtenidas del Centro de Investigación Turipaná de Agrosavia, como fuente de HMA. Además, se incluyeron dos controles: uno inoculado

con el HMA *Glomus fasciculatum* y otro sin inoculación. Para medir el efecto de la inoculación micorrízica, se registró el contenido de fósforo (P) en las hojas de *Leucaena leucocephala* durante 64 días, además de monitorear la masa seca de la parte aérea y la colonización micorrízica. Los resultados mostraron que el suelo inoculado con *Glomus fasciculatum* promovió un mayor crecimiento de la planta y un mayor contenido de fósforo foliar en comparación con los demás tratamientos. Asimismo, la colonización micorrízica fue significativamente mayor en las raíces de las plantas inoculadas con *Glomus fasciculatum*, mientras que los otros tratamientos presentaron menor colonización. En conclusión, los HMA nativos de suelos extraídos de Turipaná-Agrosavia formaron simbiosis micorrízica, sin embargo, se tradujo en una reducción en el crecimiento y en la concentración de fósforo foliar en la planta hospedera.

García *et. al*., (2019), a fin de evaluar la respuesta de *Crotalaria juncea* L y *Canavalia ensiformis* L, a la inoculación con diferentes cepas de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en un tipo genético de suelo Ferralítico Amarillento Rojizo Lixiviado (FARL) dedicado al cultivo de tabaco. Fue conducido mediate un diseño experimental de bloques al azar, con cinco variantes y cuatro repeticiones, que incluyen *Crotalaria juncea* L y *Canavalia ensiformis* L inoculada con las cepas *Rhizophagus intraradices, Funneliformis mosseae, Glomus cubense* y *Glomus claroideum* y la variante sin inoculación, como testigo. La cepa *Glomus cubense* presentó la mejor respuesta para este tipo de suelo. Se alcanzó el mayor crecimiento y desarrollo de *Crotalaria juncea* L y *Canavalia ensiformis* L por la inoculación con la cepa *Glomus cubense*,. La utilización de *Crotalaria juncea L y Canavalia ensiformis L*. inoculada con las cepas *Glomus cubense* y *Rhizophagus intraradices* incrementó el funcionamiento micorrízico en un suelo tabacalero a su vez este puede dar mejores condiciones a la estructura de suelo.

Ojeda *et. al*., (2019), llevaron a cabo una investigación con el objetivo de identificar especies de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) que fueron efectivas en la leguminosa de *Crotalaria juncea L y Canavalia ensiformis L*., utilizadas como abono verde. El experimento incluyó la inoculación de esta leguminosa con diferentes especies de HMA, junto con un control con fertilización mineral completa y un testigo absoluto, todo bajo un diseño de bloques al azar con siete tratamientos y tres repeticiones. Los resultados indicaron que el mayor rendimiento de biomasa se obtuvo con la fertilización mineral. Además, las especies *Funneliformis mosseae*, *Glomus cubense*, *Rhizoglomus irregulare* y *Claroideoglomus claroideum* superaron al testigo, a excepción del consorcio de HMA, que no mostró diferencias significativas. *Funneliformis mosseae* y el control con fertilización alcanzaron los niveles más altos de nitrógeno en la planta, mientras que la mayor concentración de fósforo también se observa en plantas inoculadas con esta especie. En cuanto al potasio, su contenido fue superior en el tratamiento con NPK.

Machicado (2019), con el objetivo de evaluar el comportamiento agronómico del cultivo de la *Canavalia ensiformis* L para obtener abono verde. La metodología incluyó la separación del terreno para el tratamiento, que consistió en 6 m^2, con un área total de 29.25 m^2 y una distancia de 0.50 m entre los surcos y 0.20 m entre las plantas. La siembra se llevó a cabo una semana antes. Con los resultados, se llegó a la conclusión de que P1 (Parcela 1) tuvo un mejor desempeño en las variables agronómicas, como el peso de masa foliar de 9.1 kg/ha, mientras que P2 (Parcela 2) dio la planta promedio de 8 kg/ha.

Reyes *et. al.,* (2023) determinaron la germinación y el desarrollo inicial de *Crotalaria juncea* L, seleccionando un sustrato adecuado de abonos con biochar de morera. Analizaron seis tratamientos diferentes, cada uno de los cuales consistía en 100% de suelo ferralítico rojo; el segundo tratamiento contenía 50% de suelo y 50% de biochar; el tercer tratamiento contenía 50%

de suelo y 50% de compost; el cuarto tratamiento contenía 25% de biochar y 25% de compost; y el sexto tratamiento contenía 50% de suelo y 50% de humus de lombriz. Las variables medidas fueron: emergencia porcentaje, grosor del tallo, longitud de la raíz principal, longitud de las hojas y número de raíces secundarias. Con valores como la longitud del tallo (95.70 mm), el diámetro del tallo (1.10 mm), el número de hojas (5.13), la longitud de la raíz principal (45.50 mm) y el número de raíces secundarias (13.74), se obtuvieron los mejores resultados con un sustrato compuesto por el 50% suelo, el 25% biochar y el 25% humus de lombriz (tratamiento 6). Conclusión Se considera que el sustrato de biochar, humus de lombriz y suelo combinado tiene potencial para el crecimiento y germinación de Crotalaria en cepellón.

Rivera *et. al.,* (2024), evaluaron la respuesta de la *Canavalia ensiformis* L a la aplicación de tres inoculantes micorrízicos. Los inoculantes fueron creados con las cepas INCAM2/*Funneliformis mosseae*, INCAM-4/*Glomus cubense* y INCAM-11/*Rizhophagus irregularis*, junto con un control sin inoculante en un diseño completamente aleatorizado. Evaluaron la cantidad de nódulos efectivos, la altura, la masa seca de la raíz, el tallo, las hojas y el índice de eficiencia cuando floreció la canavalia. La respuesta a la inoculación micorrízica de la canavalia fue positiva y diferenciada. La inoculación con INCAM-2 aumentó significativamente la cantidad de nódulos efectivos (21.9%), con valores superiores al tratamiento control y a la inoculación con INCAM-4. Además, generó la mayor altura con un aumento del 66.1%, superior ($p<0.05$) a los de los otros inoculantes. En todos los casos, INCAM-2 resultó en valores más altos de masa seca ($p<0.01$) en cualquier órgano y en el total en comparación con el tratamiento control. Sin embargo, los valores de masa seca obtenidos con los otros inoculantes, que no siempre se diferenciaron del tratamiento control, también fueron inferiores ($p<0.01$). La respuesta se ordenó según la masa seca total, como sigue: INCAM-2 con 71,90%, INCAM-11 con 50.17% y INCAM-

4 con 38.29%. En conclusión, el suelo Cambisol éutrico crómico, la cobertura de *Canavalia ensiformis* L., mostró una respuesta positiva a la inoculación de hongo micorrízica, aumentando su nodulación, crecimiento y producción de masa seca. El inoculante INCAM-2 demostró ser el más efectivo en todos los tratamientos evaluados.

2.1.2. Antecedentes Nacionales

Valdiviezo *et. al.,* (2024), con el objetivo de evaluar la compatibilidad funcional entre algunas especies de leguminosas de cobertura y HMA en suelos degradados. Utilizó un diseño completamente al azar (DCA) con un arreglo factorial de 4Ax 4B, para evaluar cuatro especies de leguminosas (*Cajanus cajan, Crotalaria juncea* L*., Canavalia ensiformis* L., y *Vigna unguiculata*) asociadas a tres tipos de hongos (*Acaulospora rugosa, Acaulospora sp.* y *Ambispora appendicula*). La leguminosa *Canavalia ensiformis* L. se inoculó con el hongo *Acaulospora rugosa* y logró una mayor altura de planta (271.67 cm), el mayor número de hojas (149.33), la biomasa fresca aérea (88.3 g) y la biomasa seca (27.52 g). Además, la leguminosa *Vigna unguiculata* fue inoculada con *Acaulospora rugosa*, lo que aumentó el porcentaje de colonización (71.48%) y el número de esporas. Finalmente, se descubre que las interacciones de los HMA con las especies de leguminosas de cobertura vegetal son muy variadas en todos los indicadores examinados; sin embargo, *Acaulospora rugosa* y *Acaulospora sp*. demostraron la mayor compatibilidad, demostrado por los indicadores examinados en una variedad de especies de plantas.

Rodríguez *et. al*., (2019), a fin de evaluar el efecto de la coinoculación de *Rhizophagus irregularis* y *Rhizobium sp* sobre el crecimiento de *Phaseolus vulgaris*, inocularon plantas de frijol con ambos microorganismos, se cultivaron en condiciones hidropónicas. Las variables evaluadas fueron: el número de hojas y nudos, diámetro de tallo, longitud de tallo, índice de área foliar, peso fresco y seco, proteínas foliares totales y componentes de rendimiento. *Rhizobium sp*, mejoró el

crecimiento vegetativo (diámetro de tallo, peso seco de la parte aérea, área foliar y contenido de proteínas), así como el rendimiento (número y peso de semillas). La micorrización no promovió el incremento de número de hojas y nudos, longitud de tallo, peso fresco y seco, ni cantidad de proteínas foliares. Sin embargo, se observaron diferencias respecto a parámetros de rendimiento (número de semillas por planta y peso de semillas). Se concluye que la inoculación conjunta de *Rhizophagus irregularis* y *Rhizobium sp*, promueve el aumento de los parámetros de crecimiento y desarrollo, así como los componentes de rendimiento en *Phaseolus vulgaris* var. *canario* "frijol canario", cultivado en condiciones de invernadero.

Bustamante y Zambrano (2018), evaluaron la eficiencia de la planta de maíz (*Zea mays* L.) en la multiplicación de hongos micorrízicos arbusculares nativos en condiciones de invernadero en la región Lambayeque, Perú. Utilizaron un diseño aleatorio con 54 tratamientos. Los resultados con respecto al incremento del número de esporas mostraron que el género *Glomus spp*. obtuvo 100 % en promedio con respecto a su valor inicial (35 esporas en 100 g de suelo), seguido de *Acaulospora* con 80 % y *Archaeospora* 75% en función a su valor inicial (10 esporas en 100 g de suelo). Del mismo modo, los géneros que mayor porcentaje de colonización micorrízica fueron *Glomus, Acaulospora* y *Archaeospora* con 85 % en promedio. Finalmente, concluyen que las plantas de maíz durante el proceso de multiplicación de hongos micorrízicos arbusculares fueron eficientes tanto en infectividad con un incremento 93.1 % de en las esporas y 87.5 % de micorrización de las raíces, como en efectividad con 53.7 % de incremento en la altura de las plantas de maíz.

2.1.3. Antecedente Local

Sandoval y García (2019), obtuvieron inoculantes puros de hongos micorrízicos arbusculares como opción para la reducción de fertilizantes sintéticos y se evaluó el comportamiento de los inóculos en cultivo de *Brachiaria decumbens*, en el laboratorio del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana, en el departamento de Ucayali. Se extrajeron muestras del inóculo primario de la cama de multiplicación y se caracterizó las esporas de hongos de micorrizas arbusculares, utilizaron como planta hospedera a la semilla de *Brachiaria decumbens* para inocular junto con las esporas puras y con suelo estéril. Evaluaron los siguientes parámetros: porcentaje de colonización en raíces, número de esporas, peso foliar y radicular, utilizando un Diseño Completo al Azar (DCA) con 12 unidades experimentales, 06 vasitos por unidad experimental, 03 tratamientos (T) 04 repeticiones cada uno, donde T1: *Glomus sp*., T2: *Acaulospora sp*., T3: (*Glomus sp*. + *Acaulospora sp*.). Aplicados los tratamientos y analizados mediante el ANOVA y la prueba de comparaciones múltiples de promedios POST HOC Tukey al 5% de significancia. Se encontró que la primera evaluación realizado a los 40 días de inoculación (ddi) y la segunda evaluación a 80 días de inoculación (ddi) no hubo diferencia significativa ($P>0.05$) entre los tratamientos para cada parámetro. En la tercera evaluación realizada en 140 días de inoculación (ddi), se obtuvo diferencia significativa ($P= 0.15<0.05$) en el porcentaje de colonización, donde el promedio T1 con intensidad 1 (1.75%), T2 intensidad 1 (5.25%), T3 intensidad 1 (1.63%). Según tukey la diferencia de medias es significativa en el porcentaje de colonización entre los tratamientos ($P= 0.015 <0.05$). Mientras que en la concentración de esporas se obtuvo diferencia significativa de ($P= 0.026<0.05$) donde el promedio T1 (0), T2 (4), T3 (7.25).

2.2. Bases teóricas

2.2.1. Micorrizas

De acuerdo Agarwal y Sah (2009), afirman que el término "micorriza" proviene del griego "mykos", que significa "hongo", y "rhiza", que significa "raíz". El botánico Frank utilizó por primera vez el término en alemán, Una de las formas de simbiosis más antiguas es la micorriza arbuscular. Según datos paleobotánicos y moleculares, las primeras asociaciones entre plantas terrestres y un hongo de tipo glomoide ocurrieron hace más de 460 millones de años, de 300 a 400 millones de años antes de la aparición de nódulos en las raíces, producto de la simbiosis con las bacterias fijadoras de nitrógeno. Las micorrizas son microorganismos que forman relaciones simbióticas con plantas, aunque no muy específicas. Estos hongos crecen en la epidermis de las plantas, y las hifas externas expanden el volumen y el alcance de las raíces para absorber nutrientes, especialmente fósforo.

La mayoría de las plantas vasculares experimentan una "integración estructural y metabólica entre ambos simbiontes, que se manifiesta en la nutrición, sanidad, productividad y adaptabilidad de las plantas a las condiciones ambientales" en la micorriza, las investigaciones más recientes sobre los HMA han ampliado el contexto en el que se ve la simbiosis micorrízica, enfocándose principalmente en cómo afecta a las comunidades vegetales y el ecosistema en general. Muchos autores han destacado la naturaleza multifuncional de los efectos micorrízicos, que incluye la interacción con las bacterias, el ciclo del carbono, el impacto en la comunidad vegetal, la síntesis tripartita con los micoheterótrofos y la mediación de la respuesta al estrés de las plantas, Es ampliamente aceptado que el establecimiento de la vida vegetal en la tierra coincidió con el establecimiento y la profunda influencia de la evolución de una simbiosis mutuamente beneficiosa entre las primeras plantas terrestres y cierta clase de hongos (Sánchez, 2009).

De manera similar, Rivera *et. al*., (2005), mencionan que la micorriza mejora la capacidad de las plantas para absorber agua y nutrientes, lo que aumenta su tolerancia a enfermedades y plagas de las raíces y mejora algunas de las propiedades físicas del suelo, lo que permite a las plantas adaptarse al estrés.

2.2.2. Tipos de micorrizas

La ectomicorriza y la endomicorriza son los dos tipos principales de micorrizas, que difieren en su estructura y relaciones morfologías y fisiológicas con la planta huésped. (Mohammadi, *et. al*., 2011).

2.2.2.1. Ectomicorrizas

Debido al recubrimiento del manto fúngico, las ectomicorrizas engrosan las raicillas terminales. La estructura de las ectomicorrizas se compone principalmente del manto miceliar, la red de Hartig (Reyna, 2007).

El manto o vaina de hifas, que cubre una gran parte de las raíces laterales, y la hifa que emerge del manto y crece en el suelo (Peterson *et. al*., 2004).

Las hifas del hongo no penetran en las células vivas, pero sí en los espacios intercelulares de la epidermis y la región cortical de la raíz. En este tipo de micorrizas, la morfología de la raíz cambia, formando racimos cortos ramificados dicotómicamente con una región meristemática reducida (Anaya, 2003).

Debido a los basidiomicetes que se forman sobre el suelo y se esparcen por el viento, las ectomicorrizas se forman principalmente en árboles forestales (Agrios, 2002).

2.2.2.2. Endomicorrizas

El grupo más común es la endomicorriza, que involucra simbiosis que forman orquídeas; otro tipo llamado ericoide, que crece en suelos de turbas; páramos con bajos niveles de nitrógeno

y fósforo; y la micorriza arbuscular (Sánchez *et. al*., 2010). Las hifas penetran la raíz, se introducen en las células y pueden formar dos tipos de estructuras. En este caso, ni la red de Hartig ni el manto se forman. El micelio se encuentra dentro de las células de la raíz y solo se puede detectar observando secciones de la misma al microscopio (Reyna, 2007).

2.2.3. Micorriza arbuscular

Los hongos micorriza arbuscular (HMA) son endosimbiontes obligados. Se describe como una "simbiosis mutualista formada entre órganos de absorción saludables: raíces, rizomas, talos, de la mayoría de las plantas nativas y cultivadas, terrestres, epífitas y muchas plantas acuáticas"(Sánchez *et. al*., 2010).

Pérez y Roja (2011), señalan que los hongos de micorrizas arbusculares (HMA) son asociaciones ecológicamente mutualistas entre los hongos phyllum Glomeromycota y la mayoría de las plantas (cultivadas y silvestres). Esta simbiosis es prácticamente universal porque casi todas las especies vegetales son susceptibles de ser micorrizadas y porque puede estar presente en la mayoría de los hábitats naturales. Las estructuras distintivas, los arbúsculos, que se encuentran dentro de las células corticales de muchas raíces de plantas reciben el nombre de "arbuscular".

La raíz misma, las estructuras de hongo dentro y entre las células de la raíz y un micelio extraradical en la tierra son los tres componentes principales de una micorriza arbuscular (Smith y Read, 2008).

2.2.3.1. Taxonomía

Los estudios recientes que reorganizaron las especies de los órdenes Glomerales y Diversisporales (Glomeromicetos) utilizando una secuencia ribosomal combinada y análisis morfológicos, resultaron en una nueva clasificación de los HMA. En la actualidad, el phyllum

Glomeromycota incluye tres clases, cinco órdenes, catorce familias, veinte y seis géneros. (Oehl, *et. al*., 2011).

2.2.3.2. Etapas en el desarrollo de la colonización.

Navarro (2008), describe el proceso de colonización de una micorriza por una raíz de una planta, que es prácticamente el mismo para todos los tipos de micorrizas:

Etapa Primera: La diferenciación de la espora, la propagación del hongo y la identificación mutua entre la planta y el hongo ocurren en la rizosfera o en áreas cercanas a los pelos radicales o las raíces nutricias. Al igual que en la interacción planta-microorganismo, estos impulsan el crecimiento del micelio y su biotropismo positivo hacia la raíz (Navarro, 2008).

La segunda etapa implica el acercamiento y acoplamiento progresivo y gradual del micelio y la raicilla. Esto provoca el contacto intercelular al formar una estructura que pega a ambos tipos (Navarro, 2008).

En la tercera etapa, ocurre la colonización, que implica cambios morfológicos y estructurales en los tejidos colonizados por el hongo y en la organización de la pared celular de la raíz. Luego, ocurre la integración fisiológica de ambos simbiontes (hongo-raíz) y la integración de sus procesos metabólicos (Navarro, 2008).

El crecimiento de las hifas y la germinación de las esporas plurinucleadas: las esporas plurinucleadas germinan en el suelo, se forma un tubo germinativo y el hongo responde a exudados radicales aumentando significativamente el crecimiento de los filamentos y las ramificaciones. Si no tiene una raíz adecuada (Frioni, 2006).

Entrada a la raíz: varios factores, incluido el CO2, los exudados y las ramificaciones sucesivas penetran en la raíz, fomentan el crecimiento del tubo germinativo en la proximidad de una raíz compatible. Se pueden observar estructuras especializadas conocidas como apresorios,

englobamientos redondeados de hifas, cuya pared cubierta de melanina se espesa y garantiza una alta presión osmótica. Las moléculas liberadas por el hospedero forman los apresorios (Frioni, 2006).

Colonización radical: las estructuras típicas de estas asociaciones, arbúsculos y vesículas, aparecen durante el desarrollo del hongo simbiótico (Frioni, 2006).

Desarrollo de hifas interna y externas: el desarrollo activo de hifas extraradicales, muy ramificadas y finas completa la colonización. Estas hifas son esenciales para la nutrición mineral del hongo. Construyen una nueva estructura funcional para la nutrición mineral de la planta (N, P) (Frioni, 2006).

2.2.3.3. Descripción de las estructuras del HMA

Esporas: Las esporas, que parecen ser de origen asexual, se adhieren a las raíces de las plantas o al suelo junto con los demás microorganismos que viven en la rizosfera. La fuente de inóculo de los HMA se compone de esporas, trozos de micelio y raíces micorrizadas. El micelio explora el suelo y coloniza la raíz de la planta al ramificarse las hifas producidas por las esporas de estos hongos, las estructuras propagativas deben activarse para liberar sus funciones metabólicas de germinación y crecimiento. Los lípidos se almacenan en las esporas para una germinación, citoplasma y múltiples núcleos (Sánchez *et. al*., 2010).

Hifas: En muchas especies de HMA, la hifa produce la espora, le da soporte a la espora y a menudo sirve como ruta de germinación, según Espinoza (2013). Son estructuras filamentosas que forman un micelio. Existe una variedad de tipos, incluido el bulbo, el bulbo sin bulbo, el bate, la colita de marrano y el pico de pájaro.

Unión de la hifa de conexión: Las formas de la capa o pared que cierra la espora en el lugar donde se unen la hifa de conexión y la espora varían según la especie (Sánchez, *et. al*., 2010).

Sáculo esporífero: A menudo, la espora no aparece al final de una hifa, sino con anterioridad a la formación de un ensanchamiento que tiene forma de saco y se llama sáculo esporífero (Sánchez *et. al*., 2010).

Pared y capa: La pared es una estructura integral que envuelve y da forma a la espora. Cuando la espora está madura, se puede distinguir que cada una tiene una o más capas que la conforman, y de estas capas se hacen murogramas para ayudar a identificar (Sánchez *et. al*., 2010).

Tallo: Algunas especies de Entrophospora y similares que tienen sáculo tienen varias capas en su pared externa. Las capas más externas están conectadas al sáculo y se desprenden con él, mientras que las capas más internas son más estables. Sobre estas capas se desarrollan dos estructuras opuestas en forma de tallos, una que se une al sáculo esporífero y la otra al cuello del sáculo (Sánchez *et. al*., 2010).

Células auxiliares: El micelio de algunos HMA se modifica para producir células ornamentales, que son comunes en el racimo. Si hay células auxiliares, no hay formación de vesículas, lo que es una característica única del Grupo Gigaspora. Las células auxiliares de Gigaspora y Scutellospora suelen ser papiladas con prolongaciones espinosas que parecen un arma de edad media, mientras que las células auxiliares de Scutellospora suelen ser redondeadas sin espinas (Sánchez *et. al*., 2010).

Son estructuras globosas con lípidos y gránulos de glicógeno. Estos abultamientos, conocidos como vesículas, se pueden encontrar dentro y/o entre las células de la corteza radical. Se ha descubierto que son órganos de almacenamiento de los HMA que los forman. Actualmente se sabe que algunos géneros, como *Paraglomus* y el grupo *Gigaspora*, no producen vesículas. Los miembros de la familia *Gigasporaceae*, también conocidos como *Scutellospora* y *Gigaspora*, también producen células auxiliares en el micelio extraradical (Guachón y Prado, 2012).

Arbúsculos: Los arbúsculos son hifas muy ramificadas que se desarrollan entre la pared celular y la membrana plasmática de las células. Tienen un período de vida corto. Funcionan como intercambiadores de nutrimentos entre el suelo y las plantas, una característica de los arbúsculos es que la estructura del HMA, tienen una anatomía similar a la de un arbusto y por lo tanto pueden ser fácilmente identificados con técnicas de microscopia adecuadas. Aproximadamente dos días después de la infección, los arbúsculos comienzan a formarse. Se cree que son el principal sitio de intercambio de nutrientes entre hongos y plantas debido a su gran superficie de intercambio en la interfaz del arbúsculo (Nogueira, 2016).

Tipo Paris: Donde las hifas crecen dentro de la célula al igual que los arbúsculos, pero forman enrollamientos dentro de la célula (Peterson *et. al.*, 2004).

Tipo Arum: Una sola hifa penetra la pared de la célula cortical y forma una hifa troncal que se ramifica repetidamente para formar arbúsculos en general, tienen una duración relativamente corta (Peterson *et. al.*, 2004).

2.2.3.4. Ventajas de los hongos de micorriza arbuscular

La simbiosis micorrízica beneficia a las plantas debido a la actividad del micelio externo del hongo, el cual es más capaz de absorber los nutrimentos del suelo gracias a su extensa red de hifas producida por el hongo. De esta manera, la actividad del micelio ayuda a la raíz a trabajar, especialmente cuando la raíz ha agotado los nutrimentos del suelo cercano (Alarcón y Ferrera, 1999).

Durante el proceso de infección, los HMA ayudan a la planta a crecer al alterar la morfología del sistema radical, lo que tiene un impacto significativo en algunos mecanismos, como una mejor absorción de agua y un aumento en la suplementación de nutrimentos inmóviles en el

suelo, principalmente el fósforo. Los HMA mejoran la tolerancia al estrés abiótico, la resistencia a los patógenos del suelo y mejoran la estabilidad vascular (Yazmin, 2015).

Ventajas y beneficios (HMA) según Smith y Read (2008):

- Aumenta la capacidad del suelo para absorber fósforo y nutrientes de difusión lenta, lo que reduce la necesidad de fertilizantes.

- Aumenta la capacidad de soportar la sequía y la falta de agua.

- Fortalecen la tolerancia al aluminio, los metales pesados y los contaminantes orgánicos.

- Potencialmente mejoran el crecimiento de las plantas y la uniformidad de los cultivos.

- Se establece una relación tripartita entre ellos y las bacterias fijadoras de nitrógeno y los microorganismos solubilizadores de fósforo.

- Las raíces se vuelven más resistentes a los patógenos del suelo. (nemátodos, *Fusarium oxysporum*, *Rhizoctonia solani* y otros).

- Se utilizan para restaurar el suelo de manera ecológica.

- Como resultado de la biodiversidad de especies de HMA, aumentan la biodiversidad vegetal del ecosistema.

2.2.3.5. Influencia de factores edáficos que influyen sobre micorriza arbuscular

2.2.3.5.1. Factores físicos

La temperatura: La mayoría de estos hongos necesitan temperaturas de 17 a 27 °C para el crecimiento de las micorrizas, que también afectan el porcentaje de crecimiento radical y la producción de nuevas raíces.

A diferencia de las especies *Glomus*, *Gigaspora* y *Acaulospora*, los HMA pueden esporular a 24 y 30 °C (Schenck y Smith, 1982).

Agua: Las plantas micorrizas pueden extraer agua de los poros del suelo que son inaccesibles para las raíces de las plantas sin micorrizas debido a su mayor superficie de absorción y a su mayor capacidad para extraer agua de suelo con bajo potencial hídrico. La densidad de las hifas del micelio extraradical puede variar de 1 a 100 metros por gramo de suelo. Por el contrario, las hifas tienen un diámetro mucho más pequeño que las raíces y pueden adaptarse al tamaño de los poros del suelo, lo que permite a las plantas micorrizadas un acceso mucho mayor a agua y nutrientes en suelos secos o compactados (Lehto y Zwiazek, 2011).

2.2.3.5.2. Factores químicos

pH: La acidez del suelo estuvo directamente relacionada con la colonización radicular, ya que un pH ligeramente más neutro facilita la colonización de HMA. A pesar de que los biotipos amazónicos son tolerantes a la alta acidez, esta dependencia no se limita a este conjunto de organismos; en general, el pH está fuertemente relacionado con toda la microflora edáfica y la mayoría de los géneros se aislaron en un rango de pH de 4.0 a 5.0 (Peña *et. al*., 2006).

Fosforo: El micelio externo extrae fosfato inorgánico o hidrolizable (fosfatasas) del suelo. Luego se transporta a las hifas internas donde se polimeriza para formar cadenas de polifosfato en las vacuolas fúngicas. El fosfato se libera al espacio interfacial a través de un proceso de transporte pasivo. El fosfato ingresa al citosol y luego se traslada al sistema vascular y se distribuye a la planta (Fagro, 2009).

Nitrógeno: Hay una amplia gama; generalmente, los aminoácidos, las sales de amonio y otras formas de N orgánico se utilizan rápidamente, mientras que los nitratos se utilizan menos. (Frioni, 2006).

Las HMA tienen el potencial de aumentar la productividad de los cultivos, reducir los costos y aumentar la concentración de metabolitos secundarios en las plantas aéreas y subterráneas,

lo que aumenta su valor agregado. MycoUp es un producto biológico para uso en la agricultura basado en el hongo *Glomus iranicum var. tenuihypharum*, que forma micorrizas. Aplicado correctamente, mejorará la colonización de las raíces del cultivo, lo que permite un mejor acceso a agua y nutrientes. La planta se desarrolla de manera óptima con MycoUp Activ, lo que aumenta el rendimiento del cultivo, pero este efecto depende de la especie inoculada correctamente. El desconocimiento de la especificidad de la infección hace que las empresas propaguen microorganismos que no son beneficiosos para los productores (Srivastava, 2017).

Según Martín *et. al.*, (2017), *Glomus iranicum* var. *tenuihypharum* ha sido investigado en 35 naciones y 19 cultivos distintos han demostrado incrementos productivos de hasta el 45%. Es una sustancia que actúa como inoculante y se basa en el hongo *Glomus iranicum* var. *tenuihypharum*, que produce una colonización micorrízica intensa a través de la estimulación del crecimiento radicular, lo que aumenta la eficiencia en la absorción de agua y nutrientes, lo que resulta en una mayor actividad fisiológica, mejorando el rendimiento de los cultivos y la calidad de los frutos.

2.2.4. Plantas de cobertura

2.2.4.1. *Crotalaria jucea* L

Crotalaria jucea L, es una planta leguminosa anual con tallos fibrosos y erectos que miden de 6 a 8 pies (1.80 a 2.40 M). Tiene un sistema radical bien ramificado y una raíz pivotal larga. Las raíces y las bacterias beneficiosas que fijan nitrógeno en la atmósfera forman nódulos simbióticos. La planta es sensible al fotoperíodo y florece en días cortos. Sin embargo, algunas especies no están afectadas por el fotoperíodo. Las flores son grandes y de color amarillo y atraen a varios polinizadores. Las semillas de tamaño pequeño germinan rápidamente (3 a 4 días) y las

plántulas emergentes se desarrollan con gran fuerza. La planta se adapta a climas cálidos y es resistente a la sequía (Brunner *et. al.*, 2009).

2.2.4.1.1. Taxonomía de Crotalaria (*Crotalaria juncea* L.)

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Subclase: Rosidae

Orden: Fabales

Familia: Fabaceae

Subfamilia: Faboideae

Tribu: Crotalarieae

Género: *Crotalaria.*

Especie: *juncea* L.

Fuente: (Alipi & Pichardo, 2009)

Nombres comunes: Sunn hemp, Indian hemp, Madras hemp, brown hemp, sann hemp (inglés); crotalaria, matraca, sonajuelas, cáñamo de la India (Alipi & Pichardo, 2009)

Origen y distribución: La *Crotalaria juncea* L, es una especie autóctona de India y Pakistán que se ha cultivado como abono verde durante muchos siglos en el Sudeste Asiático. Ahora se cultiva en muchas regiones tropicales y subtropicales de todo el mundo. Las principales áreas de producción de semillas de *Crotalaria juncea* L son India, Hawái, Colombia y Sudáfrica. Esta planta se ha cultivado como un cultivo de cobertura de verano en los estados del sur, Atlántico Medio, Pacífico y norte de las Grandes Llanuras de los Estados Unidos. La floración de esta

especie se inicia con días cortos, y la fijación completa de la semilla requiere una estación prolongada. (Yuncong *et. al.*, 2015).

Descripción de la planta: Es una especie herbácea anual de días cortos con tallos fibrosos erectos. Las hojas oblongo-lanceoladas son simples, de hasta 12.7 cm de largo y hasta 3.56 cm de ancho, con vellosidades cortas dispuestas en espiral a lo largo del tallo. La planta tiene un ciclo de vida de 120 a 150 días y una raíz principal fuerte con raíces laterales bien desarrolladas. Los rizobios del tipo caupí habitan los nódulos lobulados fijadores de nitrógeno que se forman en las raíces. Cuando la población no es densa, las plantas se ramifican aproximadamente 51 cm por encima del suelo, pero cuando la población es densa, esto se suprime. *Crotalaria juncea* L florece cerca de 8 semanas después de la siembra cuando se cultiva en condiciones de días cortos. (Yuncong *et. al.*, 2015).

Usos: Entre el cultivo comercial de verano y el de invierno, se puede usar como cultivo de cobertura o como cultivo de abono verde para proporcionar nitrógeno y materia orgánica. Debido a que el ganado no consume plantas de *Crotalaria juncea* L cuando están verdes, las plantas deben cortarse para heno. La fibra de las plantas más viejas de *Crotalaria juncea* L se utiliza en la fabricación de ropa, guita y sogas en India. Las semillas de *Crotalaria juncea* L se pueden dar a los cerdos y caballos sin efectos secundarios negativos en algunos lugares. Sin embargo, el forraje y las semillas de *Crotalaria juncea* L se suministran en cantidades que no superan el 45% de la ración de rumiantes, cerdos y caballos, ya que algunas variedades contienen niveles moderadamente tóxicos de alcaloides de pirrolizidina. *Crotalaria juncea* L puede acumular hasta 201.6 kg de nitrógeno por hectárea mediante la fijación de nitrógeno atmosférico. Este cultivo también agrega de 2.5 a 11 toneladas cortas o 2.26 a 10 toneladas métricas de materia orgánica al suelo. Las semillas germinan fácilmente en tres días y las plántulas desarrollan una densa capa de

suelo rápidamente. Se debe sembrar *Crotalaria juncea* L a una tasa de 11.2 a 44.8 kg de semilla por hectárea para establecerse como cultivo de cobertura. La ramificación lateral puede ser promovida por tasas de siembra más bajas. Para mejorar la fijación de nitrógeno, se puede inocular las semillas con un inoculante de caupí (Yuncong *et. al.*, 2015).

Producción y cosecha: *Crotalaria juncea* L prospera a temperaturas medías anuales de 21 a 37.8 °C. Las altas temperaturas y la humedad moderada son favorables para el crecimiento y desarrollo de esta especie. El clima fresco puede detener el crecimiento y la planta es vulnerable a heladas a temperaturas inferiores a -2.2 °C. *Crotalaria juncea* L es más productiva en suelos fértiles, pero tolera suelos de baja fertilidad sin necesidad de fertilizante. En suelos con un pH entre 5.0 y 8.4, *Crotalaria juncea* L crece bien. Esta planta crece bien en suelos calcáreos bien drenados y arenosos ácidos; sin embargo, no crece bien en suelos anegados o salinos/sódicos. Durante el verano en el sur de Florida, la *Crotalaria juncea* L generalmente no requiere riego porque es resistente a la sequía. Sin embargo, investigaciones en el condado de Miami han demostrado que el riego tanto antes como después de la siembra puede mejorar la germinación y la productividad. (Yuncong *et. al.*, 2015).

No es necesario segar las plantas de *Crotalaria juncea* L a mediados del verano. Sin embargo, puede ser útil cortar la parte superior de la planta. Como resultado, la siega provoca una abundante ramificación y la producción de más hojas y flores. Para que las plantas segadas produzcan rebrote, deben quedar al menos diez hojas en cada planta. porque las hojas inferiores suelen morir y caer cuando la planta madura. La siega temprana durante los días largos favorece el rebrote y los altos rendimientos. Sin embargo, el tiempo de siega tiene poco impacto en el rendimiento con días cortos. Además, es probable que muchas plantas de *Crotalaria juncea* L

mueran debido al uso de segadoras circulares con cuchillas desgastadas o desbrozadoras mal ajustadas. (Yuncong *et. al.*, 2015).

Producción de semilla: El uso de *Crotalaria juncea* L ha sido limitado debido a la escasez de semilla de los proveedores locales. La producción de semilla es más difícil en los trópicos que en las zonas subtropicales. Los días largos y las temperaturas frías son las principales limitaciones para la producción local de semillas en Florida. La floración puede comenzar en los trópicos a las 6 semanas después de la siembra y las semillas pueden madurar a los 4 meses o más. Los rendimientos de semilla en todo el mundo van de 448 a 1008 kg por hectárea. El tallo principal debe cortarse a una altura de 0.9 metros o más por encima del suelo para aumentar los rendimientos. Una libra contiene aproximadamente 15.000 semillas. Si se almacenan correctamente a bajas temperaturas, las semillas permanecen viables durante años. Actualmente se está llevando a cabo un estudio que busca evaluar la posibilidad de producir semilla de *Crotalaria juncea* L en el sur de Florida. Esperamos mejorar la producción de semilla en esta zona subtropical para satisfacer la demanda de semilla local en el futuro (Yuncong *et. al.*, 2015).

2.2.4.1.2. Plagas y Enfermedades

Como expresan Yuncong *et. al.*, (2015) Aunque hay varias variedades de insectos que pueden atacar a *Crotalaria juncea* L, su tratamiento químico rara vez resulta rentable. Sin embargo, *Crotalaria juncea* L cultivada en suelos húmedos es vulnerable a los patógenos *Pythium spp*. y *Fusarium spp*., que pueden reducir significativamente el rendimiento. Por lo tanto, es necesario un buen drenaje del suelo para obtener una producción adecuada de biomasa. *Crotalaria juncea* L también es resistente al nematodo del nudo radical y al nematodo quiste de la soja, por lo que agregar *Crotalaria juneca* L en la rotación de cultivos con cultivos comerciales susceptibles a

nematodos puede ser muy beneficioso para estos cultivos comerciales porque reduce la presión de nematodos.

2.2.4.2. *Canavalia ensiformis L*

Es una planta herbácea de la familia de las Fabáceas, también conocida como frijol, que se usa como abono verde y cultivo de cobertura. Presenta una altura de 0.5 a 2 m, pero puede trepar hasta 10 m. El ciclo de cultivo tiene una duración de 170 a 240 días. produce vainas grandes de 20–30 cm de longitud y 2 cm de ancho (Portillo, 2014).

Como abono verde, la *Canavalia ensiformis* L mejora la fertilidad del suelo al solubilizar los elementos minerales, aumentar la capacidad de retención de agua y reducir el lavado y la lixiviación de nutrientes. Además, debido a su vigoroso crecimiento, fija mucho nitrógeno a través de la fijación biológica de nitrógeno (FBN) y recicla cantidades significativas de P y K (Nieto *et. al*., 2008).

La *Canavalia ensiformis* L crece durante todo el día, con días cortos que fomentan el crecimiento en forma de arbusto y días largos que fomentan el crecimiento en forma de enredadera (hasta 2 metros de altura). Florece a medida que los días se acortan y es ampliamente utilizada como abono verde y como forraje para animales. (Nieto *et. al*., 2008).

2.2.4.2.1. Taxonomía de Canavalia. (*Canavalia ensiformis* L.)

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Fabales

Familia: Fabaceae

Subfamilia: Faboideae

Tribu: Phaseoleae

Género: *Canavalia*

Especie: *ensiformis* L.

Fuente: (Beyra *et. al.*, 2004).

2.2.4.2.2. Basada en las descripciones de (Beyra *et. al.*, 2004).

Hábito y forma de vida: Planta herbácea, trepadora o rastrera.

Tallo: Verde, escasamente puberulentos (pelos simples cortos) con tricomas (pelos) cortos, glabrescentes (que tiende a quedarse sin pelos) (Beyra *et. al.*, 2004).

Hojas: Las hojas son trifoliadas, alternas, las estípulas son caducas y los folíolos, que son la primera división de la lámina, son ampliamente ovados (con forma de huevo), obovados (con forma de huevo invertido) u orbiculares (con forma redonda), miden 6 a 11 cm de largo y 6 a 10 cm de ancho. El ápice es redondeado, emarginado (con una hendidura escasa) o cortamente acuminado (Beyra *et. al.*, 2004).

Inflorescencia: Racimos axilares con nudos gruesos, pocas flores (hasta 6), hasta 30 cm de largo, erectos o colgantes, pedicelos (sostén de las flores) cerca de 3 mm de largo, bractéolas (hojita que se encuentra en el pedicelo) obtusas, cerca de 1.5 cm de largo, caducas (Beyra *et. al.*, 2004).

Flores: El cáliz es bilabiado y tiene un tamaño de 9 a 13 mm. El labio superior es más corto que el tubo y está emarginado y no apiculado, lo que significa que termina en una punta aguda, corta y flexible. El diente central del labio inferior es de 2 mm de largo y ligeramente más largo que los laterales. La corola es vistosa, de color rosa o morado pálido y la quilla (el conjunto de los pétalos inferiores) es blanca (Beyra *et. al.*, 2004).

Frutos y semillas: Una legumbre acostillada, más o menos recta, de 9 a 15 cm de largo por 2 a 3 cm de ancho, con pelos densos y diminutamente puberulentos, de color café amarillento, con

la costilla valvar a 3 a 5 mm de la costilla sutural, el estípite (sostén del fruto) hasta 1 cm de largo, el fruto con un pico (rostro), semillas ovoides, ligeramente comprimidas, cerca de 14 mm de largo y 10 mm. Las semillas flotan y no se adhieren al agua. (Beyra *et. al.*, 2004).

2.2.4.2.3 Plagas y Enfermedades

La cobertura de *Canavalia ensiformis* L no tienen problemas de plagas y rara vez son atacados por insectos que no afectan su desarrollo normal. En cambio, atrae abejas polinizadoras, especialmente Apis melífera durante su periodo de floración. Los HMA también producen una glicoproteína insoluble con un alto peso molecular. (Ojeda, 2019).

2.2.5. Suelo.

2.2.5.1. Definición.

El suelo es esencial para la agricultura porque es donde se desarrollan las raíces de las plantas y se obtienen agua y alimentos. Un conjunto de materiales de la superficie terrestre que contienen materia viva se conoce como En edafología, el suelo se define como un medio de cultivo que contiene materiales minerales y orgánicos y es capaz de soportar la vida vegetal (Plaster, 2000).

El término "suelo" proviene del latín "solum", que significa "piso". Se cree que es un sistema de tres fases, con componentes sólidos, líquidos y gaseosos. El suelo es un recurso esencial e inagotable para la producción y está compuesto por partículas minerales como agua, aire, materia orgánica y organismos vivos, incluidos animales pequeños como insectos y microorganismos que no se pueden ver. Se diferencia en horizontes de profundidad variable y es distinto al material parental subyacente por poseer propiedades físicas, composición química y características biológicas diferentes. Además de ser un recurso esencial e inagotable para El uso sostenible del

suelo es fundamental porque implica producir sin comprometer la productividad futura (Navarro, 2003).

2.2.5.2. La rizosfera

Las plantas y sus sistemas radicales penetran en los componentes biológicos y forman una interfase llamada rizosfera, en la que las raíces de las plantas se conectan con todas las propiedades del suelo y entre sí, creando nuevas condiciones (Sánchez *et. al*., 2010).

Para que la planta pueda crecer en altura, necesita un sistema radical que le permita anclaje, colonización del suelo, absorción de nutrientes y defensa. Tan pronto como empieza a fotosintetizar, parte del carbono orgánico almacenado en la semilla y las moléculas producto son la primera inversión para desarrollar raíces. Estos fotosintatos liberan una parte al suelo a través de exudados radicales llamados rizodeposiciones, además de formar raíces y permitir su metabolismo. Según algunos autores, entre el 30 y el 60% del carbono producido por la fotosíntesis se traslada a la raíz de la planta (Sánchez *et. al*., 2010).

2.2.5.3. Perfil y horizontes del suelo

Existe seis horizonte o capas principales conocidas:

Horizonte O: En la mayoría de los casos, esta capa es la más externa del suelo y se compone principalmente de líquenes, musgo, hojas, ramas y materiales orgánicos acumulados en varias etapas de descomposición (FAO, 2017).

Horizonte A: Este horizonte, conocido como mantillo y muy cerca de la superficie, contiene grandes cantidades de materiales orgánicos y minerales (limo, arcilla y arena). Con frecuencia es la capa más nutritiva del suelo y contiene una gran cantidad de humus (FAO, 2017).

Horizonte E: Los materiales de este horizonte se descomponen fácilmente y tienen un color claro. La lixiviación ocurre cuando la precipitación o la irrigación eliminan los nutrientes disueltos del suelo (FAO, 2017).

Horizonte B: Esta capa, también llamada subsuelo, se forma por la acumulación de minerales que se lixiviaron de los horizontes A y E. Suele ser más clara que el horizonte A porque contiene menos materia orgánica (FAO, 2017).

Horizonte C: Este horizonte se encuentra entre la capa R, o lecho de roca, y el suelo. Los horizontes superiores son menos meteorizados o desintegrados porque contienen materiales sueltos y parcialmente desintegrados de la capa R (FAO, 2017).

Horizonte R: Esta capa está hecha de una sólida roca madre debajo del suelo. También se conoce como piso rocoso o material parental, como granito, basalto, piedra caliza o arenisca endurecida (FAO, 2017).

2.2.5.4. Clasificación de suelo

Los suelos sedimentados tienen un drenaje pobre y son fácilmente compactables, según Flores (2010). De acuerdo con la clasificación de suelos de la FAO, existen los siguientes tipos de suelos:

Glysol: Desde colinas bajas y suaves hasta colinas altas suaves, se encuentra en áreas con inundaciones frecuentes o temporales, con topografía plana y ondulada. En lugares donde el agua subterránea se empoza durante las lluvias, el oxígeno escasea, lo que provoca la formación del estrado Gley de color gris azulado. El material original se compone de una variedad de materiales no consolidados que se originaron durante el Pleistoceno u Holoceno, principalmente sedimentos de ríos, mares o lagos. Es posible que haya mineralogía ácida o básica (Flores, 2010).

Acrisol (Ultisol): Se encuentra sobre colinas bajas y suaves y colinas altas accidentadas en áreas con inundaciones frecuentes temporales. Estos suelos están formados por la acumulación de manchas rojizas y arcillosas causadas por el movimiento vertical de la capa freática. Sus principales preocupaciones son muy baja fertilidad, acidez, exceso de aluminio y sequía con deficiencia de P (Flores, 2010).

Cambisol (Inceptisol): Se conoce también como Incetisol y crece en terrenos con colinas bajas irregulares y colinas altas suaves e incluso accidentadas (Flores, 2010).

2.3. Definiciones conceptuales.

Actualmente se sabe que los microorganismos del suelo ayudan a formar y mantener la estructura del suelo; por ejemplo, en las raíces, especialmente en los pelos de las raíces, las hifas de los hongos secretan polisacáridos y otros compuestos inorgánicos para formar una red adhesiva que une las partículas del suelo y los microagregados para formar macroagregados. Las bacterias también fabrican polisacáridos y otros productos. Muchos de estos adhesivos no se disuelven en agua y permiten la formación de agregados y brindan estabilidad a largo plazo (González, 2005).

Los hongos HMA son hongos globales que se asocian con las raíces de la mayoría de las especies vegetales (más del 85%) y les brindan una variedad de beneficios: mejor transporte de los nutrientes, protección contra condiciones de estrés como patógenos y hábitos, radicales, salinidad, sequía, acidez y toxicidad elementos (Smith y Read, 1997).

Además, son responsables de afectar la productividad y la diversidad de las plantas en los ecosistemas naturales (Van der Heijden *et. al*., 1998).

Debido a su suministro orgánico continuo, los HMA tienen una ventaja significativa sobre otros hongos y microorganismos del suelo. Sus hifas parecen durar más tiempo, lo que significa que su papel en la persistencia de los agregados es más crucial. Las hifas micorrícicas son el

principal componente de los hongos en el suelo donde se desarrollan las plantas, especialmente cuando son micorrízicas, lo que significa que son susceptibles a la colonización por estos hongos. Los HMA contribuyen significativamente a la longitud de las hifas del suelo. Las hifas HMA pueden tener una superficie aproximadamente 100 veces mayor por unidad de volumen que la raíz. En suelo cultivado, esta cantidad generalmente oscila entre 0,5 y 5 metros (hifas por gramo de suelo) y en suelo no perturbado, hasta 20 metros (Kabir *et. al*., 1997).

Miller y Jastrow (1992), mencionaron que el proceso de agregación no solo ayuda al suelo a resistir la erosión del aire y el agua, sino que también acumula materia inorgánica y carbono. La agregación ocurre cuando la arcilla, el limo y los bioproductos protectores encapsulan los desechos orgánicos. De esta manera, los productos quemados están protegidos de los microorganismos que los degradan.

CAPÍTULO III

METODOLOGÍA

3.1. Método de investigación

La metodología empleada fue de una investigación cuantitativa, que se caracteriza por ser metódica, universal, sistemática, innovadora, clara, precisa, concisa, comunicable y aplicable.

3.2. Tipo y nivel de investigación

La investigación es aplicada de nivel explicativo (correlacional causal) y de tipo de control riguroso con postest y grupo de control.

3.3. Población y muestra

3.3.1. Población

Se usó hongos micorrízicos arbusculares nativo y comercial *(Glomus iranicum var. Tenuihypharum)* y dos especies de plantas de cobertura (*Crotalaria juncea* L.) y (*Canavalia ensiformis* L.).

3.3.2. Muestra

Cada tratamiento donde se utilizó hongos micorrízicos nativo, se usó 10 g de inóculo por planta, haciendo un total 1.200 g de inóculo distribuidas en 120 plantas.

En los tratamientos donde se utilizó hongos micorrízicos comercial *(Glomus iranicum var. Tenuihypharum)*, se usó 2 g de inóculo por planta, con un total de 240 g de inóculo distribuidas en 120 plantas.

El área experimental se conformó por 360 plantas de las cuales 180 plantas fueron de la especie *Crotalaria juncea* L. y 180 de la especie *Canavalia ensiformis* L.; teniendo 3 bloques con 3 repeticiones haciendo un total de 18 unidades experimentales con 20 plantas por cada unidad

experimental, teniendo 108 plantas netas dentro del área experimental; es decir, 6 plantas netas por unidad experimental.

3.4. Componentes en estudio

Fueron inóculos de hongos micorrízicos arbusculares, nativo y comercial *(Glomus iranicum var. Tenuihypharum),* inoculados en dos plantas de cobertura vegetal (*Crotalaria juncea* L.) y (*Canavalia ensiformis* L.).

3.5. Tratamientos en estudio

Los tratamientos en estudio son los siguientes.

Tratamiento 1: Cobertura *(Crotalaria juncea* L*)* + inóculo comercial.

Tratamiento 2: Cobertura *(Crotalaria juncea* L*)* + inóculo nativo.

Tratamiento 3: Cobertura *(Crotalaria juncea* L*)* sin inóculo.

Tratamiento 4: Cobertura *(Canavalia ensiformis* L*)* + inóculo comercial.

Tratamiento 5: Cobertura *(Canavalia ensiformis* L*)* + inóculo nativo.

Tratamiento 6: Cobertura *(Canavalia ensiformis* L*)*. sin inóculo.

3.6. Diseño experimental

El experimento fue conducido en un diseño en bloques completo al azar con un arreglo en parcela divididas, con seis tratamientos y tres repeticiones (bloques). La parcela principal (PP) fueron las especies de cobertura y las subparcelas (sp) fueron las fuentes de inóculo. Los promedios de las variables de respuestas se analizaron mediante prueba estadística de promedios de Tukey (α=0.05).

3.6.1. Croquis del del área experimental

Figura 1.

Croquis de la distribución de los tratamientos en el área experimental.

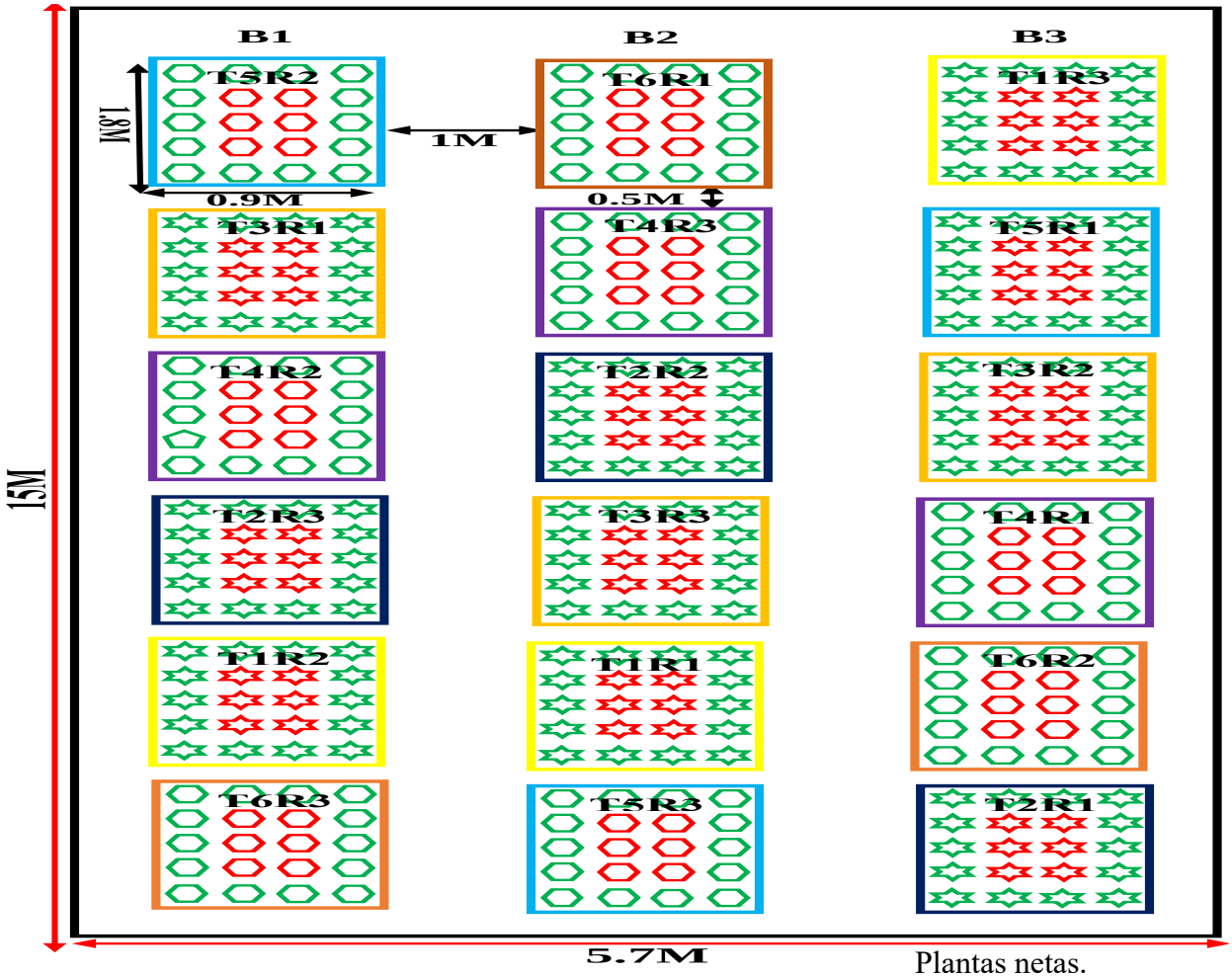


Tabla 1.

Bloques y tratamientos.

Bloque	**Tratamientos**					
B1	T5 (CaN)	T3 (Cr0)	T4 (CaC)	T2 (CrN)	T1 (CrC)	T6 (Ca0)
B2	T6 (Ca0)	T4 (CaC)	T2 (CrN)	T3 (Cr0)	T1 (CrC)	T5 (CaN)
B3	T1 (CrC)	T5 (CaN)	T3 (Cr0)	T4 (CaC)	T6 (Ca0)	T2 (CrN)

***CaN:** *Canavalia ensiformis* L con inóculo Nativo. ***CaC:** *Canavalia ensiformis* L con inóculo Comercial. *** Ca0:** *Canavalia ensiformis* L sin inóculo. ***CrN:** *Crotalaria juncea* L con inóculo Nativo. ***CrC:** *Crotalaria juncea* L con inóculo Comercial. ***Cr0:** *Crotalaria juncea* L sin inóculo.

3.6.2. Modelo aditivo lineal

$$Y_{ijk} = \mu + PP_i + \beta_k + \varepsilon_{ik} + sp_j + (PP_i * sp_j) + \varepsilon_{ijk}$$

Y_{ijk}= variable respuesta, asociadas a la parcela principal (PP), al bloque y a la subparcela (SP).

μ= Medida general de la variable respuesta

PP_i=representa el i-ésimo efecto de la cobertura (parcela principal) i= (1 y 2)

Bloque k= efecto del k-ésimo bloque, k= (1…3)

E_{ik} = representa el error aleatorio de la interacción de la cobertura con el bloque.

sp_j=efecto de la j=ésima fuente de inóculo (sub-parcela) j= (1…3)

(PP x sp)ij = efecto de la interacción i-ésima cobertura y la j-ésimo fuente de inóculo.

E_{ijk}= representa el error de la parcela dividida.

3.6.3. ANVA.

Tabla 2.

Análisis de varianza.

Fuente de Variabilidad	**Grados de Libertad**
Bloques	B-1 = 2
Cobertura	Cobetura-1 = 1
Error (a)	Bloques*Cobertura = 2
Inóculo	Inóculo -1 = 2
Cobertura*inóculo	Cobertura*Inóculo = 2
Error (b)	(Cobertura-1) *(Inóculo-1) *(Bloques – 1) = 8
Total	(Cobertura*Inóculo*Bloques) – 1 = 17

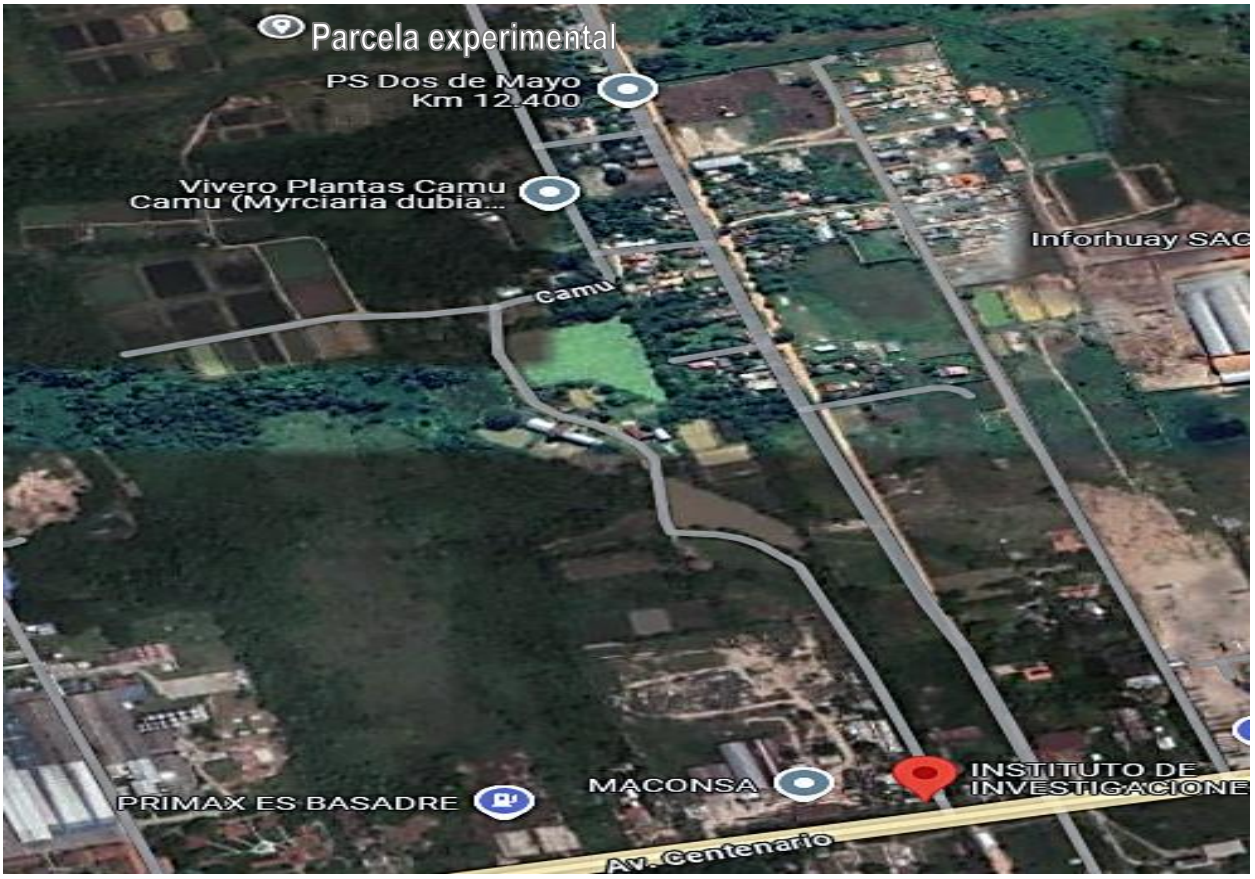
3.7. Ejecución del experimento

3.7.1. Ubicación y duración del estudio

El experimento se realizó en una parcela degradada (parcela de evaluación) y el laboratorio del Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana (IIAP – Pucallpa), localizado en el Km. 12.400 de la Carretera Federico Basadre, distrito de Yarinacocha, provincia de Coronel Portillo, departamento de Ucayali, coordenada UTM WGS18L 539404E y 9071960N. Sus coordenadas geográficas son 8º24'18'' S y 79º36'23'' O. Altitud a 162 msnm, con una duración aproximada de 6 meses.

Figura 2.

Ubicación del laboratorio y área experimental



Google maps, imagen © (2023) Airbus Datos del mapa © 2023

3.7.2. Condiciones ambientales

3.7.2.1. Clima

La ejecución se realizó a mediados del mes de agosto hasta diciembre, teniendo promedios de Temp. Máxima de 33.6 °C, Temp. Media de 28.8 °C y Temp. Mínima de 23.8 °C, humedad relativa de 77.6 % y precipitación de 173.8 l/m², estos datos fueron obtenidos de la estación meteorológica de la Universidad Nacional de Ucayali **(Tabla 16A)**.

3.7.2.2. Suelo

Con respecto a las condiciones de suelo, se realizó un muestreo del área experimental, antes de establecer los bloques y unidades experimentales, extrayendo muestras de 10 sectores dentro del área experimental a una profundidad de 20 cm para ser analizados, en cuanto al término de la ejecución del estudio de cada tratamiento se extrajeron muestras de suelo para que sean analizados, estas muestras fueron enviadas a la Universidad Nacional Agraria La Molina **(Tabla 17A)**.

3.7.3. Proceso experimental

3.7.3.1. Fase de campo y laboratorio

3.7.3.1.1. Limpieza y preparación del terreno

El terreno donde se ubicó el área experimental se caracterizó porque se encontraron especies de plantas como *Miscanthus sinensis*, *Paspalum dilatatum* y *Scleria terrestris*. La limpieza se efectuó con una moto cultivadora y machete, se liberó el are experimental para establecer los bloques y las unidades experimentales, teniendo así un área total de 15 m de largo y 5.7 m de ancho.

3.7.3.1.2. Muestro de suelo para análisis de población de esporas

Con el área ya delimitada se usó un muestreador para obtener muestra del suelo de 10 puntos a una profundidad de 20 cm de profundidad, siendo llevadas al laboratorio del IIAP para el análisis de población de esporas.

3.7.3.1.3. Evaluación de la población de esporas del área experimental antes establecer las unidades experimentales

Según la técnica, métodos y procedimientos descritos por Sánchez *et. al.*, (2010), Ruiz y Rojas (2011), el cual consiste en el método de tamizado húmedo y decantación:

Con las muestras de suelo extraídas del área experimental, estas fueron tamizadas en tamiz de 125 µm para separar los residuos de la muestra, posteriormente pesar y separar en 4 repeticiones de 20 g de suelo en vasos precipitados donde se les añadió 100 mL de agua para ser disueltas con ayuda de una barrilla haciendo movimientos giratorios durante 2-3 minutos así deshacer los terrones y desprender las esporas, cada repetición fue vertida en una probeta de 500 mL la cual fue llenada con agua hasta su capacidad máxima y se realizó 5 movimientos de vaivén seguido del proceso de decantación por 15 segundos, para luego ser filtradas en los tamices de 125 µm en la parte superior y el de 45 µm en la parte inferior, con lo restante del tamiz de 45 µm se colectó con agua para luego ser vertidas con una ayuda de una piseta para poder pasar la muestra a los tubos de centrífuga de 50 mL, llenado hasta los 30 mL, luego con una jeringuilla de 20 mL de capacidad se añadió 20 mL de solución de sacarosa saturada al 70% en los tubos de centrífuga, la cual fue preparada con 700 g de azúcar blanca y 100 mL de agua destilada, en la balanza de precisión Pro Analítica se equilibraron los pesos de los tubos de centrifuga teniendo como referencia al de mayor peso agregando a los faltantes agua destilada para tener a todas las muestras con un mismo peso, una vez equilibrados los pesos fueron llevadas a la centrífuga marca Hettich, modelo Rotina 420R

con ángulo libre y se centrifugó a 3350 rpm por 4:35 minutos. Al terminar el proceso de la centrifuga las muestras fueron tamizadas en el tamiz de 45 µm, donde se vertió agua destilada con piseta para eliminar el exceso de sacarosa, con lo restante se procedió a vierte en pequeñas placas petri de 52.3 x 78.41 mm, las cuales estaban señaladas con líneas horizontales separadas a 0.5 cm, estas fueron llevadas al estereoscopio Olympus SZ61, con un contometro se procedió al conteo de esporas. Encontrando que para 20 g de muestra de suelo se encontró un promedio aproximado de 0.65 esporas/g de suelo.

3.7.3.1.4. Preparación de las unidades experimentales

Los tratamientos descritos en el ítem 3.5., se atribuyeron al azar dentro del área experimental. Las unidades experimentales (UE) fueron distribuidas en 3 bloques teniendo por cada bloque 6 unidades experimentales, estas preparadas mediante remoción del suelo a una profundidad aproximada de 20 cm, donde cada unidad experimental contaba con 1.8 m de largo x 0.9 m de ancho, con un distanciamiento entre bloques de un metro y entre UE de 0.5 m.

3.7.3.1.5. Obtención de inóculo nativo

Estas fueron obtenidas de la cama multiplicadora de hongos micorrízicos arbusculares pertenecientes al IIAP que tuvo al cultivo de maíz como hospedero, ya que tiene un rápido desarrollo vegetativo. El sustrato estuvo compuesto de tierra, arena de río y gallinaza a una proporción de 3:1:1, para la extracción de las plantas se cortaron los primeros 5 cm del tallo midiendo desde la base del suelo, al extraer la planta se colectaron las muestras adherías en las raíces del maíz y con una pala los primeros 5 cm de la rizosfera.

3.7.3.1.6. Evaluación de la población de esporas de inóculo nativo

Con las muestras recolectadas de la cama multiplicadora de hongo micorriza arbuscular (HMA), estas fueron secadas en sombra y tamizadas en tamiz de 125 µm, siendo llevadas al

laboratorio para realizar los métodos y procedimientos descritos por Sánchez *et. al.*, (2010), Ruiz y Rojas (2011), siguiendo el método de evaluación descrito en el ítem 3.7.3.1.3., obteniendo para 20 g de muestra un promedio 62.25 esporas/g de inóculo.

3.7.3.1.7. Obtención de inóculo comercial (*Glomus iranicum var. tenuihypharum*)

Fue adquirida de la empresa Symborg, que se especializa en la comercialización de biotecnología agrícola. MycoUp® este es un bioestimulante de origen microbiano compuesto por el exclusivo Hongo Formador de Micorrizas Arbusculares HMA (*Glomus iranicum var. tenuihypharum*).

3.7.3.1.8. Evaluación de la población de esporas de inóculo comercial (*Glomus iranicum var. tenuihypharum*)

La evaluación de la población de esporas de HMA (*Glomus iranicum var. tenuihypharum*) consistió en la técnica, métodos y procedimientos descritos por Sánchez *et. al*, (2010), Ruiz y Rojas (2011), con la diferencia que se usó de 2 g de inóculo guiándonos de las indicaciones descritas en el producto, posterior a ello se repitió el método de evaluación que se realizó en el ítem 3.7.3.1.3., obteniendo para 2 g de muestra un promedio aproximado de 55.23 esporas/g de inóculo.

3.7.1.10. Designación de gramos de inóculo nativo y comercial (*Glomus iranicum var. tenuihypharum*)

Al contar con las indicaciones descritas del inoculó comercial y sabiendo que en 2 g de este inóculo se cuantificaron un promedio aproximado de 55.23 esporas/g de inóculo, debido a eso se estableció en poder tener un aproximado del mismo número de esporas/g de inóculo para el inóculo nativo, por ello se hicieron diversas evaluaciones con menos g de inóculo nativo utilizando el método de evaluación que se realizó del ítem 3.7.3.1.3., teniendo en cuenta que en 20 g de

inóculo nativo se encontraban un promedio aproximado de 62.25 esporas/g de inóculo, el promedio más aproximado se obtuvo en 10 g de inóculo nativo donde se cuantificaron 54.50 esporas/g de inóculo siendo este el promedio más aproximado al inoculo comercial.

3.7.3.1.11. Pesado de inóculos

Al saber la densidad poblacional de esporas/g de cada inóculo, en la balanza de precisión Pro-Analítica se procedió al pesado colocando papel aluminio como base ya que este sirvió como envoltorio para los inóculos.

Cada inóculo fue pesado de acuerdo a lo mencionado en el ítem 3.7.1.10., para el inóculo nativo se pesó 10 g y para el inoculo comercial se pesaron 2 g, estos fueron envueltos en papel alumno para ser colocaron en recipientes debidamente rotulado de pendiendo a qué tipo de inoculo correspondía.

3.7.3.1.12. Obtención de semillas de coberturas

Las semillas de las especies de coberturas, tanto (*Crotalaria juncea L.* y *Canavalia ensiformis L.*), fueron adquiridas de la empresa Saiu Export.

3.7.3.1.13. Inoculación de hongos micorrízicos arbusculares y siembre de coberturas

Dentro de cada unidad experimental se dejó 10 cm de borde para seguidamente establecer 20 puntos donde se inocularía los HMA y sembrarían las semillas de coberturas correspondiente a cada tratamiento en estudio con un distanciamiento de 17.5 cm por planta y 32 cm por hilera, una vez que se realizó estas delimitaciones en las unidades experimentales se procedió a la inoculación en seco que consistió en incorporar 10 g de inóculo nativo y 2 g de inóculo comercial dependiendo del tratamiento en estudio directamente a los hoyos previamente elaborados a una profundidad aproxima de 3 cm el cual se mezcló con el propio suelo para poder homogenizarlos, seguido se introdujeron y cubrieron las semillas de las coberturas correspondiente a cada tratamiento en

estudio, el número de semillas que se utilizó en caso de la cobertura *Crotalaria juncea L*. fueron 3 por hoyo, en comparación de la cobertura *Canavalia ensiformis L.* se usó 2 semillas por hoyo.

3.7.3.1.4. Riego

Se llevó a cabo de forma manual utilizando una regadera de 5 L de capacidad, el agua utilizada fue extraída de un abrevadero cercana al área experimental, con valdes se extraía el agua para ser vertido en la regadera, el primer mes el riego fue de 10 L por unidad experimental por la mañana y por la tarde nuevamente 10 L por unidad experimental, el segundo mes fue 10 L por unidad experimental solo en las tardes, para el tercer mes el riego se hizo por las tardes con 5 L por unida experimental y el cuarto mes restringió el riego. Se utilizó 18.900 L de agua en total para el riego de las unidades experimental.

3.7.3.1.5. Control de malezas, plagas y enfermedades

El monitoreo del área experimental fue de manera diaria con el fin prevenir el crecimiento de las malezas dentro del área experimental, a su vez monitorear la presencia de plagas que en este caso solo se vio la presencia de chinches de la familia Pentatomidae que dañaron angulas hojas de la cobertura *Canavalia ensiformis L*, causando daño irrelevante para el normal desarrollo de esta cobertura, no se registraron presencia de enfermedades.

3.7.4. Variables evaluadas

3.7.4.1. Compatibilidad

3.7.4.1.1. Colonización HMA en raíces

Se evaluó a los 120 días después de la germinación de las plantas de cobertura.

Para la recolección de las muestras, estas se hicieron conjuntamente con la extracción de las plantas netas de cada unidad experimental, con una pala se delimitó en forma de cuadrado a 15 cm del tallo de las plantas de cobertura a una profundidad de 20 cm aproximadamente con el fin

de extraer las plantas por completo sin dañar las raíces, las raíces más jóvenes y finas fueron cortadas y colocadas en bolsa ziploc debidamente rotulado así ser llevadas al laboratorio para la evolución de colonización.

Se siguió el procedimiento adaptado por Rojas, (2018) que consistió:

Con las muestras en el laboratorio se procedió a seleccionar las raíces más jóvenes de cada tratamiento y repetición en estudio para ser lavadas. Una vez limpias se colocaban en alcohol al 50 % para su conservación. Todas las muestras de raíces fueron sometidas a un proceso de aclareo con KOH (hidróxido de potasio al 10 %), aplicando 10 mL de KOH 10 % a cada tubo de ensayo que contenían las raíces, se llevaron al baño María donde se mantuvo por una hora a una temperatura de 90 °C. al cumplirse el tiempo estipulado fueron retirados los tubos de ensayo del baño María, de no lograrse el aclareo se aplicaba agua oxigenada. Terminado el proceso de aclareo se procedió a la tinción de las raíces, en base a ácido acético al 5% y tinta Parker (negro), a la concentración de 20 mL solución de ácido acético y 5 mL de tinta Parker enrazado a 200 mL de agua destilada. Luego fueron llevadas nuevamente al baño maría una temperatura de 90 °C por 2 minutos. La separación de las raíces de la solución de tinción se hizo utilizando una tela de tul, con la finalidad de no perderlas.

Para la visualización de las estructuras fúngicas intraradicales, se utilizó el método de porta objeto donde se colocaron 10 segmentos de raíz de 1 cm de longitud un porta objeto donde se agregaba dos gotas de glicerol al 50% para conservar las raíces y colocando el cubre objeto. Finalmente, se llevaron al microscopio para observación a un aumento de 40X, observando el % de colonización para poder evaluar su intensidad de acuerdo al método no sistemático de estimación de colonización HMA en raíces **(Tabla 3)**.

Tabla 3.

Método no sistemático de estimación de colonización HMA en raíces.

Intensidad	Porcentaje (%)	Descripción
1	0 – 5	Escasas zonas colonizadas
2	6 – 25	Zonas pequeñas
3	26 – 50	Zonas más extensas
4	51 – 75	Sólidamente colonizadas
5	76 – 100	Sin zonas no colonizadas

Nicholson, 1955; Read *et. al*., 1976

3.7.4.1.2. Esporulación.

Se evaluó a los 120 días después de la germinación de las plantas de cobertura.

Al momento de la extracción de las plantas netas de cada tratamiento en estudio, el cual fue realizado con una pala delimitando un cuadrado a 15 cm del tallo de las plantas de cobertura, siendo introducidas a una profundidad de 20 cm aproximadamente con el fin de extraer las plantas por completo sin dañar las raíces en las cuales se encontraban adheridos rastros de suelo siendo estos colocadas en bolsas ziploc los cuales estaban debidamente rotulado de acuerdo al tratamiento y repetición en estudio, siendo llevadas al laboratorio para su evaluación.

Con las muestras ya en el laboratorio se procedió a utilizar la técnica, métodos y procedimientos descritos por Sánchez *et. al.*, (2010), Ruiz y Rojas (2011), el cual consistió en seguir el procedimiento descrito en el ítem 3.7.3.1.3., el conteo fue realizado con un contometro el estereoscopio.

3.7.4.2. Comportamiento

3.7.4.2.1. Porcentaje de germinación

El registro de la germinación se efectuó a los 5 días después de la siembra, ya que ahí se mostró la mayor emergencia de las plantas de cobertura, para obtener el porcentaje de germinación se utilizó la siguiente expresión:

$$\%G = \frac{N° \ de \ semillas \ germinadas}{N° \ de \ semillas \ sembradas} \text{ x } 100$$

3.7.4.2.2. Altura de las plantas

La altura de planta, expresada en cm, se midió a los 120 días después de la germinación de las plantas de cobertura, con una regla de metal graduada en cm. La medición se efectuaba desde una señal puesta con anterioridad a 2 cm del suelo hasta la parte más alta de la planta.

3.7.4.2.3. Diámetro de tallo de las plantas

El diámetro de planta, expresada en mm, se midió a los 120 días después de la germinación de las plantas de cobertura, la medición se efectuó con un vernier digital en el cuello de la planta el cual tenía una señal a 2 cm del suelo previamente señalado para una mejor toma de datos.

3.7.4.2.4. Área foliar

Le área foliar, expresada en cm^2/planta, se evaluó a los 120 días después de la germinación, se utilizó un aplicativo móvil Easy Leaf Area el que permite analizar el área foliar en cm^2/planta mediante imagen digital de las plantas de cobertura.

3.7.4.2.5. Clorofila

La calofila, expresada en SPAD, se registró a los 120 días después de la germinación de las plantas de cobertura, teniendo en cuenta que por cada planta neta se seleccionaban 3 hojas al azar para ser evaluadas utilizando el clorofilometro de marca SPAD-500 (Sistema portable de análisis

de datos), dispositivo de medición portátil y no destructivo, es un instrumento innovador que mide el contenido de clorofila en las hojas.

3.7.4.2.6. Retención de humedad

La retención de humedad, expresada en %, se evaluó a los 120 días después de la germinación de las plantas de cobertura, para determinar la humedad del suelo se extrajo muestras de cada unidad experimental, esta se hizo con un muestreador, cada muestra fue colocadas en bolsas ziploc para llevadas al laboratorio y colocadas en sobres manila para poder pesarlas así obteniendo el peso fresco, luego de ello fueron sometidas a una temperatura de 70° C por 72 horas en una estufa, para obtener el peso seco. El contenido de humedad fue determinado por diferencia de peso, basado en el siguiente enunciado:

$$\%H = \frac{(peso\ fresco - Peso\ seco)}{Peso\ fresco} * 100$$

3.7.4.2.7. Materia seca

La materia seca, expresada en t/ah, se evaluó a los 120 días después de la germinación de las plantas de cobertura, las plantas netas de cada tratamiento en estudio fueron extraídas y llevadas al laboratorio para ser cortadas y puestas en sobres manila, así siendo pesadas en la balanza para obtener el peso fresco, posterior a ello fueron llevadas a la estufa donde estuvieron por 72 horas a 70° C, una vez cumplido el tiempo fueron retirados y pesados nuevamente para obtener el peso seco.

3.7.5. Datos registrados

Tabla 4.

Datos Registrados al Momento del Experimento.

Compatibilidad.	**Comportamiento.**
Colonización de HMA en raíces.	Porcentaje de germinación.
Esporulación de HMA.	Altura de las plantas.
	Diámetro de tallo de las plantas.
	Área foliar
	Clorofila
	Retención de humedad.
	Materia seca.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS

4.1. Compatibilidad

4.1.1. Colonización de HMA en raíces

Al efectuar el análisis de varianza **(Tabla 5A)** para la variable colonización se encuentra que no hay diferencias estadísticas significativas entre las coberturas utilizadas (p=0.1396) y la interacción entre cobertura e inóculo (p=0.6225). En cambio, para las fuentes de inoculantes si se encuentra diferencias estadísticas altamente significativas (p<0.01).

Los promedios encontrados para colonización de raíces fueron 4 (51% - 75%) y 3 (26% – 50%) de intensidad para las coberturas de (*Canavalia ensiformis L.* y *Crotalaria juncea L.*) respectivamente, las que se muestran similares estadísticamente **(Figura 3).** Por lo contrario, la esporulación producida por las fuentes de inóculo (nativo, testigo y comercial) con 5 (76% – 100%), 3 (26% – 50%) y de 2 (6% – 25%) de intensidad; son diferentes según la prueba de Tukey (p≤0.05), de esto se deduce que la fuente de inóculo de HMA nativo produce mayor colonización que el testigo y el inóculo comercial **(Figura 4),** así mismo, la fuente de inóculo comercial es el que menos esporulación produce. Finalmente, entre las coberturas y fuentes inóculo no se produjo interacción **(Tabla 5A)**.

Figura 3.

Promedio de la intensidad de colonización de raíces en coberturas.

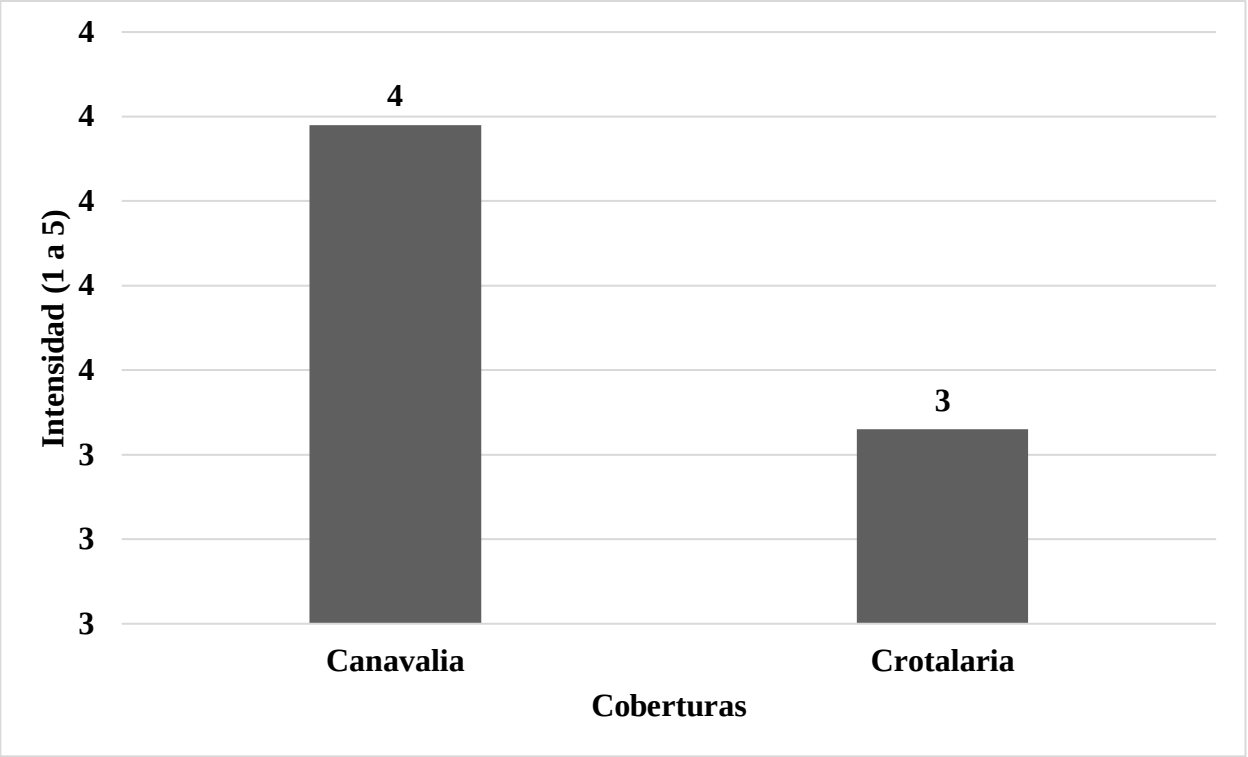
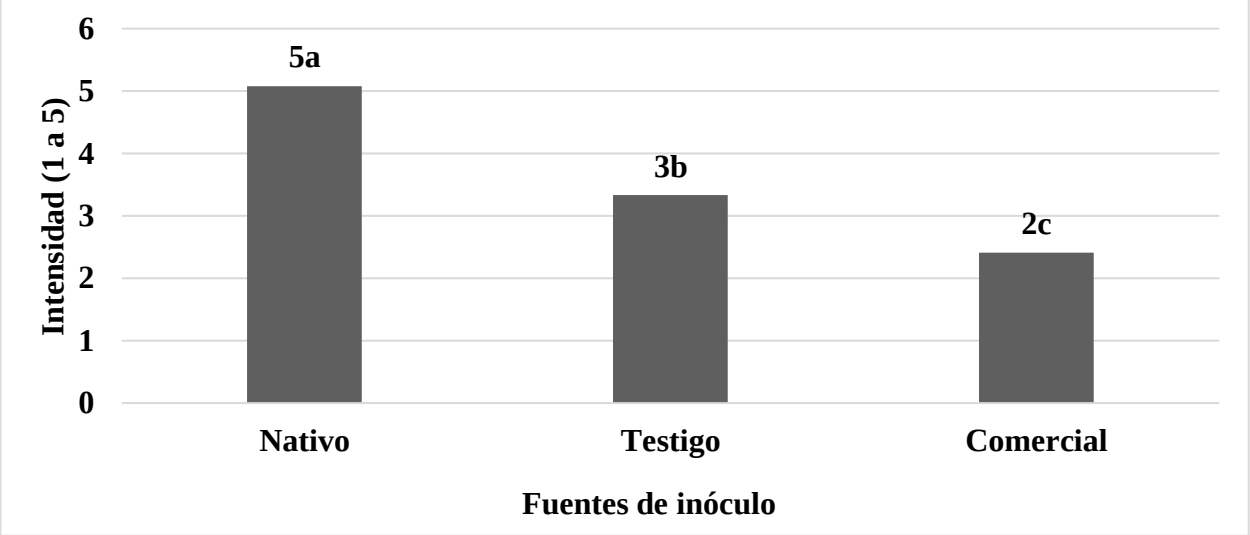


Figura 4.

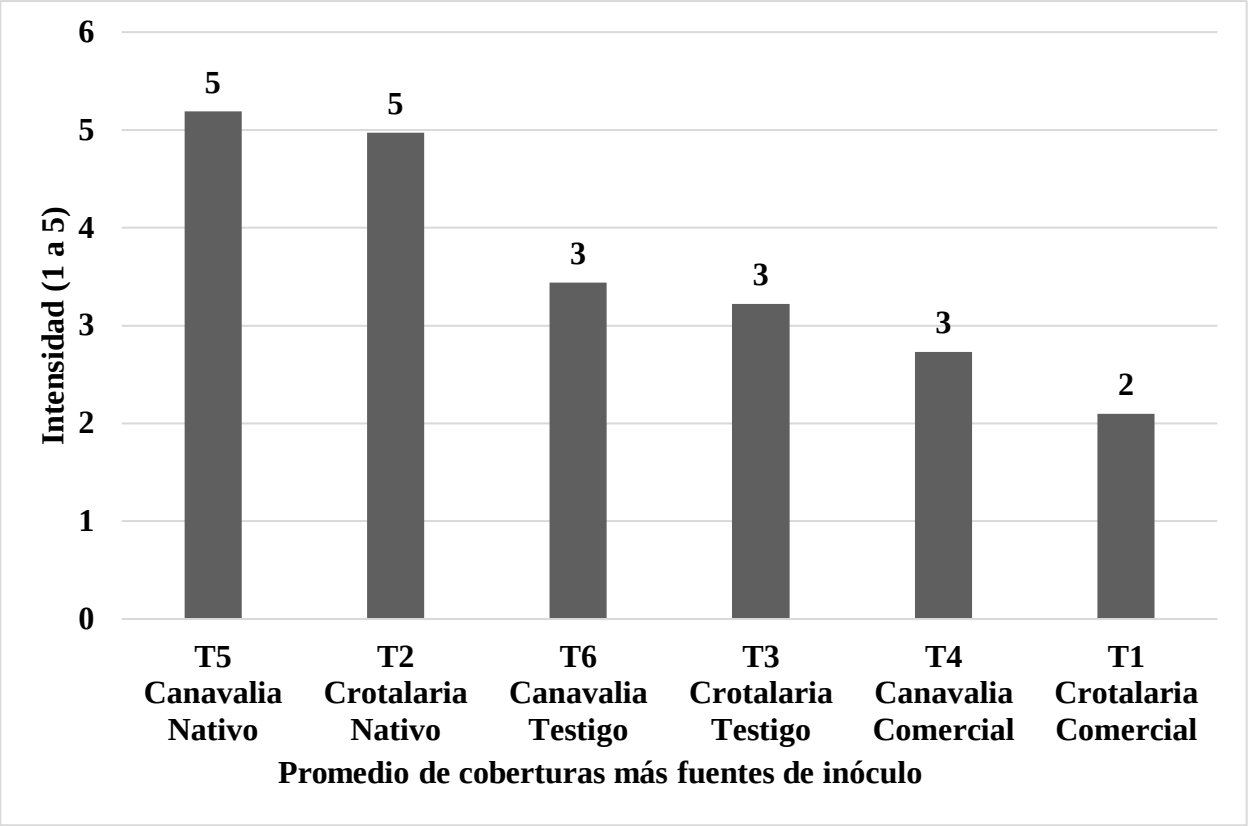
Promedio de la intensidad de colonización de raíces, según el factor de fuentes de inóculo.



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

Figura 5.

Promedio de la intensidad de colonización en raíces de Coberturas más fuentes de inóculo.



4.1.2. Esporulación de HMA

Al efectuar el análisis de varianza **(Tabla 6A)** para la variable esporulación se encuentra que no hay diferencias estadísticas significativas entre las coberturas utilizadas (p=0.1033) y la interacción entre cobertura e inóculo (p=0.2819). En cambio, para las fuentes de inoculantes si se encuentra diferencias estadísticas altamente significativas (p<0.01).

Los promedios encontrados para esporulación fueron 33.54 esporas/g de suelo y 32.86 esporas/g de suelo para las coberturas de (*Canavalia ensiformis* L. y *Crotalaria juncea* L.) respectivamente, las que se muestran similares estadísticamente **(Figura 6)**. Por lo contrario, la esporulación producida por las fuentes de inóculo (nativo, testigo y comercial) con 38.20 esporas/g de suelo, 33.33 esporas/g de suelo y 28.08 esporas/g de suelo; son diferentes según la prueba de Tukey (p≤0.05), de esto se desprende que la fuente de inóculo de HMA nativo produce mayor esporulación que el testigo y el inóculo comercial **(Figura 7)**, así mismo, la fuente de inóculo comercial es el que menos esporulación produce. Finalmente, entre las coberturas y fuentes inóculo no se produjo interacción **(Tabla 6A)**.

Figura 6.

Promedio de número de esporas por gramo de suelo, según coberturas.

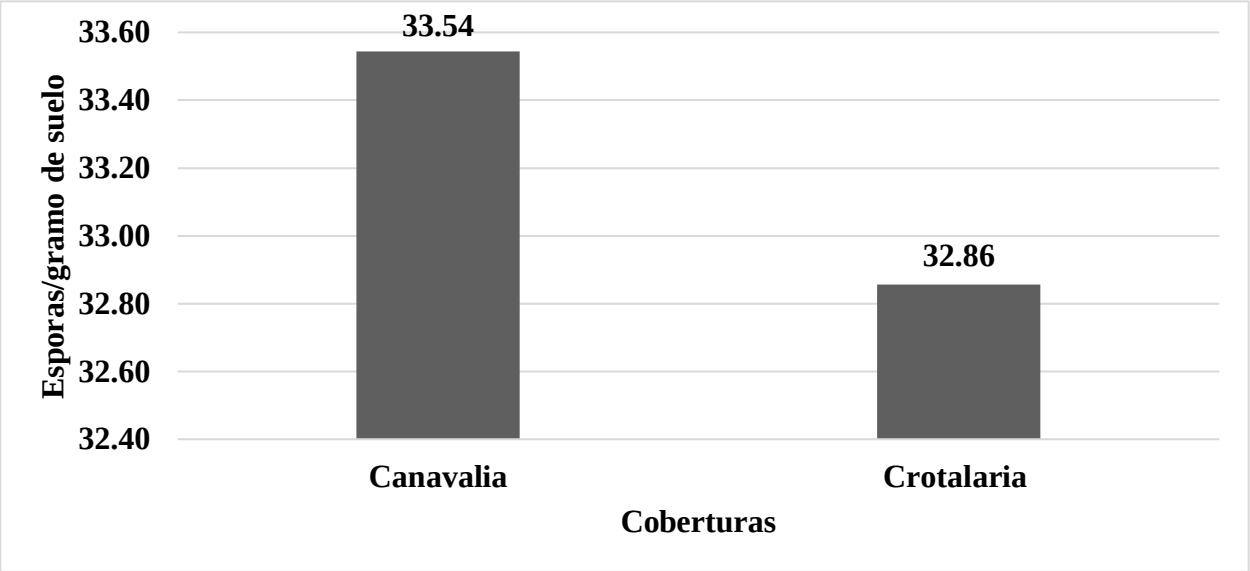
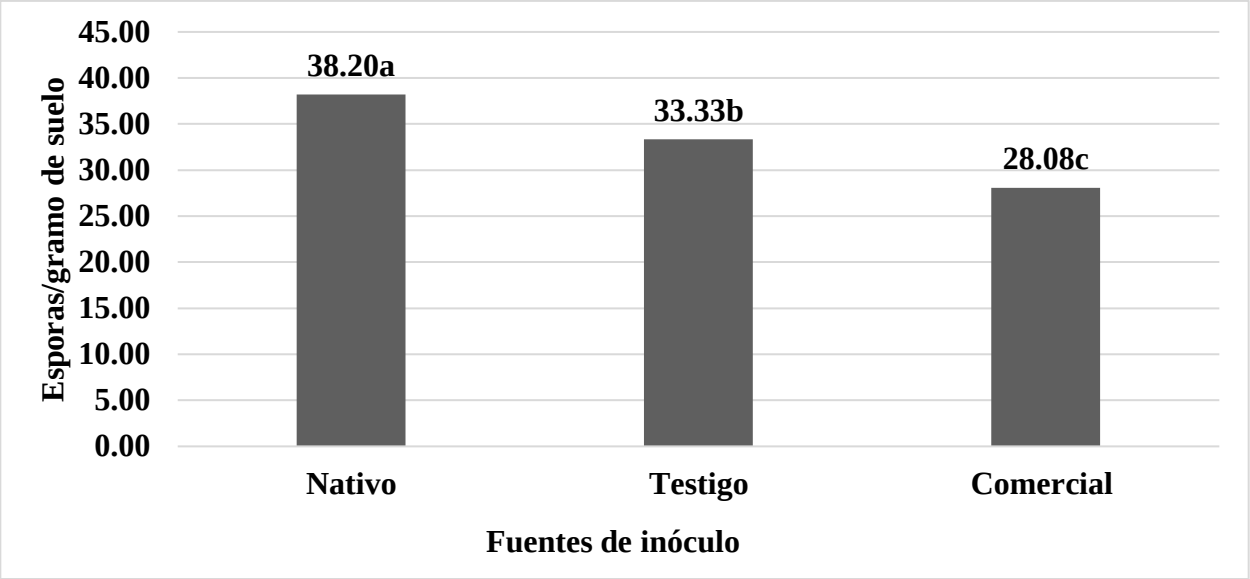


Figura 7.

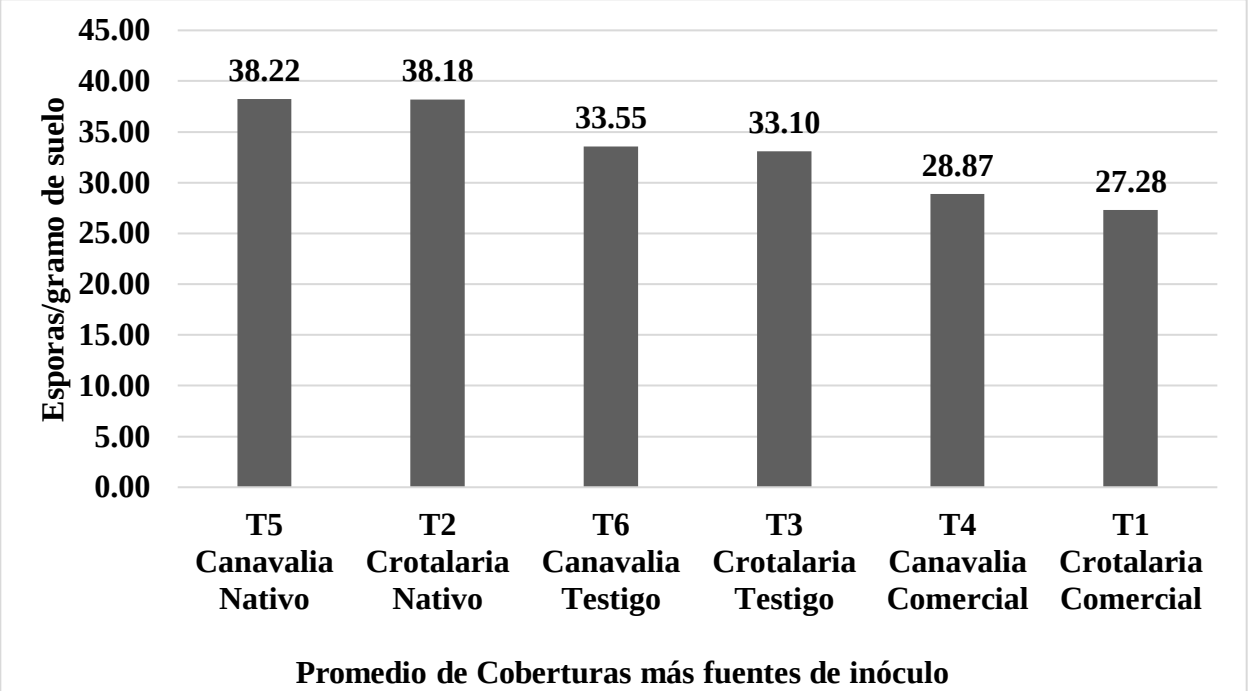
Promedio de número de esporas por gramo de suelo, según el factor de fuentes de inóculo.



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

Figura 8.

Promedio de número de esporas por gramo de suelo, según Coberturas más fuentes de inóculo.



4.2. Comportamiento

4.2.1. Germinación

Al efectuar el análisis de varianza **(Tabla 7A)** para la variable germinación se encuentra que no hay diferencias estadísticas significativas entre las coberturas utilizadas ($p=0.1349$) y para las fuentes de inoculantes si se encuentra diferencias estadísticas altamente significativas ($p<0.01$), a su vez en la interacción entre cobertura e inóculo se encuentra diferencias estadísticas significativas ($p=0.0407$).

Los promedios encontrados para germinación fueron 89.56 % y 85.89 % para las coberturas de (*Crotalaria juncea L. y Canavalia ensiformis L.*) respectivamente, las que se muestran similares estadísticamente **(Figura 9)**. Por lo contrario, la germinación producida por las fuentes de inóculo (nativo, testigo y comercial) con 94.50%, 87.33 % y 81.33 %; son diferentes según la prueba de Tukey ($p\leq0.05$), de esto se desprende que la fuente de inóculo de HMA nativo produce mayor germinación que el testigo y el inóculo comercial **(Figura 10)**, así mismo, la fuente de inóculo comercial es el que menos germinación produce. Finalmente, entre las coberturas y fuentes inóculo si se produjo interacción T2 94.67 %, T5 94.33 %, T3 88.00 %, T6 86.67 %, T1 86.00 % y T4 76.67 %, son diferentes según la prueba de Tukey ($p\leq0.05$) de esto se desprende que las coberturas de *Crotalaria juncea L* y *Canavalia ensiformis* L, con inóculo de HMA nativo produce mayor germinación que el testigo y comercial **(Figura 11)**.

Figura 9.

Promedio de porcentaje de germinación, según coberturas.

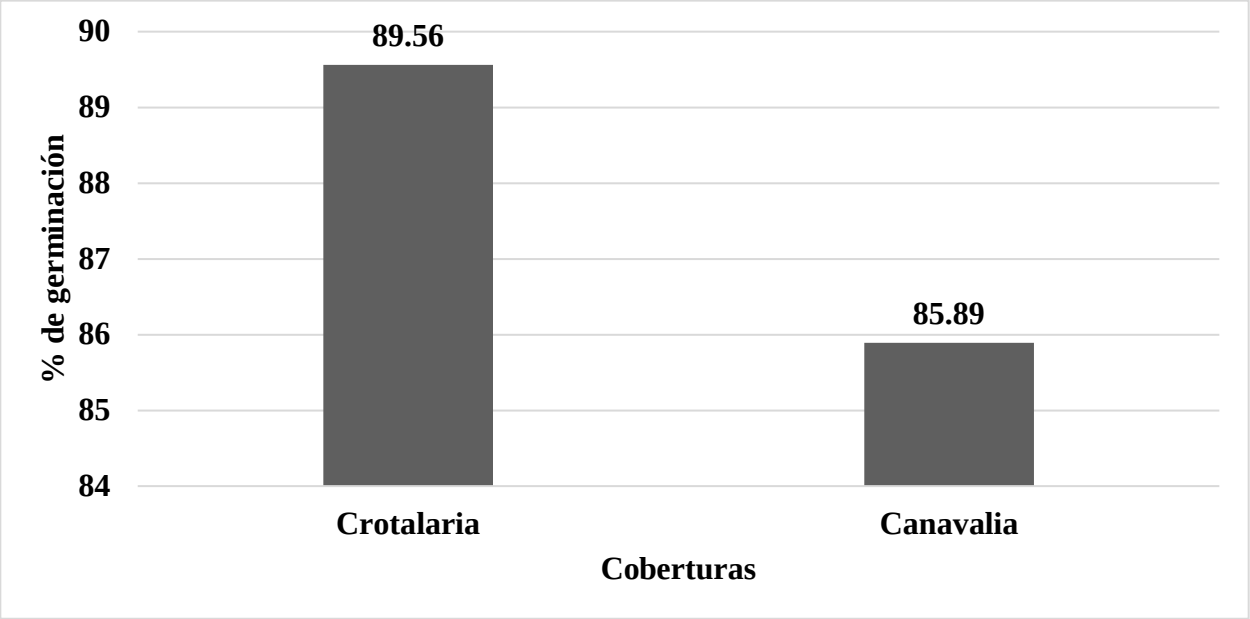
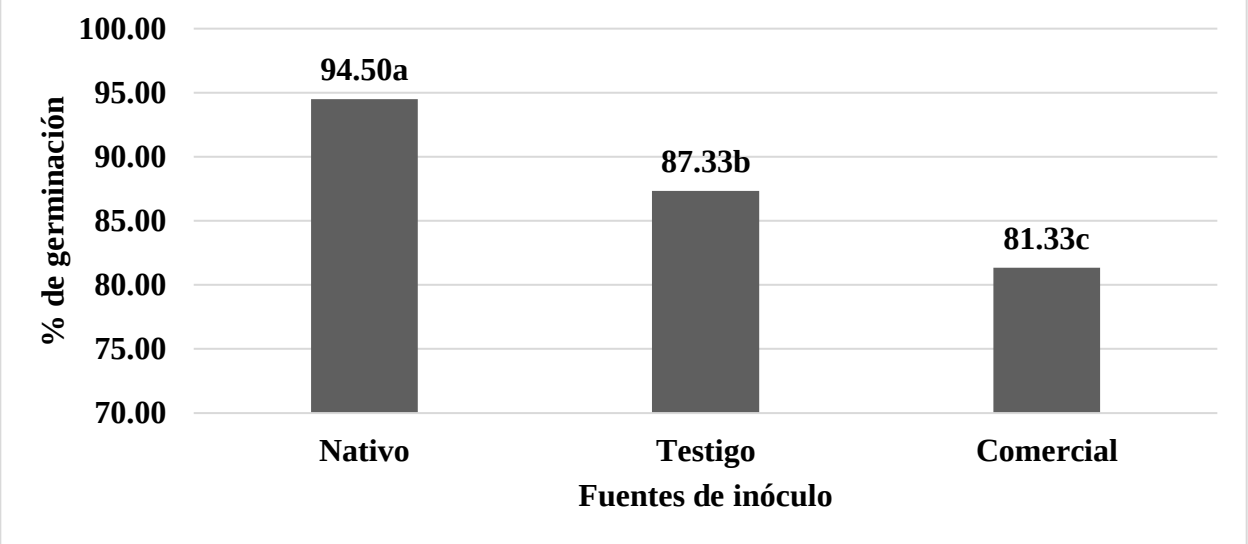


Figura 10.

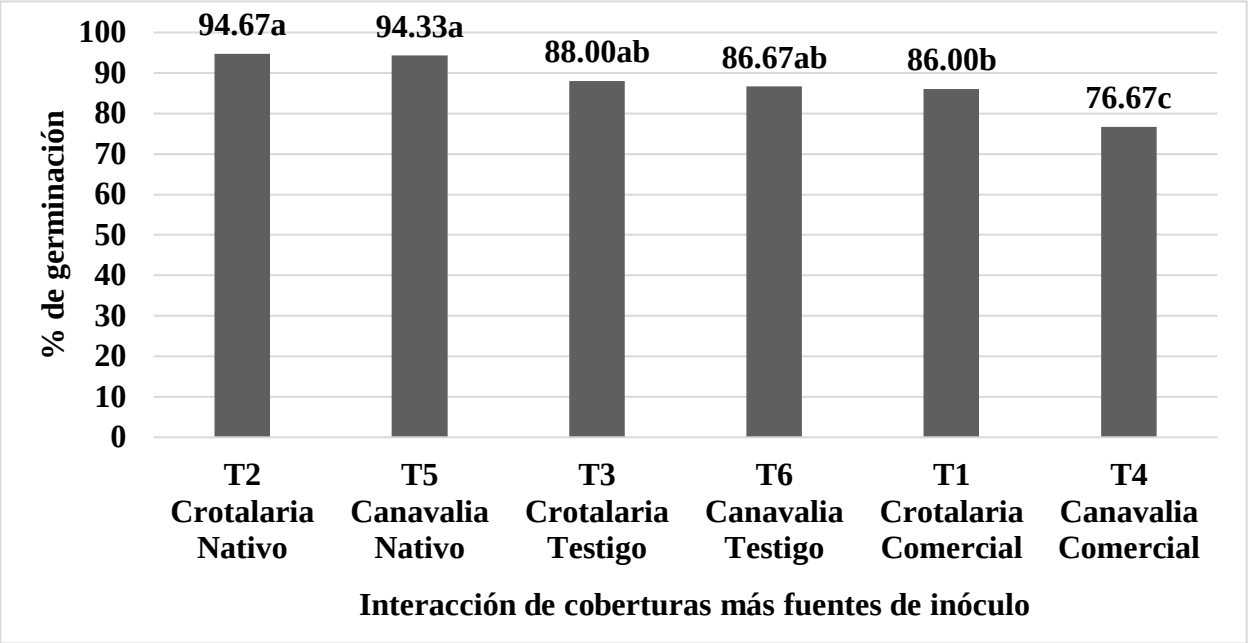
Promedio de porcentaje de germinación, según el factor de fuentes de inóculo.



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

Figura 11.

Promedio de porcentaje de germinación, según la interacción de Coberturas más fuentes de inóculo.



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

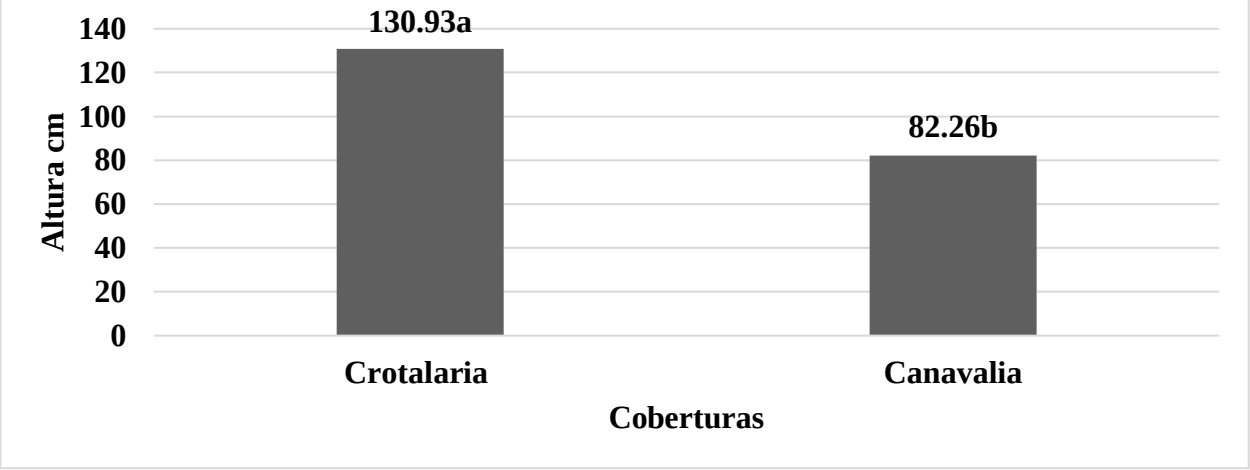
4.2.2. Altura de planta

Al efectuar el análisis de varianza **(Tabla 8A)** para la variable altura de planta se encuentra que hay diferencias estadísticas significativas entre las coberturas utilizadas (p=0.0435) y para las fuentes de inoculantes no se encuentra diferencias estadísticas significativas (p=0.0656), de igual manera para la interacción entre cobertura e inóculo no se encuentra diferencias estadísticas significativas (p=0.6045).

Los promedios encontrados para altura de planta fueron 130.93 cm y 82.26 cm para las coberturas de (*Crotalaria juncea L.* y *Canavalia ensiformis L.*) son diferentes según la prueba de Tukey (p≤0.05) de esto se desprende que la cobertura de *Crotalaria juncea L.* produce mayor altura **(Figura 12)**. Por lo contrario, la altura de planta producida por las fuentes de inóculo (nativo, testigo y comercial) con 114.9 cm, 104.37 cm y 100.52 cm se muestran similares estadísticamente **(Figura 13)**. Finalmente, entre las coberturas y fuentes inóculo no se produjo interacción **(Tabla 8A)**.

Figura 12.

Promedio de altura de planta, según el factor de coberturas.



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

Figura 13.

Promedio de altura de planta, según fuentes de inóculo.

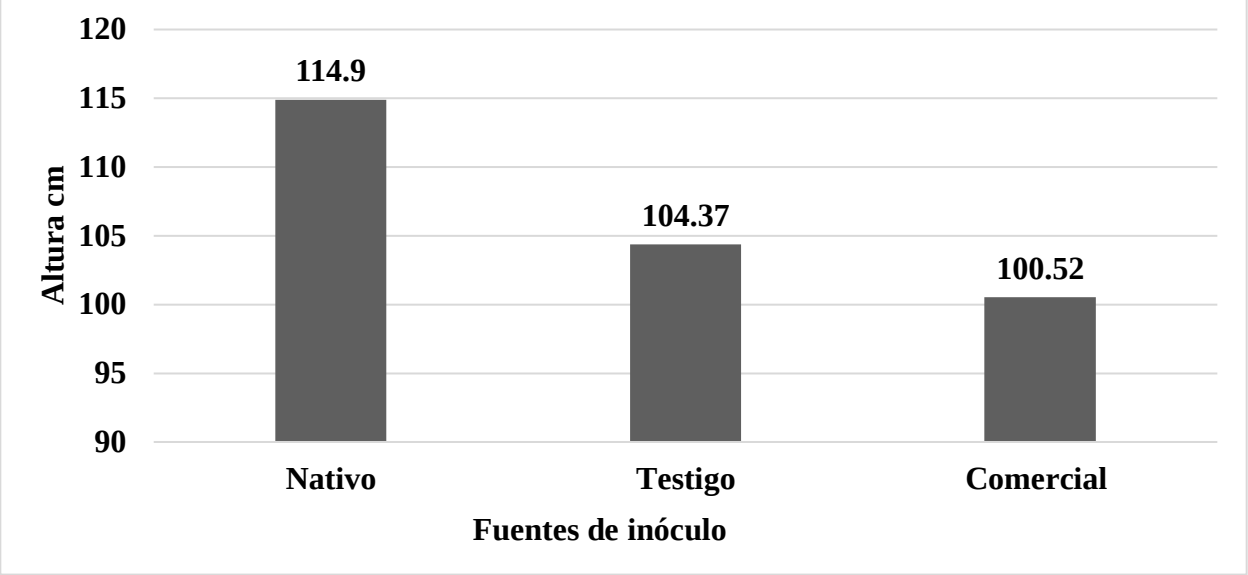
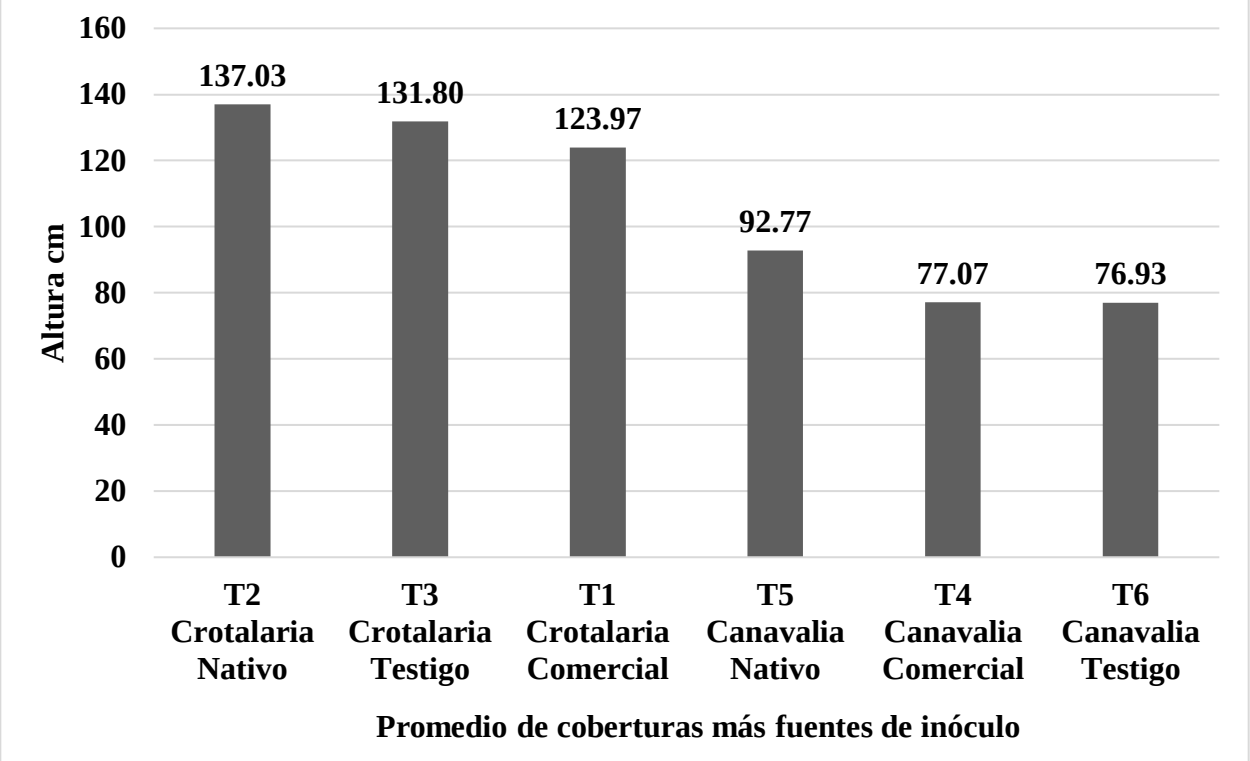


Figura 14.

Promedio de altura de planta, según coberturas más fuentes de inóculo.



4.2.3. Diámetro de tallo

Al efectuar el análisis de varianza **(Tabla 9A)** para la variable diámetro de tallo se encuentra que no hay diferencias estadísticas significativas entre las coberturas utilizadas (p=0.6781), para las fuentes de inoculantes no se encuentra diferencias estadísticas significativas (p=0.1940), de igual manera para la interacción entre cobertura e inóculo no se encuentra diferencias estadísticas significativas (p=0.2427).

Los promedios encontrados para diámetro de tallo fueron 7.31 mm y 7.01 mm para las coberturas de (*Crotalaria juncea L.* y *Canavalia ensiformis L.*) respectivamente, las que se muestran similares estadísticamente **(Figura 15)**, de igual forma, el diámetro de tallo producida por las fuentes de inóculo (nativo, testigo y comercial) con 7.77 mm, 6.98 mm y 6.73 mm se muestran similares estadísticamente **(Figura 16)**. Finalmente, entre las coberturas y fuentes inóculo no se produjo interacción **(Tabla 9A)**.

Figura 15.

Promedio de diámetro de tallo, según coberturas.

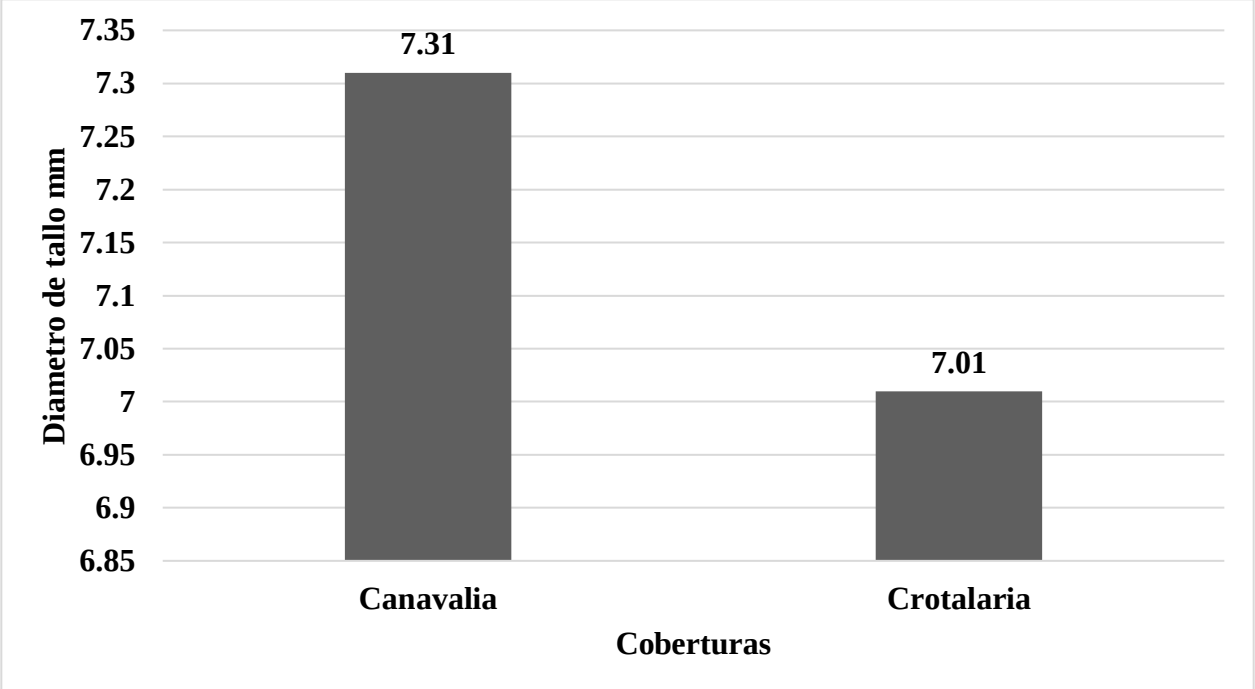


Figura 16.

Promedio de diámetro de tallo, según fuentes de inóculo.

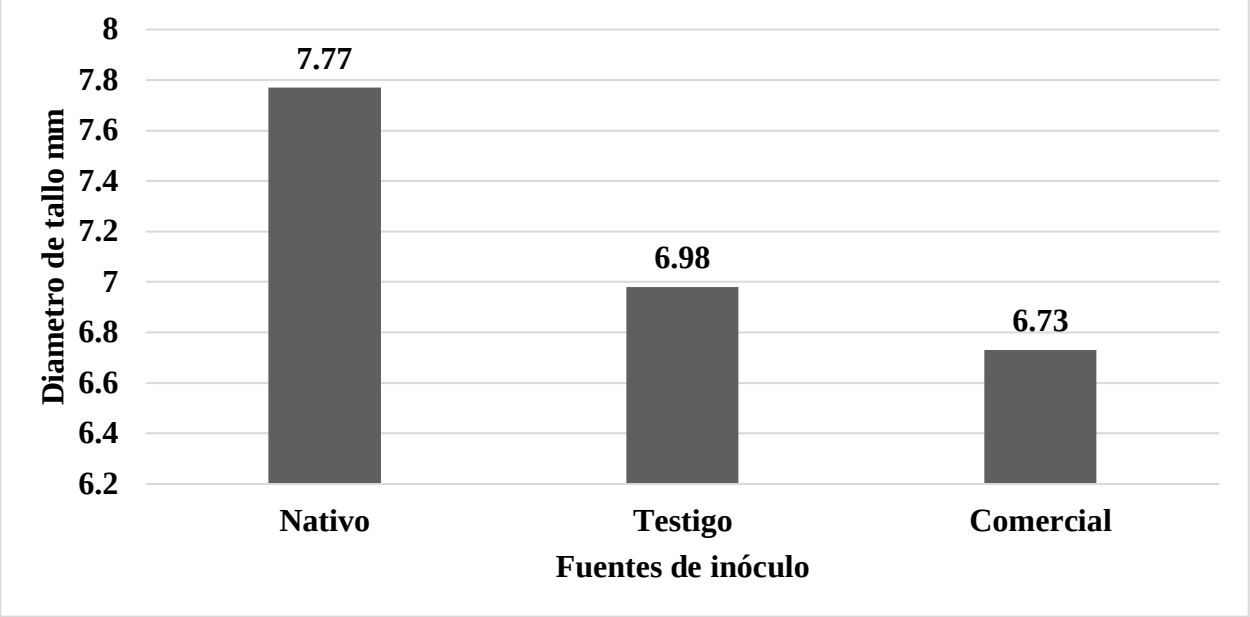
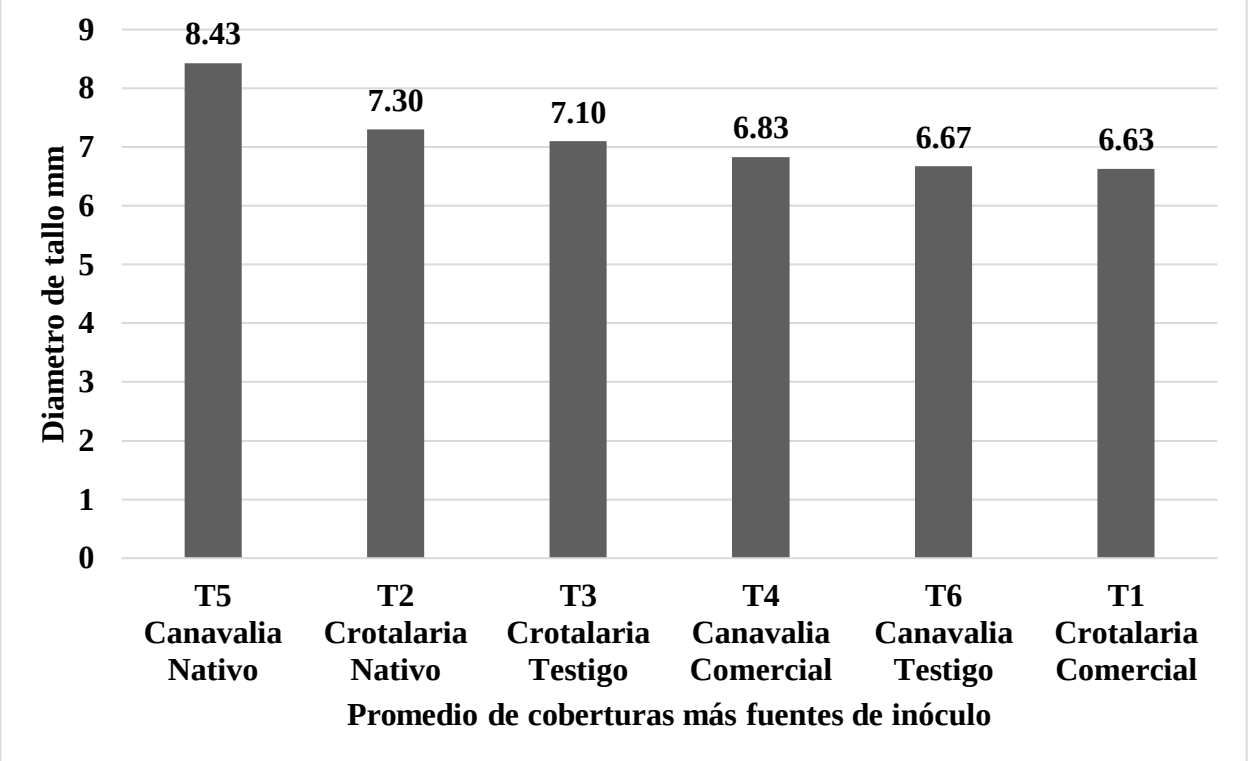


Figura 17.

Promedio de diámetro de tallo, según coberturas más fuentes de inóculo.



4.2.4. Área foliar

Al efectuar el análisis de varianza **(Tabla 10A)** para la variable área foliar se encuentra que no hay diferencias estadísticas significativas entre las coberturas utilizadas (p=0.0967), para las fuentes de inoculantes no se encuentra diferencias estadísticas significativas (p=0.2262), de igual manera para la interacción entre cobertura e inóculo no se encuentra diferencias estadísticas significativas (p=0.2864).

Los promedios encontrados para área foliar fueron 4357.31 cm^2/planta y 615.99 cm^2/planta para las coberturas de *Canavalia ensiformis* L. *y Crotalaria juncea* L. respectivamente, las cuales se muestran similares estadísticamente **(Figura 18)**, de igual forma, el área foliar producida por las fuentes de inóculo (nativo, testigo y comercial) con 3381.81 cm^2/planta, 2197.92 cm^2/planta y 1880.22 cm^2/planta se muestran similares estadísticamente **(Figura 19)**. Finalmente, entre las coberturas y fuentes inóculo no se produjo interacción **(Tabla 10A)**.

Figura 18.

Promedio de área foliar, según coberturas.

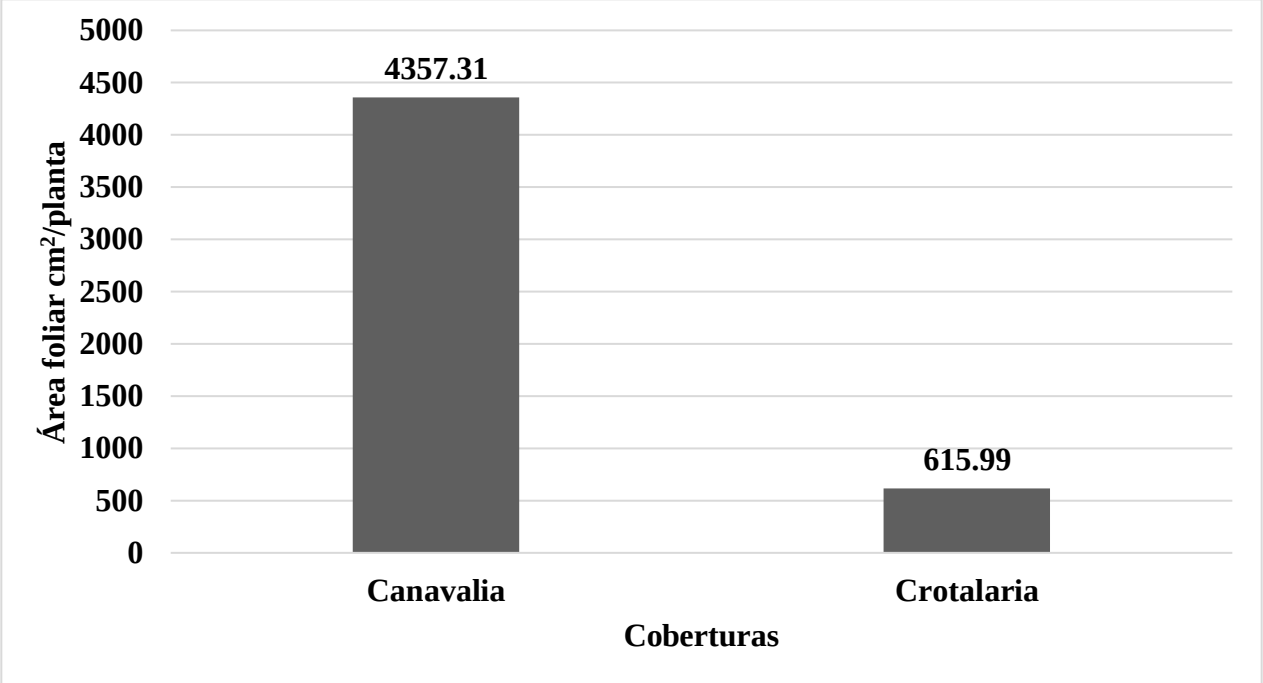


Figura 19.

Promedio de área foliar, según fuentes de inóculo.

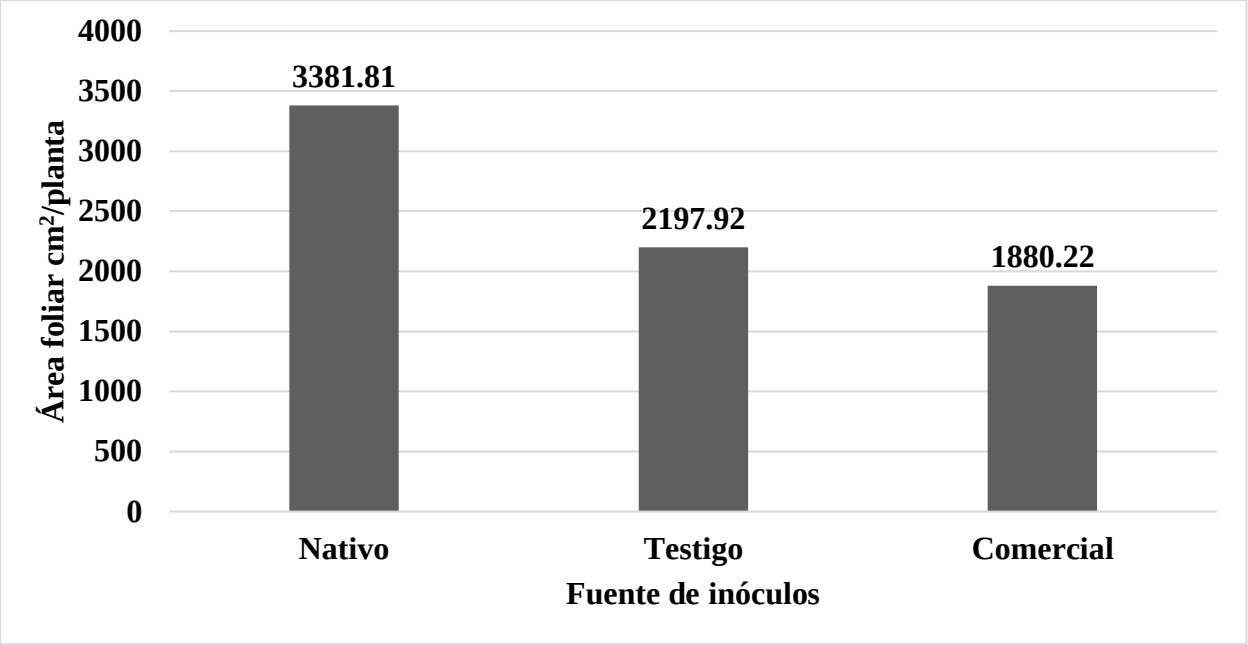
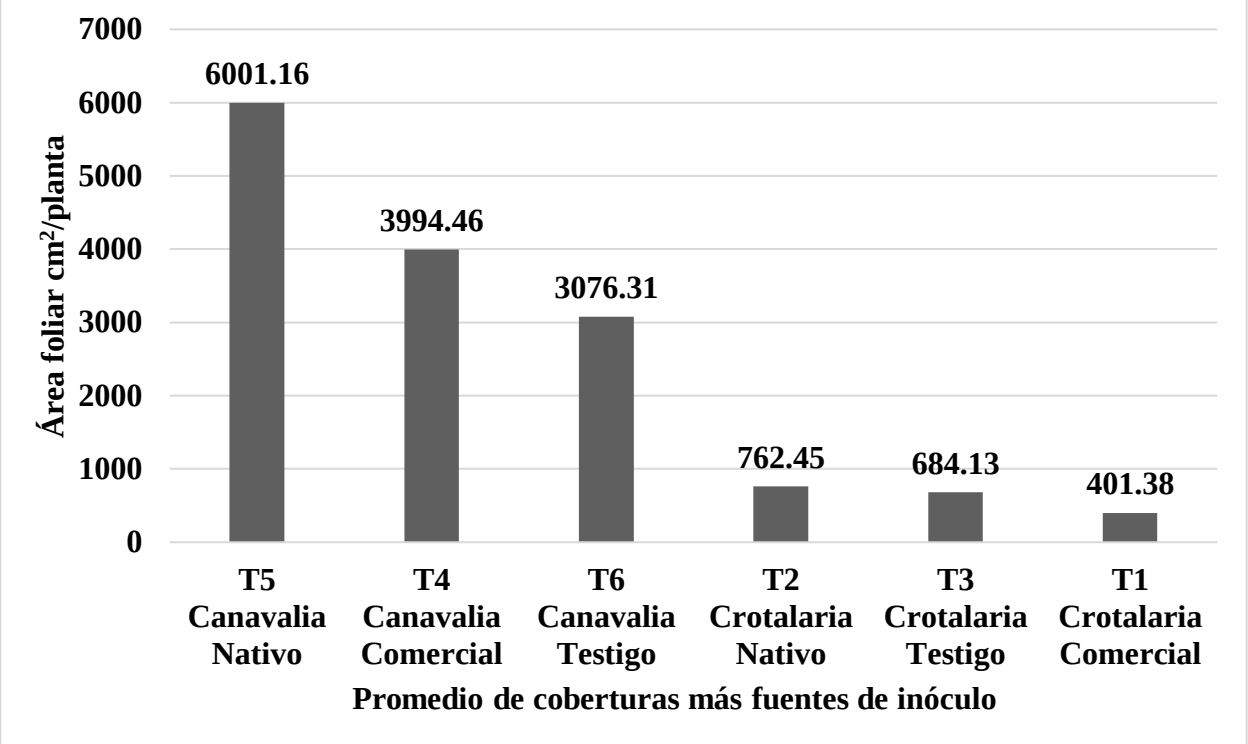


Figura 20.

Promedio de área foliar, según coberturas más fuentes de inóculo.



4.2.5. Clorofila

Al efectuar el análisis de varianza **(Tabla 11A)** para la variable clorofila se encuentra que no hay diferencias estadísticas significativas entre las coberturas utilizadas (p=0.9245), para las fuentes de inoculantes no se encuentra diferencias estadísticas significativas (p=0.5286), de igual manera para la interacción entre cobertura e inóculo no se encuentra diferencias estadísticas significativas (p=0.7232).

Los promedios encontrados para el contenido de clorofila fueron 44.08 SPAD y 43.82 SPAD para las coberturas de (*Crotalaria juncea L.* y *Canavalia ensiformis L.*) respectivamente, las que se muestran similares estadísticamente **(Figura 21)**, de igual forma, la clorofila producida por las fuentes de inóculo (nativo, testigo y comercial) con 45.75 SPAD, 43.22 SPAD y 42.88 SPAD se muestran similares estadísticamente **(Figura 22)**. Finalmente, entre las coberturas y fuentes inóculo no se produjo interacción **(Tabla 11A)**.

Figura 21.

Promedio de clorofila, según coberturas.

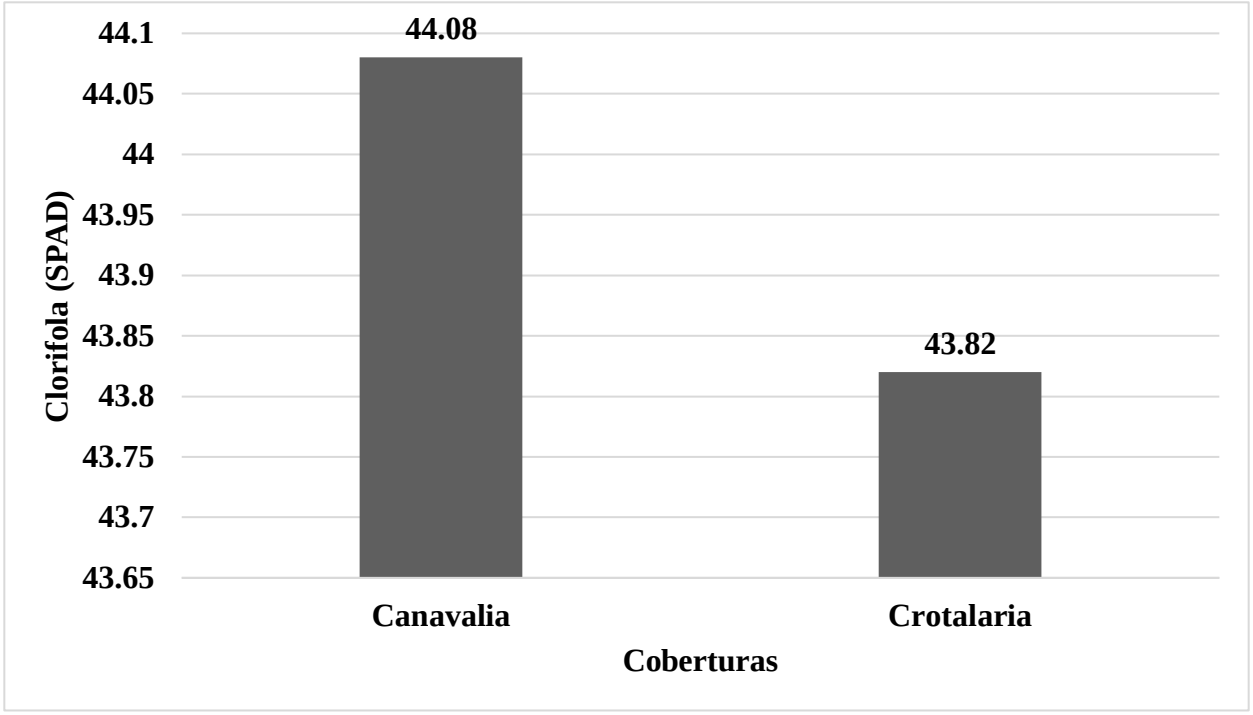


Figura 22.

Promedio de clorofila, según fuentes de inóculo.

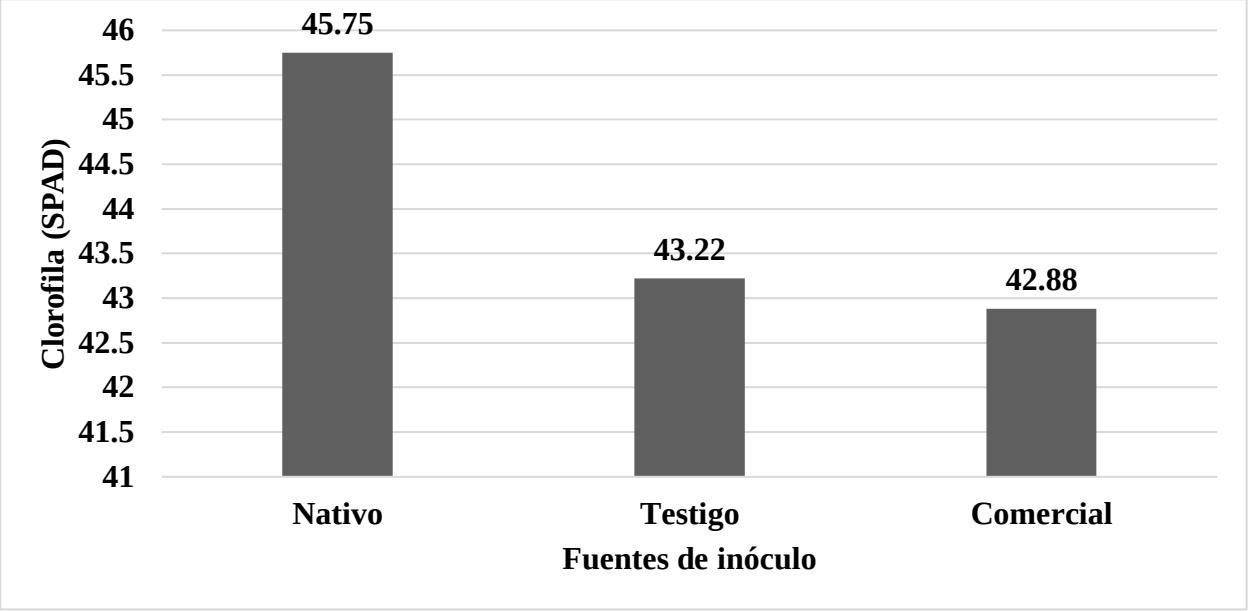
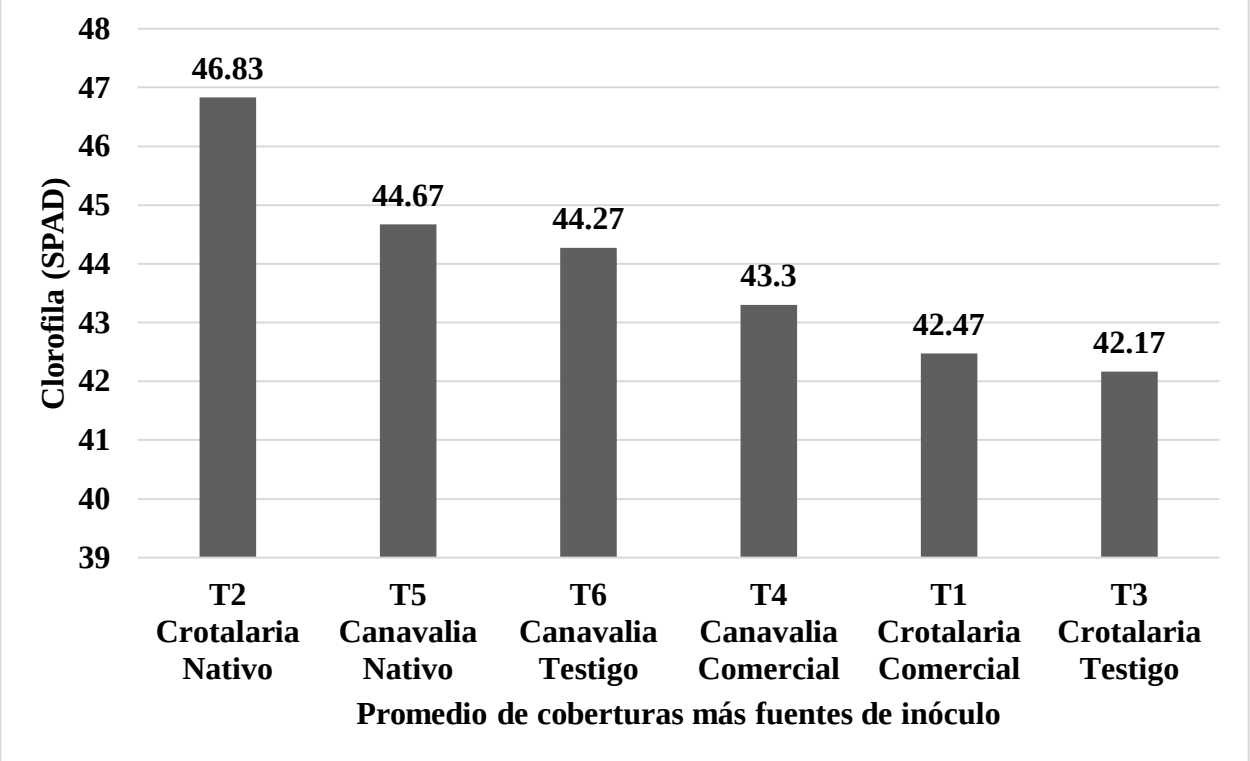


Figura 23.

Promedio de clorofila, según coberturas más fuentes de inóculo.



4.2.6. Retención de humedad

Al efectuar el análisis de varianza **(Tabla 12A)** para la variable retención de humedad se encuentra que no hay diferencias estadísticas significativas entre las coberturas utilizadas (p=0.3584), para las fuentes de inoculantes no se encuentra diferencias estadísticas significativas (p=0.2685), de igual manera para la interacción entre cobertura e inóculo no se encuentra diferencias estadísticas significativas (p=0.5662).

Los promedios encontrados para retención de humedad fueron 18.29% y 14.29% para las coberturas de (*Canavalia ensiformis L.* y *Crotalaria juncea L.*) respectivamente, las que se muestran similares estadísticamente **(Figura 24)**, de igual forma, la retención de humedad producida por las fuentes de inóculo (nativo, testigo y comercial) con 17.63 %, 15.70 % y 15.53 % se muestran similares estadísticamente **(Figura 25)**. Finalmente, entre las coberturas y fuentes inóculo no se produjo interacción **(Tabla 12A)**.

Figura 24.

Promedio de porcentaje de retención de humedad, según cobertura.

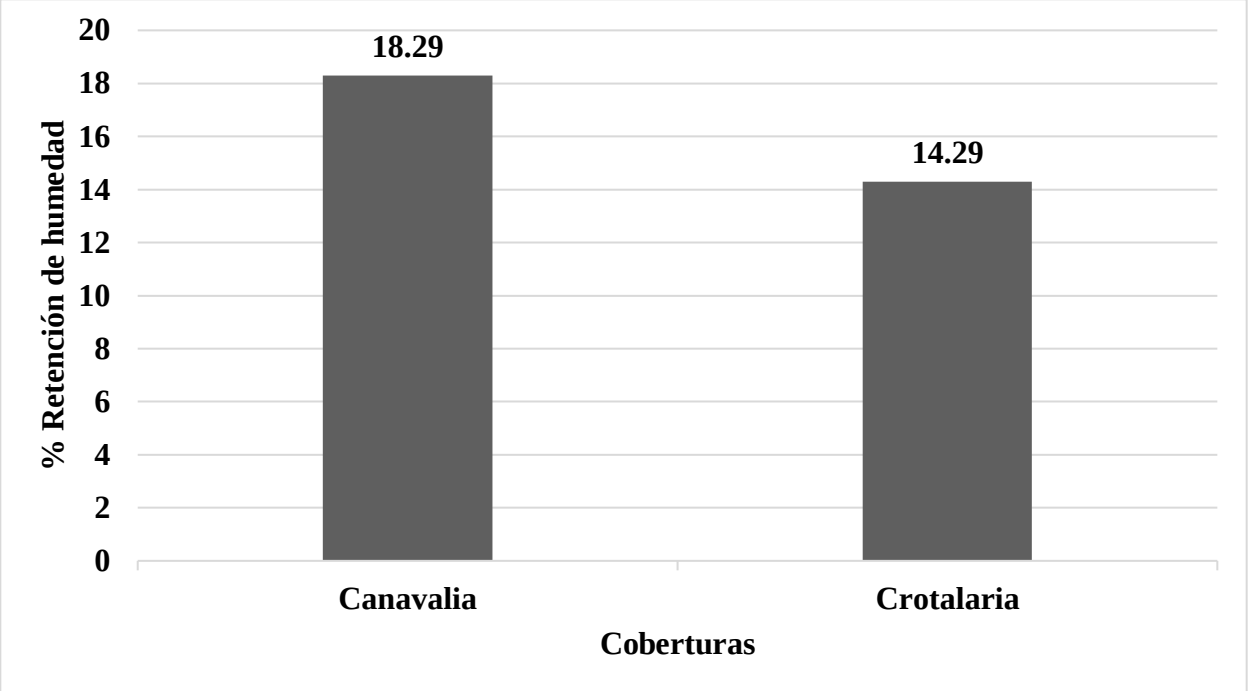


Figura 25.

Promedio de porcentaje de retención de humedad, según fuentes de inóculo.

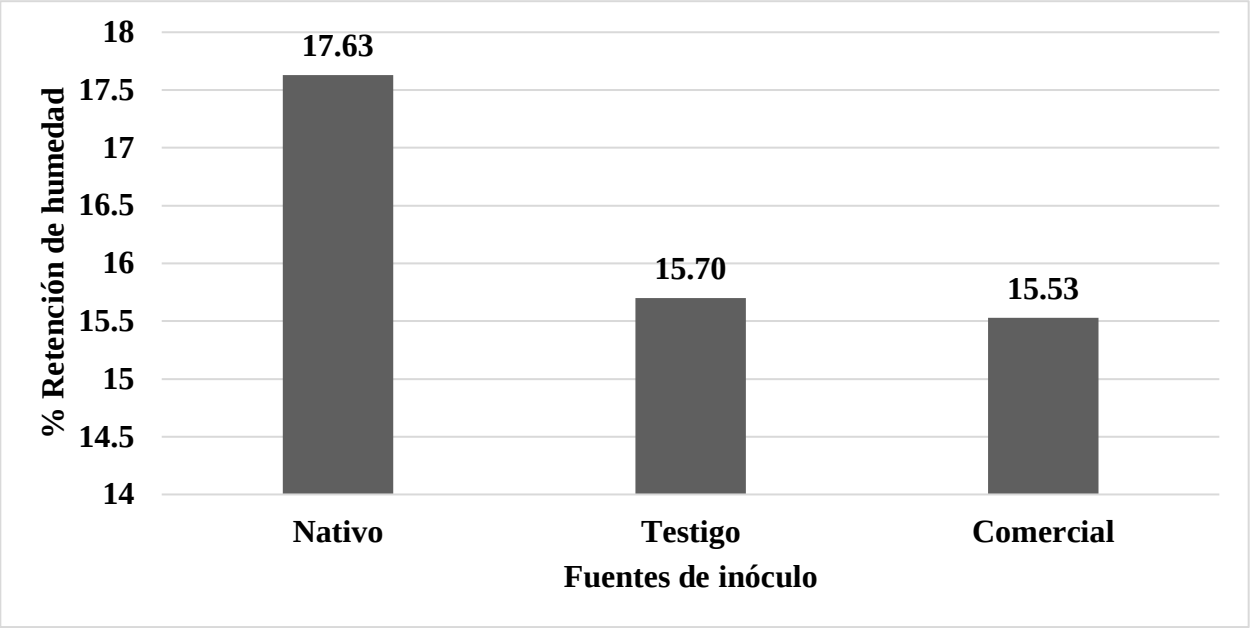
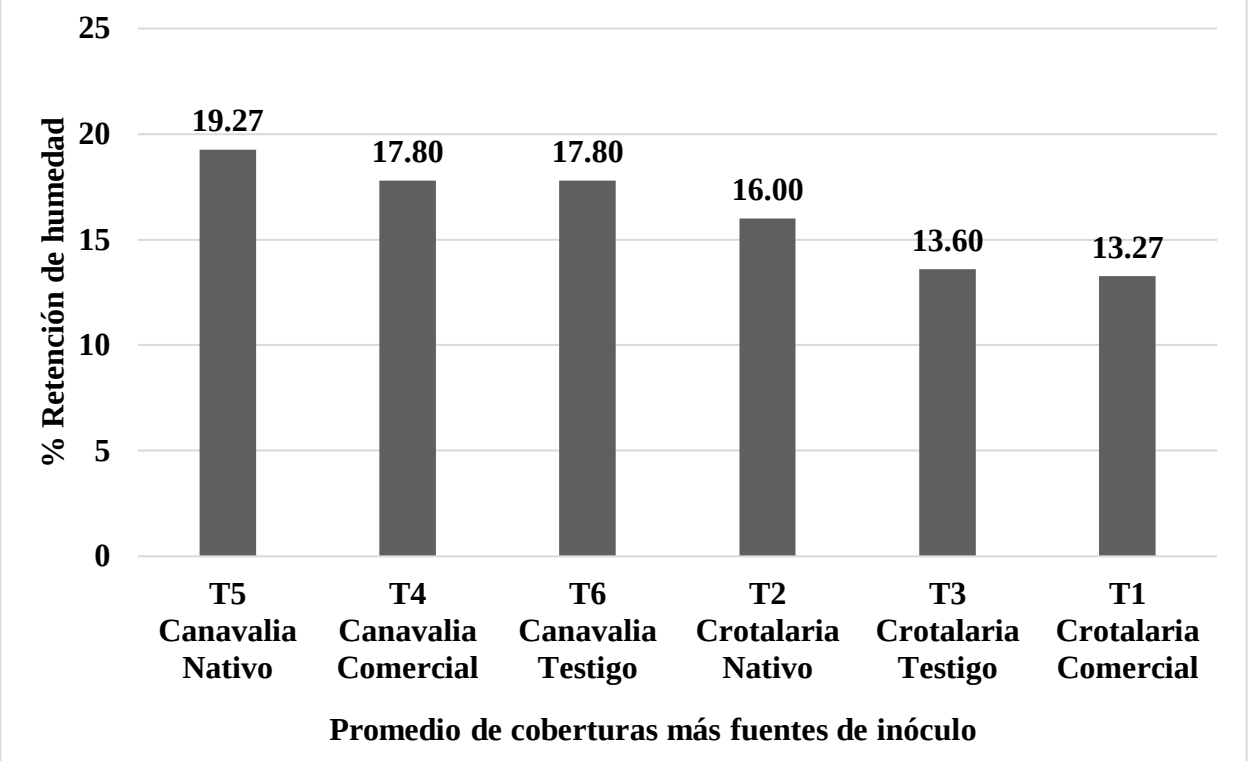


Figura 26.

Promedio de porcentaje de retención de humedad, según Coberturas más fuentes de inóculo.



4.2.7. Materia seca

Al efectuar el análisis de varianza (**Tabla 13A**) para la variable materia seca se encuentra que no hay diferencias estadísticas significativas entre las coberturas utilizadas (p=0.0563), para las fuentes de inoculantes no se encuentra diferencias estadísticas significativas (p=0.2404), de igual manera para la interacción entre cobertura e inóculo no se encuentra diferencias estadísticas significativas (p=0.6545).

Los promedios encontrados para materia seca fueron 2.72 t/ha y 1.59 t/ha para las coberturas de (*Canavalia ensiformis L.* y *Crotalaria juncea L.*) respectivamente, las que se muestran similares estadísticamente **(Figura 27)**, de igual forma, la materia seca producida por las fuentes de inóculo (nativo, testigo y comercial) con 2.95 t/ha, 1.92 t/ha y 1.60 t/ha se muestran similares estadísticamente **(Figura 28)**. Finalmente, entre las coberturas y fuentes inóculo no se produjo interacción (**Tabla 13A**).

Figura 27.

Promedio de materia seca, según coberturas.

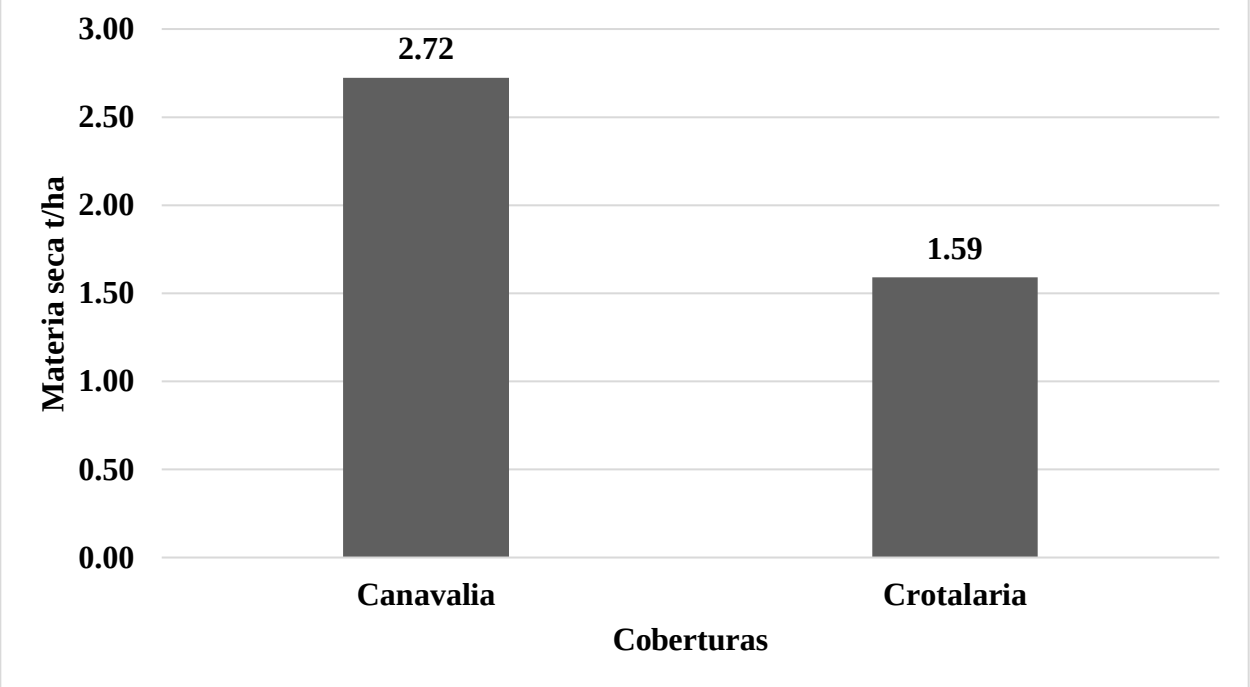


Figura 28.

Promedio de materia seca, según fuentes de inóculo.

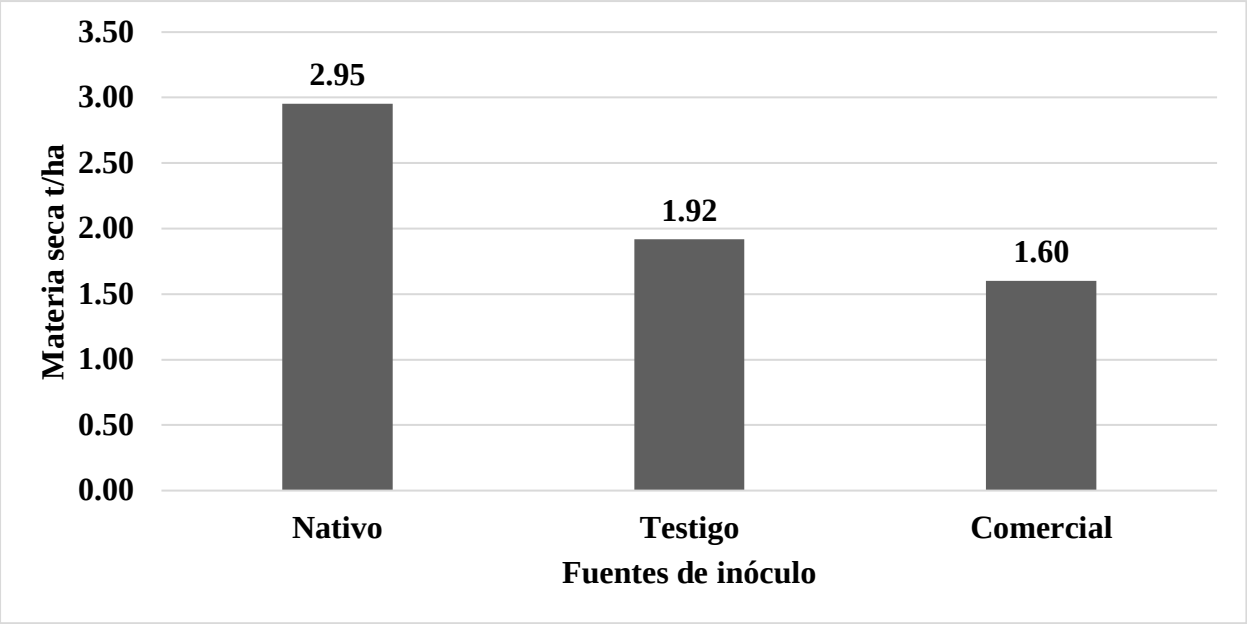
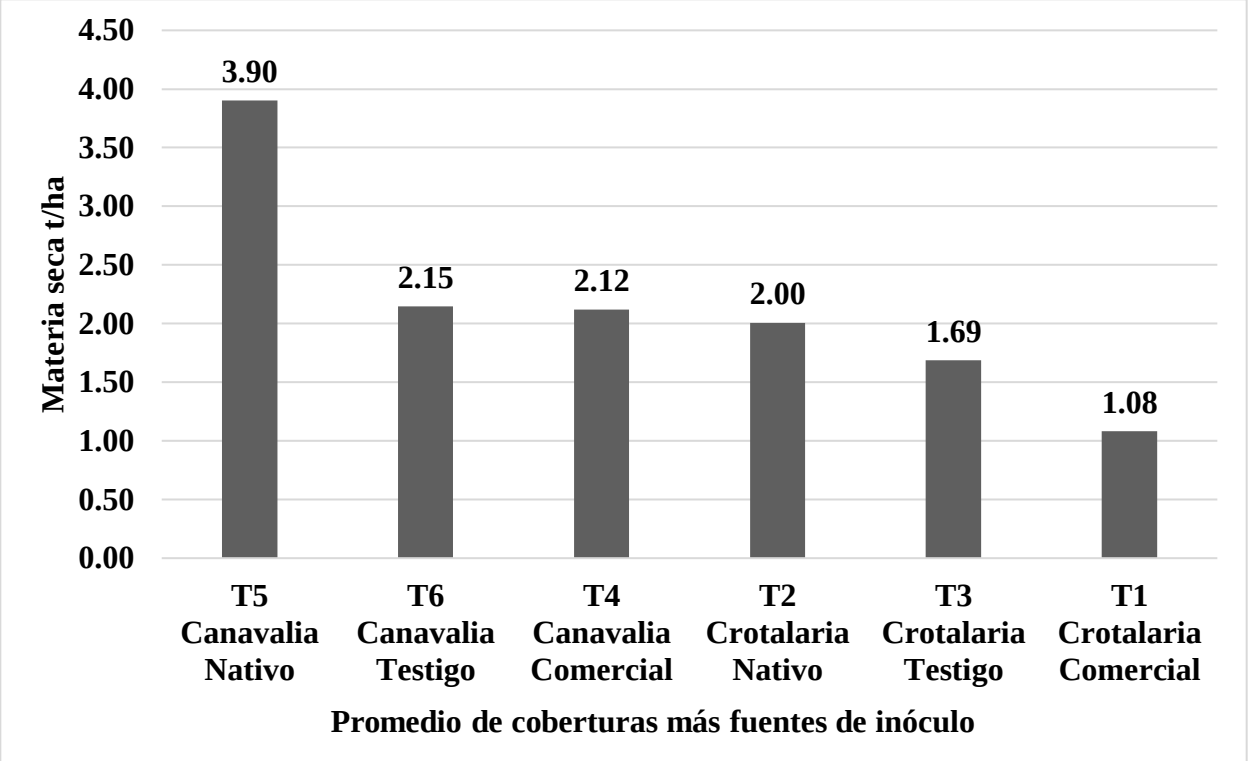


Figura 29.

Promedio de materia seca, según coberturas más fuentes de inóculo.



CAPÍTULO V

DISCUSIÓN

5.1. Compatibilidad

5.1.1. Colonización de raíces

Los promedios encontrados para el fator de fuentes de inóculo sobre la colonización de raíces fueron de 5 (76% – 100%), 3 (26% – 50%) y de 2 (6% – 25%) de intensidad para las fuentes de inoculo nativo, testigo y comercial en coberturas de (*Canavalia ensiformis L.* y *Crotalaria juncea L.*) respectivamente. Estos resultados son casi similares a los encontrados por Trejo *et. al.,* (2021) en cuanto a intensidad, quienes usaron 6 especies de leguminosas con el método no sistemático de estimación de colonización HMA en raíces, dentro de ellas estaban las coberturas de *Crotalaria juncea* L. y *Canavalia ensiformis* L. inoculadas con inoculó HMA comercial (Rizofermic®) y HMA nativo del ambienta natural de su propio suelo, en tanto al inoculante nativo obtuvieron una intensidad de 3 (26% – 50%) para las coberturas de cobertura *Crotalaria juncea* L. y *Canavalia ensiformis* L, de igual manera con el inóculo comercial obtuvieron una colonización de una intensidad de 3 (26% – 50%) y para al testigo obtuvieron una colonización de una intensidad de 2 (6% – 25%).

Así mismo, Valdiviezo *et. al.,* (2024) reporta resultados parecidos a los nuestros, especialmente con el inoculante de HMA *Acaulospora rugosa* en coberturas de (*Crotalaria juncea* L y *Canavalia ensiformis L)*, con una colonización micorrízica con intensidad de 4 (51% - 75%).

También Ojeda *et. al.,* (2019) en su investigación se aprecia la colonización de las raíces en de la leguminosa *(Crotalaria juncea L y Canavalia ensiformis L)*, donde los inóculos *Glomus cubense* y *Rhizoglomus irregulare* fueron los que mostraron mayores resultados con intensidad de 2 (6% – 25%), respectivamente.

De la misma forma los resultados mostrados por Aguilar *et. al.,* (2021) en la coinoculación HMA *glomus cubense–Rhizobium* sobre la frecuencia de colonización micorrízica por la inoculación de hongos micorrízicos en *(Crotalaria juncea L y Canavalia ensiformis L),* son los que más se asemejan a los que se obtuvo en esta investigación, presentando una colonización micorrízica con intensidad de 5 (76% – 100%) en los periodos de primavera e inviernos siendo estos sus mejores resultados.

Finalmente, Johnson *et. al*., (2020) demostraron que la presencia de ciertas especies de HMA puede influir en la colonización micorrízica, por lo tanto, en la salud y el desarrollo de las plantas.

5.1.2. Esporulación

La densidad de esporas es baja cuando hay menos de una espora por gramo de suelo, esta condición indica que hay escasos HMA en el ambiente edáfico, lo que puede afectar la capacidad de las plantas para establecer simbiosis micorrízicas beneficiosas y mejorar la absorción de nutrientes. Sin embargo, la densidad de esporas entre 1 y 10 esporas por gramo de suelo se clasifica como media. Esta categoría muestra una presencia moderada de HMA en el suelo, lo que podría permitir la colonización micorrízica de las raíces de las plantas y mejorar su salud y crecimiento (Pacheco *et. al*., 2022).

Por lo tanto, al saber que una densidad de esporas media se considera cuando hay más de 10 esporas por gramo de suelo y una densidad alta es cuando supera 50 esporas por gramo de suelo. Esta situación indica una abundancia significativa de HMA en el suelo, lo que puede indicar condiciones favorables para el establecimiento de simbiosis micorrízicas y el mantenimiento de la salud del ecosistema vegetal (Betancourt, 2020).

En ese sentido, la esporulación para las fuentes de inoculo nativo testigo con comercial fueron de 38.20 esporas/g de suelo, 33.33 esporas/g de suelo y 28.05 esporas/g de suelo para las coberturas de (*Canavalia ensiformis L.* y *Crotalaria juncea L.*), respectivamente, estos son superiores a los reportados por García *et. al.,* (2019) quienes inocularon diferentes especies de HMA (*Glomus cubense* y *Glomus claroideum)* en coberturas de *(Crotalaria juncea L y Canavalia ensiformis L),* donde mostraron que en 50 g de suelo cuantificaron 6.6 esporas/g de suelo en el inoculo de *Glomus cubense*, 4.47 esporas/g de suelo en el inoculo de *Glomus claroideum,* de la misma forma, Valdiviezo *et. al.,* (2024) dentro de 20 g de suelo de los tratamientos de *(Crotalaria juncea L y Canavalia ensiformis L)* el inoculo de *Acaulospora rugosa* mostró 17.45 esporas/g de suelo.

Ojeda *et. al.,* (2019) también reportan resultados inferiores a los presentados en esta investigación, donde utilizó hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en la especie de leguminosa *Crotalaria juncea* L., del cual en 50 g suelo encontrando que su inóculo nativo *Glomus cubense* mostró 0.50 esporas/g de suelo, seguido de inóculo consorcio (*Rhizoglomus irregulare* y *Claroideoglomus claroideum*) con 0.45 esporas/g de suelo, estos fueron los de mayor media dentro de todos sus tratamientos.

Martínez *el tal.,* (2019) reportan que en 20 g de suelo cuantificaron 25 esporas/g de suelo al inocular HMA nativo de *glomus fasciculatum* en plantas de *Leucaena leucocephala*, a diferencia de las que no fueron inoculados con 11 esporas/g de suelo los cuales no superaron a los que se encontró en esta investigación.

5.2. Comportamiento

5.2.1. Porcentaje de germinación

Machicado (2019), midió luego de 9 días la germinación de *Canavalia ensiformis* L*,* para la producción de abono verde, reportando una tasa de 90% de germinación. También Reyes *et. al.,* (2023), al usar Bioabonos con biochar en la germinación y desarrollo inicial de *Crotalaria juncea* L. a los 6 días observó un alto porcentaje de emergencia para todos los tratamientos en rango de 90%.

5.2.2. Altura de las plantas.

Los resultados promedios para el factor de altura de planta de las coberturas fueron de 130.93 cm para *Crotalaria juncea L* y 82.26 cm para *Canavalia ensiformis L* en altura de plantas siendo estos inferiores a los hallazgos de Valdiviezo *et. al*., (2024) quien trabajó en vivero con cuatro especies de leguminosas de cobertura asociadas con tres consorcios de HMA, encontró que las leguminosas (*Canavalia ensiformis* inoculado con *Acaulospora rugosa*) presentó un mejor efecto en altura de planta 271.67 cm, seguido por (*Crotalaria juncea* inoculada con *Ambispora appendicula*) con altura de 235.33 cm.

Por el contrario, Machicado (2019) mediante evaluación del comportamiento agronómico del cultivo de *Canavalia ensiformis* L. para la producción de abono verde en distintos terrenos, solo obtuvo una altura media de 25 cm de planta. Ojeda *et. al.,* (2019) al utilizar diferentes consorcios de hongos micorrízicos inoculados en *Canavalia ensiformis* L. muestran una altura media con la cepa *Glomus cubense* el cual presentó 32.1 cm de altura. Rivera *et. al.,* (2024) también inocularon cepas de *Glomus cubense* en la siembra de semillas de *Canavalia ensiformis* L. donde, con la cual obtuvieron una media de 80 cm de altura.

5.2.3. Diámetro de tallo de las plantas

Machicado (2019), en su evaluación del comportamiento agronómico del cultivo de *Canavalia ensiformis* L. para la producción de abono verde dentro de las pasarelas utilizadas como establecimiento de la cobertura se observó una media en diámetro del tallo con 4.7 mm. En tanto a Reyes *et. al.,* (2023), en las características morfológicas de *Crotalaria juncea* L. con diferentes sustratos el más sobresaliente fue T5. 50% de suelo + 25% de biochar + 25% de compost, mostrando la mayor media en diámetro del tallo con 1.16 mm, los resultados de ambos autores son inferiores a los obtenidos en esta investigación. inoculo.

5.2.4. Área foliar

Wang *et. al.,* (2019), menciona que *Canavalia ensiformis* L. tienen hojas más anchas en trifolios y *Crotalaria juncea* L. presentan hojas pequeñas que son oblongas lanceoladas.

Así mimos se expresan en los resultados obtenido por Suazo (2022) con la inoculación *Rhizobium* en la cobertura de *Canavalia ensiformis* L. obtuvo una AF de 2133.51 cm^2/plata y sin inoculo obtuvo 740.85 cm^2/plata, en tanto a *Crotalaria juncea* L. con inóculo de *Rhizobium* obtuvo 654.57 cm^2/plata, sin inóculo obtuvo 459.84 cm^2/plata. Del mismo modo Ojeda *et. al.,* (2019) dentro de los consorcios de hongos micorrízicos que inoculo en la cobertura de *Canavalia ensiformis* L. la cepa *Glomus cubense* fue la que presento mayor media en área foliar con 2281.92 cm^2/plata y para la cobertura de *Crotalaria juncea* L. el mayor promedio lo vio en cepa *Glomus cubense* con 288.34 cm^2/plata

5.2.5. Clorofila

Suazo (2022), inoculó con *Rhizobium* en las coberturas de *Crotalaria juncea* L. y *Canavalia ensiformis* L. logrando mayor contenido de clorofila en *Crotalaria juncea* L 41.10 (SPAD), aunque la hoja es pequeña comparada con *Canavalia ensiformis* L. que tuvo 39.38 (SPAD), sin inoculación de *Rhizobium*. Del mismo modo, Morales y Vargas (2024) probaron con plantas de *Rhynchosia minima* L. inoculadas y no inoculadas con HMA nativo; siendo que las plantas inoculadas presentaron mayor contenido de clorofila, con una media de 40,53 unidades SPAD. Estos valores encontrados son aproximados a los registrados por las coberturas utilizadas en el experimento, para *Crotalaria juncea L* 46.83 SPAD con inoculo nativo y *Canavalia ensiformis L* 44.67 SPAD con inoculo nativo respectivamente.

5.1.6. Retención de humedad.

Las coberturas utilizadas en el experimento lograron una retención de humedad en el suelo de 19.27% *Canavalia ensiformis* L. con inoculo comercial y 16% *Crotalaria juncea L.* con inóculo nativo respectivamente, valores muy superiores a los obtenidos por Samaniego, (2024) usando coberturas en suelos degradados por minería, obtuvo que la cobertura *Canavalia ensiformis* L. con 6.31% fue la que mostró mejores resultados en retención de humedad, seguido por *Crotalaria juncea* L. con 4.74 % en retención de humedad, estas coberturas fueron utilizados sin inóculos de HMA.

5.2.7. Materia seca.

En cuanto a la materia seca Suazo (2022), en la cobertura de *Canavalia ensiformis* L con inóculo de *Rhizobium* reporta 2.79 t/ha y para la cobertura de *Crotalaria juncea* L. con inóculo de *Rhizobium* reporta una producción de materia seca de 0.65 t/ha.

Así mismo, Valdiviezo *et. al.,* (2024), entre especies de leguminosas de cobertura y hongos micorrízicos arbusculares, bajo condiciones de invernadero observó que el tratamiento con mejor promedio, a través de la producción de materia seca fue el de *Crotalaria juncea* L. inoculada con *Acaulospora sp* quien obtuvo 2.52 t/ha y *Canavalia ensiformis* L. inoculada con *Acaulospora rugosa* mostró 1.84 t/ha, siendo estos los mejores promedios reportados en su investigación.

CAPITULO VI

CONCLUSIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos se hace las siguientes conclusiones:

- Se determinó que la respuesta para compatibilidad y comportamiento producida por el hongo micorrízico arbuscular nativo presentó una mejor relación simbiótica mutualista en la asociación con coberturas vegetales de (*Crotalaria juncea* L. y *Canavalia ensiformis* L.) en un ultisol.
- La compatibilidad del inóculo nativo estableció una mejor respuesta simbiótica mutualista en ambas coberturas vegetales, encontrando que para la variable de colonización en el factor de fuentes de inóculo se obtuvo una intensidad de 5 (76% – 100%) y para la variable de esporulación en el factor de fuentes de inóculo se cuantificó 38.20 esporas/g de suelo siendo estas altamente significativas.
- Sobre su comportamiento el inóculo nativo fue el que presentó mayor respuesta con algunas variaciones dependiendo de las coberturas vegetales (*Crotalaria juncea* L. y *Canavalia ensiformis* L.), que, siendo así que para para porcentaje de germinación (T2 94.67% - T5 94.33%), altura de las plantas (T2 137.03 cm – T5 92.77 cm), diámetro de tallo de las plantas (T5 8.43 mm – T2 7.30 mm), área foliar (T5 6001.16 cm2/planta – T2 762.45 cm2/planta), clorofila (T2 46.83 SPAD – T5 44.67 SPAD), retención de humedad (T5 19.27 % - T2 16 %) y materia seca (T5 3.90 t/ha – T2 2.00 t/ha).

CAPITULO VII

RECOMENDACIONES

- Se debe fomentar el uso del inóculo nativo, ya que ha demostrado ser eficaz en la compatibilidad y el rendimiento en las coberturas de *Crotalaria juncea* L. y *Canavalia ensiformis* L. sobre suelos ultisol. Esto no solo optimiza la productividad agrícola, sino que también promueve prácticas más sostenibles y adaptadas a las condiciones locales, reduciendo la dependencia de insumos externos y aumentando la rentabilidad. Al utilizar soluciones naturales y accesibles, los agricultores pueden reducir costos, mejorar la salud del suelo, en consecuencia, incrementar sus ingresos contribuyendo así a su bienestar y al desarrollo económico de la región.
- En vista de la eficacia del inóculo nativo, es importante fomentar la conservación de los hongos micorrízicos locales, así como su propagación y multiplicación, para asegurar su disponibilidad y evitar la dependencia de inóculos comerciales, esta estrategia contribuirá a una agricultura más sostenible y a la preservación de la biodiversidad microbiana.
- Ampliar la investigación referente al estudio de microorganismos del suelo en aplicaciones biotecnológicas para la recuperación de los suelos y por ende la restauración de los paisajes cada vez más degradados, teniendo en cuenta el uso de inoculantes de hongos micorrízicos arbuscular procedentes de la zona a trabajar, ya que estos están mejor adaptados a las condiciones edáficas y climáticas, lo que asegura una mayor tasa de éxito en su compatibilidad y comportamiento funcional en la recuperación de ecosistemas agrícolas.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Agarwal, P y Sah, P. (2009). Importancia ecológica de las ectomicorrizas en el bosque mundial Agroecología: el papel clave de las micorrizas arbúsculares en los servicios de los ecosistemas Micorrizas. p 519-530.

Agrios, G. (2002). Fitopatología. Academic Press Inc. México. p 838.

Aguilar, Y. T., Hidalgo, E. C., Alonso, G. M. M., Sánchez, C. A., Martínez, G. M. S., & Hernández, L. R. (2021). Selección de cepas eficientes de rhizobium y micorrizas en *Canavalia ensiformis* L. DC. *Revista Mexicana de Agroecosistemas*, *8*(1), 13-24.

Alarcón, A.; Ferrera Cerrato, R. (1999). Manejo de la micorriza arbuscular en sistemas de propagación de plantas frutícolas Terra Latinoamericana, vol. 17, núm. 3, pp. 179-191 Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A.C. Chapingo, México

Alipi, A. M., & Pichardo, J. M. (2009). Fabaceae = Leguminosae en parte *Crotalaria juncea* L.

Anaya, A. (2003). Ecología química. México.

Barroso, GRP; Carvalho, JOM; dos santos, M. R. A.; Ferreira, M. G. R. y Marcolan, A. L. (2009). Teoría de macronutrientes en plantas utilizadas como abono verde. Conocimiento científico, vol. 2, núm. 1, págs. 101-1 37-42, ISSN 1982-792X.

Betancourt Tituana, H. F. (2020). *Sinergismo entre hongos micorrízicos y Trichoderma harzianum en el control del nematodo Nacobbus aberrans en plantas de tomate* (*Solanum lycopersicum L.)* (Tesis doctoral, Universidad Nacional de La Plata).

Beyra, A., G. Reyes, L. Hernández y P. Herrera, (2004). Revisión taxonómica del género Canavalia DC. (Leguminosae-Papilionoideae) en Cuba. Revista de la Academia Colombiana de Ciencia *28* (107): 157-175.

Brunner, B.; Martínez, S.; Flores, L.; Morales, P. (2009). Hoja informativa Crotalaria. Lajas, Puerto Rico. (en línea). Proyecto de Agricultura Orgánica Departamento de Cultivos y Ciencias Agroambientales. 32(1):170-250.

Bustamante Cubas, A., & Zambrano Espinoza, W. N. (2018). Eficiencia de la multiplicación de hongos micorrízicos arbusculares (HMA), nativos en Zea mays L. en condiciones de invernadero, mayo–diciembre.

Calderón, M. (2011). *Evaluación de tres aislamientos de hongos formadores de micorriza arbuscular en arveja china (Pisum sativum L. var. Macrocarpon) y arverja dulce (Pisum sativum L. var. Saccharatum) bajo invernadero*. Tesis de ing. Sabana, Bogotá. Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales. 135 p.

Díaz, C. (2011). Alternativas para el control de la erosión mediante el uso de coberturas convencionales, no convencionales y revegetalización. Ingeniería e investigación, 31(3), 80-90.

Espinoza, A (2013). *Caracterización morfológica de esporas de micorrizas del Genero Glomus sp. A nivel de invernadero y de campo en el cultivo de soya Glycine max L*. Tesis de ing. Universidad de Guayaquil. Colombia.

Fagro (2009). Intercambio de nutrientes. Fósforo. Uruguay. Montevideo.

FAO. (2017). Insignia del suelo. 4ta edición.

Flores, Y. (2010). Crecimiento y productividad de plantaciones forestales en la Amazonía peruana. p 14.

Frioni, L. (2006). Microbiología Básica, ambiental y agrícola. Universidad de la República Oriental del Uruguay, 299-300. Uruguay.

García Rubido, Milagros, Rivera Espinosa, Ramón, Cruz Hernandez, Yoanna, Acosta Aguiar, Yenssi, & Ramón Cabrera, José. (2019). Respuesta de *Crotalaria juncea (*L*) Canavalia ensiformis* (L.) a la inoculación con diferentes cepas de hongo micorrízico arbuscular en un suelo FARL. *Cultivos Tropicales*, *38*(1), 7-12.

González-Chávez, M. C. A., Gutiérrez-Castorena, M. C., & Wright, S. (2005). Hongos micorrízicos arbusculares en la agregación del suelo y su estabilidad. *Terra Latinoamericana*, *22*(4), 507-514.

Google (2023) AirbusDatos del mapa © 2023 https://maps.app.goo.gl/RLFDtATFX9prKs6i7

Guachón, T y Prado, M (2012). *Evaluación del efecto del inóculo Micorrízico Arbuscular en el crecimiento de Cinchonapubescens y Cinchonaofficinalis en condiciones de vivero*. Tesis de Grado. Universidad Técnica Particular de Loja, Ecuador.

Johnson, A. R., García, L. M. y Pérez, M. S. (2020). Influencia de las micorrizas arbusculares. Especies de hongos sobre la colonización de micorrizas en raíces de plantas. Biología del suelo y Bioquímica, *38*(4), 789-802.

Kabir, Z, IP. O'Halloran y C. Hamel. 1997. La proliferación de hifas de hongos en suelos que sustentan plantas micorrizadas y no micorrizadas. Micorrizas 6: 477-480.

Lehto T y Zwiazek, J. (2011). Ectomicorrizas y relaciones hídricas de los árboles: una revisión. Micorriza, 21, p 71-90.

Machicado Paco, C. (2019). *Evaluacion del cultivo de la canavalia (Canavalia ensiformes L.) para produccion de abono verde en el municipio de Luribay comunidad de Achocara alta* (Doctoral dissertation).

Martín, F., Molina, E., Nicolás, J., Alarcón, M., Kirchmair, F., García, G., & Bernabe. (2017). Aplicación de micorrizas arbusculares Glomus iranicum var. tenuihypharum var. nova en agricultura intensiva: un caso de estudio. J. Agri. Ciencia. Tecnología, 23, 221-248.

Martínez A, Judith, Osório V, Nelson, & Garrido P, Jeyson. (2019). Efectividad de hongos micorrizo-arbusculares nativos en suelos con diferentes usos agropecuarios. *Revista MVZ Córdoba*, *24*(2), 7256-7261. https://doi.org/10.21897/rmvz.1703

Miller, R.M. y J.D. Jastrow. 1992. El papel de los hongos micorrízicos. en la conservación del suelo. Publicación especial 54. Americana Sociedad de Agronomía. Madison, Wisconsin.

Mohammadi, K., Khalesro, S., Sohrabi, Y., y Heidari, G. (2011). Efectos beneficiosos de los hongos micorrízicos para el crecimiento de las plantas. J. Appl. Environ. Biol. Sci., 1(9)310-319. Iran.

Montiel, K., y Ibrahim, M. (2016). Manejo integrado de suelos para una agricultura resiliente al cambio climático: Sistematización del ciclo de foros virtuales: Año Internacional de los Suelos (AIS) 2015. IICA.

Morales Núñez, A. P., & Vargas Huacon, N. D. (2024). *Evaluación de un consorcio nativo de hongos micorrízicos arbusculares en dos especies vegetales pertenecientes a la familia fabaceae y poaceae ubicadas en el campus María Auxiliadora de la Universidad Politécnica Salesiana* (Bachelor's thesis).

Navarro, G. (2003). Química agrícola. Mundi-Prensa. Madrid.

Navarro. (2008). Beneficios de las Micorrizas sobre el Estrés en Plantas | Intagri S.C.).

Nieto, M.; Mariña, C.; Sánchez, L. y Fonseca, M. (2008). Los abonos verdes. Una alternativa en la producción de tabaco negro. Congreso Científico del INCA 16(3):24-28.

Nogueira, E. (2016). Microbiología del suelo. 2da Ed. Editorial Peracicaba. 221 p

Oehl, F., G. Alves da Silva, B. T. Goto, L. C. Maia y E. Sieverding (2011). Glomeromycota: Dos nuevas clases y un nuevo orden. Mycotaxon, *116*, 365-379.

Ojeda-Quintana, L. J., Rivera-Espinosa, R., González-Cañizares, P. J., Rosa-Capote, J. J. D. L., Arteaga-Rodríguez, O., & Hernández-Rodríguez, C. (2019). Efecto del abono verde de *Canavalia ensiformis* (L.) micorrizada en el cultivo sucesor *Cenchrus purpureus* (Schumach.) Morrone Cuba CT-169. Pastos y Forrajes, *42*(4), 277-284.

Pacheco Flores de Valgaz, A., Orange-Moran, J., Kings Roman, G., Oviedo-Anchundia, J., Ratti Towers, M., & Barcos-Arias, M. (2022). Descubrimiento de la diversidad de hongos micorrízicos arbusculares asociados con dos prácticas de cultivo de *Theobroma cacao*. Diversidad, *14*(8), artículo 651. https://doi.org/10.3390/d14080651

Peña, C., Cardona, G., Mazorra, A., Arguellez, J; Arcos, A (2006). Micorrizas arbusculares de la Amazonía Colombiana. Catálogo. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI.

Pérez, A y Rojas, A (2011). Hongos formadores de micorrizas arbusculares: una alternativa biologica para la sostenibilidad de los agroecosistemas de praderas en el caribe colombiano. *Colombiana cienc. Anim*, *3*(2).

Peterson, L; Massicote, H y Melvill, L (2004). Micorrizas: anatomía y biología celular Ottawa: NRC Research press, 173.

Plaster, E (2000). La ciencia del suelo y su manejo. Perú: Editorial Paraninfo.

Portillo, O. 2014. *Evaluación del efecto de tiempos de siembra de Canavalia ensiformis sobre el control de malezas y el aporte de materia orgánica al suelo en el cultivo de caña de azúcar variedad CP 72 – 2086*. Tesis Ing. Jalapa, Guatemala. Universidad San Carlos de Guatemala. 69 p.

Read, D.J., H.K. Koucheri, J. Hodgson. (1976). Micorrizas vesiculares-arbusculares en sistemas de vegetación natural. *New Phytol*. *77*: 641-653.

Reyes, M. P., Castro, E. B. N., Scull, Y. S. O., & Fernández, G. P. (2023). Bioabonos con biochar de morera (Morus alba L.) en la germinación y desarrollo inicial de *Crotalaria juncea* L. en cepellón. *AIA avances en investigación agropecuaria*, *27*(1), ágs-51.

Reyna, S. (2007). Truficultura. Fundamentos y técnicos. Ediciones, Mundi-Prensa. España.

Ríos Ruiz, W. F., Barrios López, L., Rojas García, J. C., y Valdez Nuñez, R. A. (2019). Capacidad micotrófica y diversidad de hongos micorrízicos arbusculares nativos aislados de suelos degradados. Scientia Agropecuaria, *10*(1), 99-108.

Rivera, R y Fernandez, F. (2005). Inoculación y manejo de hongos micorrízicos en agroecosistemas tropicales. Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas (INCA). Cuba. 479-487.

Rivera-Espinosa, R., Pérez-Salina, V., & Sánchez-Esmori, C. (2024). Respuesta preliminar de la canavalia a la inoculación micorrízica en un ambiente edáfico de Jibacoa. *Agronomía Costarricense*, *48*(1), 57-66.

Rodríguez, J. E. M. H., Otiniano, C. C. R., Asencio, P. B. L., Mogollón, P. C., & Medina, M. E. C. (2019). Coinoculación de *Rhizophagus irregularis* y *Rhizobium sp*. en *Phaseolus vulgaris* L. var. *canario* (Fabaceae)" frijol canario". *Arnaldoa*, *26*(3), 991-1006.

Rojas, K. (2018). Ocurrencia de Hongos de Micorriza Arbuscular en caoba (Swietenia macrophylla). Ucayali.

Ruiz P.; Rojas K.; Sieverding, E. (2011). La distribución geográfica de los hongos de micorriza arbuscular: una prioridad de investigación en la Amazonía peruana. pp. 47-63.

Sabino, E.; Obando, O. & Lavado, W. 2017. Atlas de Erosión de Suelos por Regiones Hidrográficas del Perú. Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología – SENAMHI. Nota Técnica N° 002-DHI-2017. p 132.

Samaniego Vivanco, T. D. (2024). *Calidad biológica en cinco cultivos de leguminosas como coberturas en suelos degradados por minería aluvial en Madre de Dios.*

Sánchez de P, M., Posada, R., Velásquez, D y Narváez, M. (2010). Metodologías básicas para el trabajo con micorrizas arbuscular y hongos formadores de micorriza arbuscular. Universidad Nacional de Colombia Sede Palmira. 45p.

Sánchez, I (2009). *Análisis de la estructura y diversidad de las comunidades de hongos formadores de micorrizas asociados a plantas de interés ecológico en ambientes mediterráneos*. Tesis Doctoral. Universidad de Granada, Granada, España.

Sandoval y García (2019). *Comportamiento de los inóculos en cultivo de Brachiaria decumbens, en el laboratorio del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana, en el departamento de Ucayali.* (Tesis pregrado, Universidad Nacional de Ucayali).

Schenck, N.C. y Smith, G.S. (1982). Respuestas de seis especies de hongos micorrízicos vesiculares-arbusculares y sus efectos sobre la soja a cuatro temperaturas del suelo. Nuevo phytol. 92: 193-201.

Senamhi (2017). Atlas de Erosión de Suelos por Regiones Hidrográficas del Perú. Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología – SENAMHI. Nota Técnica N° 002-DHI-2017. Lima Perú. p 43.

Smith, S.E. Read, Dj (2008). Simbiosis micorrícica, tercera edición. Académico, Londres. Elsevier.

Smith, SE. y D.J. Leer. (1997). Simbiosis micorrízica. 2da ed. Prensa académica. Cambridge, Gran Bretaña.

Srivastava, P., Saxena, B., & Giri, B. (2017). Hongos micorrízicos arbusculares: enfoque/tecnología ecológicos para la agricultura y el medio ambiente sostenibles. Biocontrol, Ecorestauración. (20), *355-380*.

Suazo, K. A. (2022). *Efecto de la inoculación de Rhizobium en los cultivos de cobertura de: Canavalia ensiformis L., Crotalaria juncea L., Dolichos lablab L. y Mucuna pruriens L*. Doctoral dissertation, Zamorano: Escuela Agrícola Panamericana.

Trejo, Dora, Hernández-Acosta, Elizabeth, Baeza-Guzmán, Yajaira, Pérez-Toledo, Gibran, Morgado-Viveros, Elvira, & Bañuelos, Jacob. (2021). Efectividad de los hongos micorrízicos arbusculares introducidos y nativos en seis leguminosas coberteras. *Scientia fungorum*, *51*, e1320. Epub 28 de febrero de 2022.https://doi.org/10.33885/sf.2021.51.1320

Valdiviezo-Saavedra, L. E., Ríos-Ruiz, W. F., Rojas García, J. C., & Sandoval-Flores, D. T. (2024). El desarrollo de leguminosas de cobertura por hongos micorrízicos arbusculares depende del grado de especificidad de los simbiontes. *Manglar*, *21*(2), 279–286. Recuperado a partir de https://revistas.untumbes.edu.pe/index.php/manglar/article/view/494

Van der Heijden, M., J.N. Klironomos, M. Ursic, P. Moutoglis, R. Streitwolf-Engle, T. Boller, A. Wiemkem e I.R. Lijadoras. (1998). La diversidad de hongos micorrízicos determina la planta. variabilidad y productividad de los ecosistemas de biodiversidad. Naturaleza *396*: 69-72.

Yazmin Abud, Yazmín Carreón. (2015). Beneficios de los hongos micorrícicos arbusculares en la agricultura. Revista de divulgación Saber más UMSNH.

Yuncong, L., Wang, Q., Klassen, W. y Edward, H. (2015). Sunn hemoa es un cultivo de cobertura prometedor en Florida. Obtenido de IFAS Extensión Universidad de Florida.

ANEXOS

Tabla 5A.

Análisis de varianza de colonización HMA en raíces.

FV	GL	SC	CM	F	p-valor	Sig. (α=0.05)
Bloque	2	0.86	0.43	4.35	0.1868	
Cobertura	1	0.57	0.57	5.70	0.1396	NS
Bloque*Cobertura	2	0.2	0.1	0.57	0.5866	
Inóculo	2	22.06	11.03	63.43	<0.0001	**
Cobertura*Inóculo	2	0.18	0.09	0.5	0.6225	NS
Error	8	1.39	0.17			
Total	17	25.25				
R^2 0.94						**C.V 11.56%**

FV= Fuente de Variación GL= Grados de libertad; SC= Suma de cuadrados; CM= Cuadrado medio; F= F calculada; P-valor= Valor de probabilidad; *= Significancia estadística; **= Significancia estadística altamente significante; NS= No significante; R^2 = Coeficiente de determinación; CV= Coeficiente de variación.

Tabla 6A.

Análisis de Varianza para la variable esporulación.

FV	GL	SC	CM	F	P-valor	Sig. (α=0.05)
Bloque	2	1201	600.5	5.77	0.1477	
Cobertura	1	854.22	854.22	8.21	0.1033	NS
Bloque*Cobertura	2	208.11	104.06	0.40	0.6821	
Inóculo	2	123075	61537.5	237.42	<0.0001	**
Cobertura*Inóculo	2	772.11	386.06	1.49	0.2819	NS
Error	8	2073.56	259.19			
Total	17	128184				
R^2 0.98						**C.V 2.42 %**

Tabla 7A.

Análisis de varianza para la variable de germinación.

FV	**GL**	**SC**	**CM**	**F**	**p-valor**	**Sig. (α=0.05)**
Bloque	2	8.78	4.39	0.43	0.6985	
Cobertura	1	60.50	60.5	5.95	0.1349	NS
Bloque*Cobertura	2	20.33	10.17	1.37	0.3088	
Inóculo	2	521.44	260.72	35.02	<0.0001	**
Cobertura*Inóculo	2	73.00	36.5	4.9	0.0407	*
Error	8	59.56	7.44			
Total	17	743.61				
R^2 0.92						**C.V 3.11 %**

Tabla 8A.

Análisis de varianza para la variable de altura de plantas.

FV	GL	SC	CM	F	p-valor	Sig. (α=0.05)
Bloque	2	2234.15	1117.07	2.25	0.3073	
Cobertura	1	10662.87	10662.87	21.51	0.0435	*
Bloque*Cobertura	2	991.35	495.68	5.82	0.0275	
Inóculo	2	665.31	332.65	3.9	0.0656	NS
Cobertura*Inóculo	2	91.38	45.69	0.54	0.6045	NS
Error	8	681.53	85.19			
Total	17	15326.59				
R^2 0.96						**C.V 8.66 %**

Tabla 9A.

Análisis de varianza para la variable de diámetro de tallo de las plantas.

FV	GL	SC	CM	F	p-valor	Sig. (α=0.05)
Bloque	2	6.64	3.32	1.90	0.3453	
Cobertura	1	0.41	0.41	0.23	0.6781	NS
Bloque*Cobertura	2	3.50	1.75	2.04	0.1928	
Inóculo	2	3.49	1.74	2.03	0.1940	NS
Cobertura*Inóculo	2	2.92	1.46	1.70	0.2427	NS
Error	8	6.88	0.86			
Total	17	23.84				
R^2 0.71						**C.V 12.95 %**

Tabla 10A.

Análisis de varianza para la variable de área foliar.

FV	GL	SC	CM	F	p-valor	Sig. (α=0.05)
Bloque	2	13004119.82	6502059.91	0.92	0.522	
Cobertura	1	62988751.28	62988751.28	8.87	0.0967	NS
Bloque*Cobertura	2	14201652.87	7100826.43	3.40	0.0853	
Inóculo	2	7514579.02	3757289.51	1.80	0.2262	NS
Cobertura*Inóculo	2	6126491.53	3063245.76	1.47	0.2864	NS
Error	2	16695877.81	2086984.73			
Total	17	120531472.3				
R^2 0.86						**C.V 9. 59 %**

Tabla 11A.

Análisis de varianza par la variable de clorofila.

FV	**GL**	**SC**	**CM**	**F**	**p-valor**	**Sig. (α=0.05)**
Bloque	2	8.92	4.46	0.17	0.8518	
Cobertura	1	0.29	0.29	0.01	0.9245	NS
Bloque*Cobertura	2	51.26	25.63	1.20	0.3498	
Inóculo	2	29.49	14.75	0.69	0.5286	NS
Cobertura*Inóculo	2	14.4	7.20	0.34	0.7232	NS
Error	8	170.7	21.34			
Total	17	275.07				
R^2 0.78						**C.V 10.51 %**

Tabla 12A.

Análisis de varianza para la variable de retención de humedad.

FV	GL	SC	CM	F	p-valor	Sig. (α=0.05)
Bloque	2	205.84	22.87	1.71	0.2308	
Cobertura	1	74.55	37.27	1.79	0.3584	NS
Bloque*Cobertura	2	72.00	72.00	3.46	0.2040	
Inóculo	2	41.64	20.82	1.56	0.2685	NS
Cobertura*Inóculo	2	16.35	8.18	0.61	0.5662	NS
Error	8	1.29	0.65			
Total	17	107				
R^2 0.68						**C.V 13.45 %**

Tabla 13A.

Análisis de varianza para la variable de materia seca.

FV	GL	SC	CM	F	p-valor	Sig. (α=0.05)
Bloque	2	1512565.12	756282.56	2.13	0.3191	
Cobertura	1	5767562.7	5767562.7	16.27	0.0563	NS
Bloque*Cobertura	2	708887.06	354443.53	0.20	0.8208	
Inóculo	2	5997799.03	2998899.51	1.71	0.2404	NS
Cobertura*Inóculo	2	1566475.61	783237.81	0.45	0.6545	NS
Error	8	14011848.2	1751481.02			
Total	17	29565137.7				
R^2 0.63						**C.V 15.22 %**

Tabla 14A.

Condiciones climáticas.

Temperaturas	Agosto	Setiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre	Promedio
Temp. Máxima °C	34.2	34.6	34.8	33.0	31.6	33.6
Temp. Media °C	28.6	29.2	29.8	28.7	27.9	28.8
Temp. Mínima °C	23.0	23.8	24.7	23.4	24.2	23.8
Humedad Relativa %	74.0	75.0	78.0	79.0	82.0	77.6
Precipitación l/m²	20.0	92.2	229.0	267.2	260.5	173.8

Tabla 15A.

Análisis fisicoquímicos de suelo de los tratamientos.

Número de Muestra							Análisis Mecánico			Clase	CIC
Lab	Claves	pH	M.O.	N	P	K	Arena	Limo	Arcilla	Textural	
		(1:1)	%	%	ppm	ppm	%	%	%		
7233	T0	3.58	1.28	0.09	2.1	37	46	14	40	Fr	2.35
7234	T1 Cr C	3.95	1.48	0.09	3.2	44	65	22	13	Fr.A.	4.80
7235	T2 Cr N	3.73	1.55	0.10	2.3	38	47	40	13	Fr.	5.00
7236	T3 Cr O	3.74	1.48	0.10	3.5	45	45	44	11	Fr.	4.40
7237	T4 Ca C	3.61	1.61	0.10	2.5	54	47	42	11	Fr.	6.40
7238	T5 Ca N	3.74	1.55	0.10	3.1	61	45	42	13	Fr.	5.00
7239	T6 Ca O	3.74	1.48	0.10	4.0	57	45	42	13	Fr.	2.40

Tabla 16A.

Costos.

Descripción	Unidad	Costo unitario S/	Cantidad	Costo total S/
Material genético.				
Semilla Canavalia	Kg	11.80	1	11.80
Semilla de Crotalaria	Kg	10.80	1	10.80
HMA Comercial	Kg	248.48	1	248.48
Fase de campo				
Área experimental	Jornal	30	113	3390.00
Análisis.				
Análisis físico quimos	Muestras	70	7	490.00
TOTAL				**4151.08**

Tabla 17A.

Taxonomía de los Hongos de Micorrizas.

CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO
Glomeromicetos	Glomerales	Glomeraceae	Glomus
			Funneliformis
			Simiglomus
			Septoglomus
		Claroideoglomeraceae	Claroideoglomus
			Viscospora
	Diversisporales	Diversisporaceae	Diversispora
			Redeckera
		Entrophosporaceae	Otospora
			Entrophospora
		Acaulosporaceae	Acaulospora
			Kuklospora
		Pacisporaceae	Pacispora
	Gigasporales	Gigasporaceae	Gigaspora
		Scutellosporaceae	Scutellospora
			Orbispora
		Racocetraceae	Racocetra
			Cetraspora
		Dentiscutataceae	Dentiscutata
			Fuscutata
			Quatunica
Archaeosporomicetos	Archaeosporales	Archaeosporaceae	Archaeospora
			Intraspora
		Ambisporacea	Ambispora
		Geosiphonaceae	Geosiphon
Paraglomeromicetos	Paraglomerales	Paraglomeraceae	Paraglomus

Fuente: (Oehl *et. al*., 2011).

Tabla 18A.

Principales Géneros.

Géneros	Descripción
Glomus	En este género se encuentran alrededor de 85 especies. Se caracteriza porque las esporas se producen sobre una hifa de sostén, pueden ser solitarias, en agregados laxos o en esporocarpos. Las esporas son glomoides, tienen una pared con varias capas, originadas a partir de la hifa esporogénica, la que usualmente queda unida a la espora madura. Se encuentran en la parte superficial o cerca de la superficie del suelo
Entrophospora	En el suelo o la raíz. Esporas globlosas a subglobosas y coloreadas. Esporas entre 95-220 μm de diámetro. *E. baltica, E. infrequens.*
Ambispora	Formación acaulosporoide o glomoide. Tres paredes gruesas sin perlas en la pared interna. Paredes un poco flexibles como una bomba de aire. Esporas entre 150-250 μm de diámetro. *A. appendiculata, A. callosa. A. fecundispora, A. fennica, A. gerdemanii, A. jimgerdemanii.*
Paraglomus	1 pared con varias capas. Externa se desprende, media laminada y la interna lisa u ornamentada. Pared externa medio ornamentada. Hifa de soporte en forma de colita de marrano. Germinan por la luz de la hifa de soporte. No producen vesículas. Esporas entre 50-130 μm de diámetro. *P. brasilianum, P. laccatum, P. occultum.*
Pacispora	2 paredes, una interna y una externa, cada una con tres capas. La superficie es lisa u ornamentada con largos o cortos procesos Germinación de pared y no por conexión Conexión hifal como en Glomus, pero con dos paredes. Esporas entre 70-170 μm de diámetro. *P. scintillans, P. boliviana, P. franciscana, P. robiginia, P. chimonobambusae, P. coralloidea.*
Intraspora	Formación de la espora a una distancia relativamente grande del sáculo esporífero. Esporas entre 45-80 μm de diámetro. Esporas globosas a subglobosas, usualmente piriformes. *I. schenkii.*
Archaeospora	Formación de la espora a muy corta distancia del sáculo esporífero. Esporas entre 37.5- 78.0 μm de diámetro. Germinan a través de una estructura irregular. Sáculo esporífero con desarrollo lateral de la espora similar a Acaulospora. *A. trappei.*
Diversispora	Conexión hifal es insertada como en bate de béisbol. Esporas entre 75-110 μm de diámetro. Glomus grupo diversispora. *D. eburnea, D. spurca, D.versiforme.*
Otospora	Hifa de conexión perpendicular y a veces se observa el sáculo. *O. bareai.*

Acaulospora	Presencia de sáculo, pero es lateral y no terminal, por lo tanto, no presentan tallo. Paredes: externa con tres capas, mediana delgada y hialina con dos capas, interna con 2-3 capas, de la que germina la espora. La mayoría de las esporas son ornamentadas, solo 5 especies, no lo son. Las especies se diferencian por la ornamentación de la pared. *A. bireticulata, A. capsicula Acaulospora cavernata Acaulospora gedanensis* *A. koskei, A. lacunosa, A. mellea, A morrowiae, A. myriocarpa, A. paulinae, A. polonica, A. rehmii, A. scrobiculata, A. splendida, A. thomii.*
Kuklospora	Dos cicatrices como en Entrophospora, si no haysáculo. Se origina del contenido del sáculo. Paredes: externa con tres capas, mediana delgada y hialina con dos capas, interna con 2-3 capas, de la que germina la espora. Aparecen con colores amarillo, naranja y café. *K. colombiana, K, kentinensis.*

Fuente: (Sánchez *et. al*., 2010).

Figura 30A.

Limpieza y muestreo del terreno.



Figura 31A.

Delimitación de área y unidades experimentales.



Figura 32A.

Extracción del inóculo nativo.



Figura 33A.

Tamizado del inoculante nativo.



Figura 34A.

Pesado de los inóculos nativo y comercial.



Figura 35A.

Inoculación de HMA y simbra de las semillas de cobertura.



Figura 36A.

Riego de las unidades experimentales.



Figura 37A.

Germinación y crecimiento de las coberturas.



Figura 38A.

Evaluación de las coberturas.



Figura 39A.

Extracción de muestras de suelos y las coberturas.



Figura 40A.

Rotulación de las coberturas por tratamiento.



Figura 41A.

Peso fresco y seco de las muestras de suelo.



Figura 42A.

Peso fresco y seco de las coberturas.



Figura 43A.

Evaluación de colonización y esporulación de HMA.



Figura 44A.

Estructuras de HMA.



Figura 45A.

Esporas de HMA.

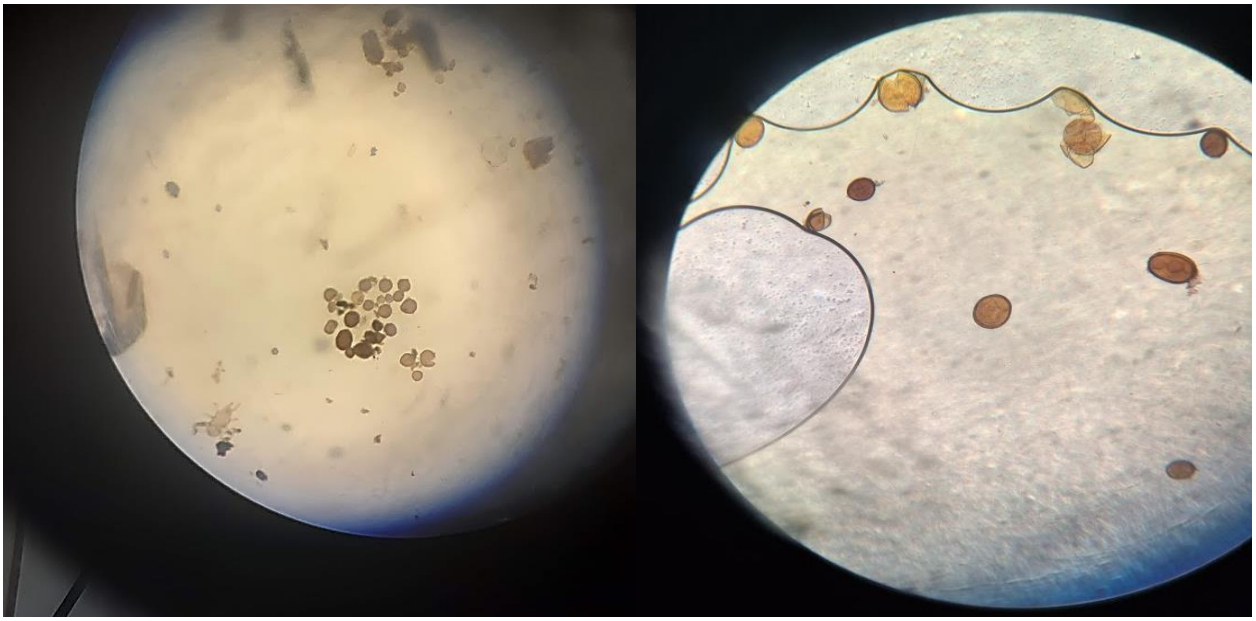


Figura 46A.

Supervisión de jurado.

